ФЕДЕРАЛЬНАЯ СЛУЖБА ПО НАДЗОРУ В СФЕРЕ ЗАЩИТЫ
ПРАВ ПОТРЕБИТЕЛЕЙ И БЛАГОПОЛУЧИЯ ЧЕЛОВЕКА

ФЕДЕРАЛЬНОЕ КАЗЕННОЕ УЧРЕЖДЕНИЕ ЗДРАВООХРАНЕНИЯ
«СТАВРОПОЛЬСКИЙ НАУЧНО-ИССЛЕДОВАТЕЛЬСКИЙ
ПРОТИВОЧУМНЫЙ ИНСТИТУТ»
ФЕДЕРАЛЬНОЙ СЛУЖБЫ ПО НАДЗОРУ В СФЕРЕ
ЗАЩИТЫ ПРАВ ПОТРЕБИТЕЛЕЙ И БЛАГОПОЛУЧИЯ ЧЕЛОВЕКА

АКТУАЛЬНЫЕ ПРОБЛЕМЫ БОЛЕЗНЕЙ, ОБЩИХ ДЛЯ ЧЕЛОВЕКА И ЖИВОТНЫХ

МАТЕРИАЛЫ III ВСЕРОССИЙСКОЙ НАУЧНО-ПРАКТИЧЕСКОЙ КОНФЕРЕНЦИИ С МЕЖДУНАРОДНЫМ УЧАСТИЕМ

(24 - 25 апреля 2019 г.)

Ставрополь, 2019

THE FEDERAL SERVICE FOR SURVEILLANCE IN THE SPHERE
OF PROTECTION OF CONSUMERS AND HUMAN WELFARE

THE FEDERAL GOVERNMENT RUPLIC HEALTH INSTITUTION
"STAVROPOL INSTITUTE FOR PLAGUE CONTROL"
OF THE FEDERAL SERVICE FOR SURVEILLANCE IN THE SPHERE
OF PROTECTION OF THE CONSUMERS AND HUMAN WELFARE

URGENT PROBLEMS OF ZOONOTIC INFECTIOUS DISEASES

(April 24 – 25, 2019, Stavropol)

Stavropol, 2019

СПОНСОРЫ
НАУЧНО-ПРАКТИЧЕСКОЙ КОНФЕРЕНЦИИ

ИнтерЛабСервис

helicon

LAMSYSTEMS

BMT
MMM Group

BIO-RAD

ДИА•М
современная лаборатория

www.dia-m.ru
заказ on-line

Лаборатория
МЕДИЛИС

УДК 616.9
ББК 55.1
А - 43

Редакционная коллегия:
Е.Б. Жилченко, Ю.М. Тохов, Н.Ф. Василенко, М.П. Григорьев, Т.В. Таран,
Е.И. Еременко, И.С. Тюменцева, О.И. Цыганкова, И.Ю. Борздова,
Н.В. Жаринова, Е.Л. Ракитина, Д.В. Русанова, И.В. Жарникова,
Н.П. Буравцева, Б.К. Котти, О.В. Логвиненко, В.Н. Савельев, Л.Н. Марчукова

АКТУАЛЬНЫЕ ПРОБЛЕМЫ БОЛЕЗНЕЙ, ОБЩИХ ДЛЯ ЧЕЛОВЕКА И ЖИВОТНЫХ: материалы III Всероссийской научно-практической конференции с международным участием / под ред. А.Н. Куличенко. - Ставрополь, 2019. – 324 с.

ISBN 978-5-6042070-8-6

В сборник вошли работы ученых и специалистов, посвященные широкому кругу вопросов эпизоотологии, эпидемиологии, микробиологии болезней, общих для человека и животных.

Представлены современные достижения в области молекулярно-генетического мониторинга возбудителей инфекционных болезней, разработки и совершенствования методов и алгоритмов лабораторной диагностики, дезинфекции и дезинсекции, геоинформационные и прогнозно-моделирующие системы, новые биотехнологии производства препаратов для лабораторной диагностики, профилактики и лечения болезней, общих для человека и животных.

The collection includes works of scientists and specialists devoted to a wide range of issues epizootology, epidemiology, microbiology zoonotic infectious diseases.

Modern achievements in the field molecular genetic monitoring of infectious disease pathogens, development and improvement methods for laboratory diagnosis, disinfection and disinsection, geoinformation and forecasting-modeling systems, new biotechnologies for the production drugs for laboratory diagnosis, prevention and treatment of zoonotic infectious diseases.

УДК 616.9
ББК 55.1
А - 43

ISBN 978-5-6042070-8-6

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, 2019

ОБРАЩЕНИЕ
к участникам III Всероссийской научно-практической конференции с международным участием «Актуальные проблемы болезней, общих для человека и животных»
(Ставрополь, 24-25 апреля 2019 г.)

Уважаемые коллеги!

Хорошей традицией стало проведение Всероссийской научно-практической конференции, посвященной одной из актуальных проблем современности – болезням, общим для человека и животных, эпидемиологическая ситуация по которым в Российской Федерации продолжает оставаться нестабильной. Сохраняется неустойчивая эпизоотологическая обстановка по сибирской язве, бруцеллёзу, туляремии, лептоспирозу, бешенству и другим опасным зоонозам. Существующие риски требуют опережающих действий по профилактике этих инфекций и разработке мер адекватного реагирования.

Происходящие в последние годы в Российской Федерации масштабные социально-экономические изменения позволили добиться определенных успехов в области борьбы с болезнями, общими для человека и животных, улучшения санитарно-эпидемиологической обстановки. Однако, для решения многих проблем следует учитывать особенности эпидемического процесса при них и значимость взаимодействия санитарно-эпидемиологических и ветеринарных надзорных органов, исполнительной власти на местах.

На сегодняшний день особое внимание должно быть уделено совершенствованию методов мониторинга, методов детекции и идентификации модифицированных форм микроорганизмов, технологиям прогнозирования эпидемиологической ситуации для последующего научно-обоснованного планирования профилактических и противоэпидемических мероприятий, защиты населения от патогенных биологических агентов. Важное место в этом процессе отводится профильным научным учреждениям и референс-центрам по мониторингу за возбудителями зоонозных инфекций.

Тенденции современной науки таковы, что возникает необходимость сочетания качественной специализации ученого в профильной области со знаниями смежных научных направлений, широты мышления. Считаю, что при решении научных и практических задач следует отдавать предпочтение комплексному подходу, так как именно на стыке научных дисциплин и специальностей рождаются новые знания, перспективные идеи. Настоящая конференции призвана обеспечить продуктивный диалог ведущих ученых и специалистов практического звена различных ведомств Российской Федерации, определение приоритетных направлений сотрудничества.

Желаю всем участникам конференции успехов, новых научных достижений, плодотворной работы и выражаю уверенность в том, что обозначенные пути решения имеющихся проблем и представленные в материалах конференции научные разработки найдут своё конкретное продолжение в виде нормативных и методических документов, диагностических препаратов, доступных для практического здравоохранения и ветеринарии, а работа форума внесет существенный вклад в дело сохранения и укрепления здоровья населения России, повышения благополучия нашей страны.

Председатель оргкомитета,
Руководитель Федеральной службы
по надзору в сфере защиты прав
потребителей и благополучия человека,
Главный государственный санитарный
врач Российской Федерации, профессор А.Ю. Попова

I. СОВРЕМЕННАЯ ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКАЯ И ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО ОСОБО ОПАСНЫМ И ДРУГИМ ИНФЕКЦИОННЫМ БОЛЕЗНЯМ, ОБЩИМ ДЛЯ ЧЕЛОВЕКА И ЖИВОТНЫХ

Абакин С.С.

ЭПИЗООТИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО БЕШЕНСТВУ В СТАВРОПОЛЬСКОМ КРАЕ

ФГБНУ «Северо-Кавказский федеральный научный аграрный центр», Ставрополь, Россия

Бешенство (Rabies) – одна из опасных и тяжелых болезней человека и теплокровных животных всех видов, характеризующаяся тяжелым поражением центральной нервной системы и летальным исходом. В последние годы на большинстве административных территорий России наблюдается ухудшении эпизоотической ситуации за счет активизации природных очагов.

Возбудитель бешенства относится к семейству рабдовирусов (Rhabdoviridae) роду *Lyssavirus,* содержит РНК, нейротропен. Существует в двух вариантах: «уличный» («дикий»), который циркулирует в естественных условиях среди животных, высоко патогенен для млекопитающих, и «фиксированный», применяется для получения вакцин, непатогенен. Вирус бешенства не стоек во внешней среде. Кипячение убивает вирус бешенства в течение двух минут, он быстро погибает под действием различных дезинфицирующих средств.

Основными резервуарами и источниками бешенства являются плотоядные дикие животные: лисицы (наиболее значимый вид животных в настоящее время), енотовидные собаки, волки, шакалы и др., а также домашние - собаки, кошки, выделяющие вирус со слюной в последние 7-10 дней инкубационного периода бешенства и на протяжении всего заболевания бешенством. Эпизоотические очаги рабической инфекции рукокрылых животных (летучие мыши) имеют несравненно меньшее эпидемиологическое значение.

Передача бешенства от животных к человеку происходит при укусах больным животным или ослюнении им поврежденной кожи и слизистых оболочек. От человека бешенство, как правило, не передается. Наиболее опасны укусы в области головы, шеи и кистей рук. Восприимчивость к бешенству всеобщая.

По данным Россельхознадзора РФ, на протяжении последних двух лет резко, увеличилось число случаев заболевания среди диких, домашних плотоядных (собаки) и сельскохозяйственных животных.

Бешенство животных в 2017-2018 гг. зарегистрировано на территории всех федеральных округов Российской Федерации.

Возросло число случаев бешенства животных в субъектах Центрального, Южного, Северо-Кавказского и Уральского федеральных округов.

Всего по РФ зарегистрировано в 2017 г. 1918 неблагополучных по бешенству пунктов, в которых заболело и пало 2106 животных, из которых 39 % дикие животные, 44 % домашние плотоядные (кошки и собаки), 17 % сельскохозяйственные животные. Наибольшее число неблагополучных пунктов (н.п.) за 2017 г. зарегистрировано в Липецкой области (162 н.п.);

За 3 квартала 2018 года, зарегистрировано 1841 неблагополучных по бешенству пункта, в которых заболело и пало 2110 животных.

Таким образом, на территории Российской Федерации сохраняется напряженная эпизоотическая ситуация по бешенству. Особенно широко эта болезнь распространена среди диких плотоядных животных. Основным резервуаром вируса являются лисы и енотовидные собаки.

По разным источникам в России существуют очаги бешенства трех типов:

- в западных и центральных районах, Поволжье – природные очаги, в которых вирус бешенства циркулирует у красной лисицы (является источником болезни в 36 – 72 % случаев), передаваясь волкам, енотовидным собакам, барсукам и др.;

- природные полярные, или арктические, очаги, где вирус существует у песцов;
- «городские» очаги, где вирус циркулирует среди бродячих собак, передаваясь кошкам и сельскохозяйственным животным. Источниками инфекции для 60 % больных служат собаки, для 24 % больных – лисицы, для 10 % – кошки, для 3 % – волки и для 3 % – другие животные.

За последние пять лет (2012-1017 гг.) в России от бешенства скончались 28 человек. Бешенство человека было выявлено в семи регионах Российской Федерации, в том числе в Московской, Челябинской областях, в Татарстане, Башкортостане и Чеченской республике». Вместе с тем ряд регионов России остается благополучными, так в Ленинградской области последний случай заражения животного бешенством выявлен в 1988 году.

В 2017 году в сравнении с 2016 годом в Ставропольском крае эпизоотическая ситуация по бешенству животных улучшилась. Количество неблагополучных пунктов по бешенству животных уменьшилось на 22.

За отчетный период в крае зарегистрировано 10 неблагополучных пунктов по бешенству животных, в том числе 5 пунктов по бешенству крупного рогатого скота, 3 пункта по бешенству собак, 2 пункта по бешенству кошек. Неблагополучие было объявлено в 8 районах края.

Проведена профилактическая иммунизация животных: 69195 голов крупного рогатого скота, 18220 голов мелкого рогатого скота, 19 голов лошадей, 316 голов свиней, 127676 собак, 27980 кошек. Разложено 870 доз вакцины для профилактической оральной иммунизации против бешенства диких плотоядных животных. План выполнен от 103,3 % до 124,4 %. Перевыполнение связано с вынужденной вакцинацией животных в неблагополучных пунктах.

В 2018 году в сравнении с 2017 годом количество неблагополучных пунктов по бешенству животных уменьшилось на 2. За отчетный период в крае зарегистрировано 8 неблагополучных пунктов по бешенству животных, в том числе 5 пунктов по бешенству крупного рогатого скота, 2 пункта по бешенству собак, 1 пункт по бешенству диких животных (енотовидная собака). Неблагополучие было объявлено в 5 районах края.

Проведена профилактическая иммунизация животных: 63071 голова крупного рогатого скота, 46007 голов мелкого рогатого скота, 26 голов лошадей, 22 голов свиней, 128987 собак, 33856 кошек. Разложено 2020 доз вакцины для профилактической оральной иммунизации против бешенства диких плотоядных животных. План выполнен от 101,7 % до 130,2 %.

Для успешной борьбы с бешенством, прежде всего, необходимо разработать программу борьбы с этим заболеванием, главной целью которой является полное искоренение бешенства. При организации мероприятий по борьбе с бешенством следует различать эпизоотический очаг, неблагополучный пункт и угрожаемую зону. Ключевая роль должна отводиться мониторингу бешенства, разработке программы оральной вакцинации, профилактике бешенства в городских условиях, разработке рамочной национальной и региональных программ по борьбе с бешенством, обучению специалистов и информационно-разъяснительной работе с населением.

Амирова Н.А, Носкова Л.Н., Никешина Н.Н.

АНАЛИЗ ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО РИККЕТСИОЗНОЙ ПЯТНИСТОЙ ЛИХОРАДКЕ В АСТРАХАНСКОЙ ОБЛАСТИ В 2012-2018 гг.

Управление Роспотребнадзора по Астраханской области,
Астрахань, Россия

С начала 1980-х годов Астраханской области стали отмечать ранее неизвестную лихорадку с пятнистой сыпью. Заболевание диагностировали как «вирусную экзантему» неясной этиологии. С 1983 по 1988 г. число случаев возросло в 12 раз. И довольно долгое время оно оставалось не расшифрованным. Несмотря на то, что подозревалась риккетсиозная природа заболевания, на основании серологических исследований, только в 1990 году уда-

лось подтвердить этиологию – были выделены риккетсии. Углубленные генетические исследования позволили отнести возбудителя Астраханской риккетсиозной пятнистой лихорадки (АРПЛ) к новому виду – *Rickettsia sp. now*. А само заболевание было выделено в 1994 г. в отдельную нозологическую единицу – Астраханская лихорадка (синонимы: астраханская риккетсиозная лихорадка, астраханская пятнистая лихорадка, астраханская клещевая риккетсиозная лихорадка). Астраханскую риккетсиозную пятнистую лихорадку относят к группе клещевых пятнистых лихорадок, которое впервые как самостоятельное заболевание было описано в 1991 г.

Возбудитель заболевания – вновь выявленная риккетсия (*Rickettsia sp.nov.*). АРПЛ характеризуется трансмиссивным механизмом заражения. Резервуаром и источником являются иксодовые клещи *Rhipicephalus pumilio*. Человек заражается в результате присасывания инфицированных клещей.

В период с 2012 по 2018 годы на территории Астраханской области зарегистрировано 2024 случаев АРПЛ, из них 690 – в г. Астрахани, что составило 34,1 % от общего количества зарегистрированных случаев. Высокие показатели заболеваемости отмечены в 2013 г. (386 случаев), низкие – в 2017 г. (170 случаев). Летальность составила 0,69 %.

Преобладающее число больных составляют взрослые – 96,5 % (1954 случаев), среди детей до 17 лет зарегистрировано 3,5 % (70 случаев). Наибольшее число больных приходится на возрастные группы 40 - 49 лет, 50 - 59 лет, 60 - 69 лет, 70 лет и старше; удельный вес заболевших в возрасте 40-49 лет от общего количества больных составил 12,5 %, в возрасте 50 - 59 лет – 21,4 %, в возрасте 60 - 69 лет – 18,7 % и соответственно в возрасте 70 лет и старше – 12,5 %. Ежегодно регистрируется заболеваемость среди детского населения. Удельный вес заболеваемости среди детей составляет 18,4 % от общей заболеваемости. От общего числа заболевших детей, дети школьного возраста составили 44,2 %, дошкольного – 55,8 % в связи с активизацией детского летнего отдыха (летом дети активно играют с собаками, для развлечения ловят ежей).

Распределение по полу: мужчины –50,9 % (1031 случаев), женщины – 49,1 % (993 случаев).

Распределение по профессиональному признаку: дети, организованные в ДДУ – 4,9 % (100 случаев), учащиеся школ – 9,4 % (191 случай), неработающие – 22,8 % (462 случая), служащие – 12,2 % (247 случаев), рабочие – 11,2 % (226 случаев), пенсионеры – 32,1 % (650 случаев), сельхозрабочие – 0,6 % (12 случаев), неорганизованные дети – 5,2 % (105 случаев), предприниматели – 0,4 % (9 случаев), медработники – 0,4 % (9 случаев).

В зону высокого риска заражения АРПЛ входят Приволжский (показатель на 100 тыс. нас. – 487,0), Красноярский (656,64), Наримановский (358,7) и Харабалинский (659,8) районы.

АРПЛ имеет выраженную летне-осеннюю сезонность. Это связано с большим контактом населения с природными и антропургическими очагами АРПЛ при проведении сельскохозяйственных работ в июле, на садово-огородных участках, участии населения в рыбалке, охоте.

Динамика заболеваемости АРПЛ совпадает с периодом активности клещей *Rhipicephalus pumilio,* которые являются переносчиками и, в силу трансовариальной передачи возбудителя своему потомству, источником инфекции. Пик заболеваемости отмечается в августе, когда регистрируется 33,1 % больных.

Наблюдается прямая зависимость между численностью переносчика АРПЛ, числом обратившихся лиц с укусами клещами и заболеваемостью: чем выше показатель численности клещей, тем больше число обращений населения по поводу укуса клещом и больных АРПЛ.

При сборе эпидемиологического анамнеза установлено, что заражение происходило: при контакте с клещами, контакте с собаками (30,1 % случаев), городского населения при работе на садово-огородных участках (18,2 % случаев), туризм, охота, рыбалка (28,7 % случаев), в производственных условиях (6,5 % случаев).

Приведенные данные свидетельствуют о том, что заболевания АРПЛ на территории области регистрировались ежегодно. Четко проявляется волнообразность эпидемического процесса. Как правило, за подъемом уровня заболеваемости следует двухлетний период спада.

Природные очаги АРПЛ на территории Астраханской области сохраняют свою значимость, и заболеваемость не имеет тенденции к снижению. Эпидемический процесс АРПЛ характеризуется периодическими спадами и подъемами заболеваемости, которые связаны с циклическими изменениями численности животных – резервуаров и переносчиков инфекции.

Основными компонентами эпиднадзора и эпидемиологического обследования очагов АРПЛ являются выявление, регистрация и анализ заболеваемости; определение видового состава, численности и зараженности иксодовых клещей в природных очагах инфекции.

Бамматов Д.М., Батырова Б.А., Омарова Б.К., Халимбеков Х.А., Климова Л.И.

АЛГОРИТМ И РЕЗУЛЬТАТЫ ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКОГО МОНИТОРИНГА КГЛ В РЕСПУБЛИКЕ ДАГЕСТАН

ФКУЗ «Дагестанская противочумная станция» Роспотребнадзора,
Махачкала, Россия

Эпидемическая ситуация последних двадцати лет свидетельствует об активизации природного очага Крымской геморрагической лихорадки (КГЛ) на обширной территории юга России. Активность природного очага поддерживается за счет циркуляции возбудителя КГЛ между иксодовыми клещами и их прокормителями.

Обширный географический ареал распространения вируса ККГЛ в мире, возможность заноса инфекции с других эндемичных территорий, резкие подъемы уровня заболеваемости, возникающие через различные периоды времени, постепенное расширение ареала инфекции на юге России, а также возможность использования вируса ККГЛ в качестве агента для биотерроризма повышают требования к эффективности эпидемиологического надзора за КГЛ.

Уровень заболеваемости КГЛ зависит от эпизоотического состояния природного очага: численности и инфицированности клещей, а также зараженности резервуаров вируса ККГЛ (мелких млекопитающих, диких птиц).

В Республике Дагестан за период с 2000 по 2018 гг. зарегистрировано 48 случаев КГЛ, 2 летальных исхода (4,2 %). Наибольшее количество заболевших приходится на 2000 – 2002 гг. (в 2000 г. – 6, в 2001 г. – 10, в 2002 г. – 7 случаев). В остальные годы заболевания регистрировались ежегодно от 1 до 3 случаев.

ФКУЗ «Дагестанская противочумная станция» Роспотребнадзора проводит мониторинг циркуляции вируса ККГЛ на территории Республики Дагестан с 2000 г.

Изучение циркуляции вируса ККГЛ проводилось в 37 из 42 административных районах республики: 5 районов равнинного Дагестана, где преобладают полупустынные и степные ландшафты; 16 предгорных районов, где преобладают лесные массивы, степи и луга с хорошо развитой травянистой растительностью; 17 горных районов.

Лабораторная диагностика КГЛ основана на выявлении вируса ККГЛ или его структурных компонентов с использованием современных методов экспресс-диагностики: иммунологические (ИФА) – для выявления антигенов и молекулярно-генетические (ПЦР) – для выявления РНК возбудителя.

Для исследования собирались клещи со скота, поверхности почвы, а также с людей в различных ландшафтно-географических зонах республики. Клещи после определения видового состава и предварительной обработки формировались в пулы. Каждый пул после гомогенизации делился на три порции: первая – исследуется методом ИФА, вторая – методом ПЦР, третья сохраняется при глубокой заморозке (–80 ˚С) для передачи в Референс-центр и дальнейшего изучения в случае обнаружения положительных находок.

Результаты эпизоотологического обследования показали значительные колебания интенсивности циркуляции вируса ККГЛ в разные годы. В период с 2000 по 2002 гг. вирусофорность

клещей составляла 2,5 %, в 2009-2011 гг. – от 11 до 33 %, в период с 2014 по 2018 гг. – от 1,7 до 3,5 %.

За период наблюдения за очагом выявлены ареал основного переносчика и резервуара вируса ККГЛ – клеща *Hyalomma marginatum*, который обнаружен во всех равнинных и предгорных районах Дагестана и бóльшей части горных районов. Установлено, что ареал циркуляции возбудителя КГЛ распространен по всем ландшафтным зонам республики.

Проведенный анализ позволил определить активность сезонной динамики заболеваемости КГЛ на территории республики, что напрямую связано с сезонной активностью основного переносчика *Hyalomma marginatum* и приходится на период с апреля по июнь.

Выяснена роль других иксодовых клещей в циркуляции вируса ККГЛ на территории Республики Дагестан. Практически все виды клещей, добытые и исследованные за время наблюдения за очагом КГЛ, вовлечены в поддержание эпизоотологического процесса.

Положительные находки получены при исследовании клещей *Hyalomma marginatum* – 9 %, *Dermacentor marginatus* – 0,5 %, *Dermacentor pictus* – 1,8 %, *Rhipicephalus rossicus* – 4,9 %, *Ixodes ricinus* – 7,7 %, *Rhipicephalus turanicus* – 15 %, *Rhipicephalus sanguineus* – 19,3 %, *Rhipicephalus bursa* – 12 %, *Hyalomma scupense* – 1,3 %, *Boophilus annulatus* – 20,7 %.

Полученные данные свидетельствуют об активной циркуляции вируса ККГЛ на территории Республики Дагестан. Для дальнейшего уточнения объективных границ природного очага КГЛ требуется обширное эпизоотологическое обследование с охватом прилегающих ко всем населенным пунктам территорий. Сроки обследования необходимо планировать с учетом сезонной активности эктопаразитов.

Баранова Н.Ю., Почтовихина И.Н., Моргунова Л.В.

СИТУАЦИЯ ПО ЗАБОЛЕВАЕМОСТИ ИНФЕКЦИЯМИ, ПЕРЕДАЮЩИМИСЯ ПРИ УКУСАХ КЛЕЩЕЙ, НА ТЕРРИТОРИИ РЯЗАНСКОЙ ОБЛАСТИ

ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Рязанской области»,
Рязань, Россия

За весь период официальной статистики (с 1991 года) в 2018 году в Рязанской области зарегистрировано максимальное количество заболевших иксодовым клещевым боррелиозом (ИКБ) – 80 человек, что составило 7,1 на 100 тысяч населения. Заболеваемость возросла в 2 раза по сравнению с 2017 годом и в 2,3 раза по сравнению со среднемноголетним показателем и в 1,6 раза превысила показатель по РФ. Тенденция заболеваемости выраженная к росту (+8,9). Ранее исторический максимум заболеваемости ИКБ в Рязанской области составлял 5,4 на 100 тысяч населения в 2015 году.

Среди зарегистрированных случаев ИКБ до 90 % приходится на больных с эритемной формой. Значительная часть безэритемных форм, скорее всего, остается не выявленной.

Впервые в июле 2017 года в Скопинском районе Рязанской области зарегистрирован случай моноцитарного эрлихиоза у ребенка.

Количество обратившихся за медицинской помощью в лечебно-профилактические учреждения по поводу присасывания клещей на территории Рязанской области из года в год возрастает как по взрослому, так и по детскому населению. В эпидемический сезон 2018 года произошло резкое увеличение пострадавших от присасывания клещей, и расширились ареалы переносчиков. Укусы регистрировались на территории всех муниципальных образований в различных природных биотопах и стациях, в том числе и внутри городских и сельских поселений.

Наиболее высокие показатели численности иксодид в природных биотопах зарегистрированы на территории Рязанской области в Касимовском, Клепиковском, Кораблинском, Рыб-

новском, Рязанском, Шиловском, Спасском, Старожиловском, районах и г. Рязани (зеленые зоны в районе Голенчино, Лесопарка, поселков Солотча, Строитель, Сысоево).

Положительная результативность лабораторных исследований в области возросла от минимальных значений 2,3 % в 2014 году до 21,1 % в 2018 году. Проведенные исследования по определению возбудителей эрлихиоза, анаплазмоза и боррелиоза методом ПЦР в клещах в 2018 году показали, что по сравнению с сезоном 2017 года инфицированность клещей увеличилась с 17,0 % до 21,1 %, в том числе зараженность клещей *Borrelia* увеличилась в 1,4 раза (с 9,9 % до 13,9 %), ДНК *Anaplasma phagocytophillum* выявлена у 7,3 % особей против 6,3 % в 2017г., клещей инфицированных *Erlichia* в 2018 году обнаружено не было (2017 г. – 7 находок или 0,8 %).

В ближайшие годы на территории Рязанской области сохранится неблагоприятная эпидемиологическая обстановка по клещевым инфекциям. Не исключается и осложнение за счет присоединения сочетанных инвазий, однако знания того, какие возбудители циркулируют, какова степень их распространения и роль в инфекционной патологии в комплексе с проводимыми профилактическими эпидемиологическими мероприятиями могут предупредить и существенно снизить заболеваемость среди людей в регионе.

Бахметьева С.В., Здановская Н.И., Уткина О.М., Ковальский А.Г.

МОНИТОРИНГ АРБОВИРУСОВ НА ТЕРРИТОРИИ ДАЛЬНЕГО ВОСТОКА РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ

ФКУЗ «Хабаровская противочумная станция» Роспотребнадзора,
Хабаровск, Россия

Арбовирусные инфекции – это инфекции с природной очаговостью, которые в естественных условиях передаются, главным образом, через укус кровососущих членистоногих. Большинство арбовирусных инфекций являются зоонозами. Циркуляция возбудителей осуществляется среди диких и сельскохозяйственных животных, а также среди птиц, зимующих в странах субтропического-тропического и субэкваториально-экваториального климата. Пути миграции перелетных птиц, проходящие на территории Дальнего Востока Российской Федерации, определяют возможность заноса арбовирусов с мест зимовок с дальнейшим формированием сезонных или стойких природных очагов. Переносимые комарами вирусы, бактерии и простейшие вызывают эпидемии и эпизоотии с большими экономическими потерями. Кроме этого, ежегодный мониторинг на территории Дальневосточного региона за циркуляцией арбовирусов обусловлен наличием в России природных очагов клещевого вирусного энцефалита.

Целью наших исследований явилось изучение циркуляции арбовирусов на территории Дальнего Востока.

Материалы и методы. Лабораторному тестированию на маркеры арбовирусов подвергнуты 458 перелетных и синантропных птиц, 72750 экземпляров (291 пул) комаров, 390 лошадей и 551 голова крупного рогатого скота (КРС). Сбор проб полевого материала проводился выездными формированиями станции и охотоведческими структурами в различные временные периоды. Диапазон лабораторных исследований включал иммунологические, вирусологические и генодиагностические тесты.

Детекцию РНК вируса Западного Нила (ВЗН) и вируса клещевого энцефалита (ВКЭ) проводили методом ОТ-ПЦР с использованием тест-систем «АмплиСенс TBE-FL» и «АмплиСенс WNV-FL» производства ЦНИИ эпидемиологии (г. Москва). Для детекции РНК флавивирусов использовали ОТ-ПЦР с праймерами, соответствующими фрагменту гена NS5 флавивирусов. Специфичность продуктов ОТ-ПЦР подтверждали определением нуклеотидных последовательностей с использованием автоматического анализатора ДНК модели ABI 3500

(«Applied Biosystems») и последующего филогенетического анализа. Для изоляции штаммов использовали пермиссивную культуру клеток Vero-E6 и заражение новорожденных белых мышей (НБМ). Возможное участие в инфекционной патологии вирусов Западного Нила, Батаи и ВКЭ изучалось ретроспективным обследованием доноров и больных людей, госпитализированных в инфекционные стационары в период максимальной активности комаров. Сыворотки 200 здоровых людей и 265 пациентов с лабораторно не расшифрованными диагнозами (лихорадка неясного генеза (ЛНГ), энцефалит, менингит, ОРВИ, клещевые инфекции) были тестированы в реакции нейтрализации (РН) с вирусами ЗН (шт. FCG), Батаи (шт. 9024) и вирусами Калифорнийской серогруппы (КСГ) (шт. Заяц-Беляк).

Результаты. В ходе мониторинговых исследований по изучению иммунной прослойки у перелетных птиц и сельскохозяйственных животных за 2011–2018 гг. на территории Хабаровского края и Еврейской автономной области в отношении ряда природно-очаговых инфекций установлено, что у диких водоплавающих птиц (чайки, утки) показатель серопозитивности в период с 2011 по 2015 гг. к ВЗН составил 1,3 %, к вирусам КСГ – 0,8 %, к вирусу Батаи – 1,3 %. Анализ изучения иммуноструктуры сельскохозяйственных животных – прокормителей членистоногих показал наличие специфических антител как к вирусам КСГ (17 %), так и к вирусу Батаи (15,4 %). При более детальном анализе можно отметить существенные различия в чувствительности к этим двум возбудителям у различных видов сельскохозяйственных животных. У лошадей уровень серопозитивности к вирусам группы ККЭ выше, чем у КРС, а к вирусу Батаи – частота обнаружения специфических антител, наоборот, ниже. Уровни антител определялись в диапазоне от 1:10 до 1:160. Результаты наших исследований согласуются с данными ряда авторов о высокой чувствительности лошадей к вирусам КСГ. Ретроспективно в пробах крови 5 больных и 8 здоровых людей обнаружены специфические нейтрализующие антитела к вирусам КСГ. В результате молекулярно-генетического мониторинга за циркуляцией вируса Западного Нила среди перелетных птиц в 6 из 457 (1,3 %) проб головного мозга выявлена РНК вируса Западного Нила.

Исследованиями по изучению циркуляции арбовирусов в популяциях кровососущих членистоногих за семилетний период были охвачены Хабаровский край, Сахалинская и Еврейская автономная области (ЕАО). Видовой состав не определялся. Антигены вирусов КСГ и Батаи выявлены методом ИФА (тест-системы ЗАО «Биосервис») в трех пулах комаров, отловленных в южных районах Хабаровского края. В 2013 году из 28 пулов комаров, отловленных в Смидовичском районе ЕАО, в 4 пулах обнаружен генетический материал флавивирусов (не идентифицированных), а в 2016 г. – РНК вируса клещевого энцефалита. Детекция РНК вируса Западного Нила не дала положительных результатов. На перевиваемых клеточных линиях и мышах-сосунках из 10 %-ных суспензий комаров удалось получить 23 изолята. Один из них типирован как ВКЭ, два других, по результатам РН с иммунной асцитической жидкостью (ИАЖ) к различным арбовирусам, были определены как вирусы Гета (сем. *Togaviridae*), в 2017 г – 9 штаммов вирусов КСГ. В 2013 удалось выделить 2 биологических агента, патогенных для новорожденных белых мышей. Филогенетический анализ нуклеотидных последовательностей фрагмента гена NS5 определил их как флавивирус *Chaoyang,* ранее выявленный в Китае и Корее. При последующих пассажах штаммы теряли свою патогенность. Из числа штаммов, полученных в течение восьмилетнего периода наблюдения, не удалось идентифицировать 14 изолятов.

Данные экологического мониторинга за арбовирусными заболеваниями дают основание полагать, что в природных очагах и синантропных биоценозах на территории некоторых субъектов Дальнего Востока Российской Федерации функционируют природные очаги клещевого вирусного энцефалита, лихорадки Батаи, вирусов Гета и Калифорнийской серогруппы, переносчиками возбудителей которых являются кровососущие членистоногие. Подтверждена существенная роль в циркуляции арбовирусов лошадей, крупного рогатого скота, перелетных и синантропных птиц. Необходимость проведения мониторинга за арбовирусами определяется реальной опасностью заносов возбудителей этих заболеваний перелетными птицами и формирования очагов инфекций на территории Дальневосточного феде-

рального округа Российской Федерации. Дальнейшие исследования по идентификации и выявлению новых штаммов арбовирусов позволят дать более полную характеристику природных очагов в Дальневосточном федеральном округе Российской Федерации.

Борисова Л.О., Галимзянова Н.Ю., Авдонина Л.Г.

ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО БЕШЕНСТВУ В РЕСПУБЛИКЕ ТАТАРСТАН

Управление Роспотребнадзора по Республике Татарстан,
Казань, Россия

С 2014 г. в республике сохраняются риски заболевания людей гидрофобией, эпизоотическая ситуация по бешенству продолжает оставаться напряженной. В период с 2014 по 2018 гг. заболевание было лабораторно подтверждено у 511 животных, в 2018 г. зарегистрировано 24 лабораторно подтвержденных случаев бешенства среди животных в 17 населенных пунктах.

В структуре заболевания бешенством среди животных 56 % от всех подтвержденных случаев приходится на лис; на собак и кошек – 37 %, доля заболеваний бешенством среди сельскохозяйственных животных – 6 %, также выявлены 2 случая бешенства у енотовидных собак и 1 случай – у крысы.

Обращаемость населения по поводу укусов, ослюнений, оцарапываний животными по Республике Татарстан за 2018 г. в сравнении с 2017 г. увеличилась на 6,4% (показатель на 100 тыс. нас. – 297,70 (в 2017 г. – 279,82 на 100 тыс. нас., в 2016г. – 293,1 на 100 тыс. нас.).

Удельный вес повреждений, нанесенных людям безнадзорными животными, в 2018 году сохраняется на высоком уровне - 45,2% от общего числа укусов, в 2017 году он составлял 46,0 %, в 2016 году – 42,9 %.

Активная циркуляция вируса бешенства среди диких животных и вовлечение в эпизоотических процесс домашних и сельскохозяйственных животных, формирование новых очагов создает угрозу заболевания людей и требует комплексного подхода при подготовке мероприятий, направленных на профилактику бешенства.

«Комплексный план мероприятий по профилактике бешенства на территории Республики Татарстан на 2016 - 2020 годы» утвержден Распоряжением Кабинета Министров Республики Татарстан № 78р от 27.01.2016 г.

Управлением Роспотребнадзора по Республике Татарстан в постоянном режиме осуществляется эпидемиологический мониторинг за ситуацией по бешенству, ежемесячно проводится анализ обращаемости населения республики по поводу укусов, ослюнений, оцарапываний животными и эффективности мероприятий, направленных на регулирование численности безнадзорных животных в разрезе муниципальных образований Республики Татарстан с информированием Премьер- министра Республики Татарстан, глав муниципальных образований.

Взаимодействие с органами, уполномоченными осуществлять государственный ветеринарный надзор осуществляется на основании соглашения от 02.10.2017 г. № 7/4/304/3 «О взаимодействии Управления Федеральной службы по надзору в сфере защиты прав потребителей и благополучия человека по Республике Татарстан (Татарстан), ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Республике Татарстан (Татарстан)», Управления Федеральной службы по ветеринарному и фитосанитарному надзору по Республике Татарстан, Главного Управления ветеринарии Кабинета Министров Республики Татарстан по вопросам охраны здоровья населения Республики Татарстан от заразных болезней, общих для человека и животных и при обращении химических и биологических средств защиты и агрохимикатов».

Ситуация об организации работы в целях недопущения распространения бешенства на территории республики ежегодно направляется Управлением Роспотребнадзора в Государ-

ственный Совет Республики Татарстан, докладывается на заседаниях Комитета по экологии, природопользованию, агропромышленной и продовольственной политике Республики Татарстан. Предложения Управления включены в протоколы по итогам заседаний за 2015 – 2018 гг.

Ежегодно проводятся заседания санитарно- противоэпидемических комиссий в 45 муниципальных образованиях республики с принятием решений по организации и координации работы, направленной на предупреждение бешенства на территории республики.

В связи с увеличением регистрации обращений населения республики, по поводу повреждений нанесенных животными, проведено рабочее совещание у Уполномоченного по правам человека в Республике Татарстан по вопросам отлова и содержания безнадзорных животных на территории Республики Татарстан и реализации органами местного самоуправления Республики Татарстан Федерального Закона № 498-ФЗ от 27.12.2018 г. «Об ответственном обращении с животными и о внесении изменений в отдельные законодательные акты Российской Федерации» с участием председателя Комитета по экологии, природопользованию, агропромышленной и продовольственной политике Республики Татарстан, Главного управления ветеринарии Кабинета Министров Республики Татарстан с оформлением прокола совещания.

Законом Республики Татарстан «О бюджете Республики Татарстан на 2018 год и на плановый период 2019 и 2020 годов» на отлов, содержание и регулирование численности безнадзорных животных в 2018г. ежегодно из бюджета республики выделяется более 24000 тыс. руб.

В Республике Татарстан отлов, содержание и регулирование численности безнадзорных животных осуществляется на основании Постановления Кабинета Министров Республики Татарстан от 22.02.2013 г. № 126 «Об утверждении порядка отлова, содержания и регулирования численности безнадзорных животных в Республике Татарстан».

В целях улучшения эпизоотической ситуации по заболеванию животных бешенством, недопущения переноса указанного заболевания от больных животных к человеку ветеринарной службой проводятся предохранительные прививки против бешенства сельскохозяйственным и домашним животным. С 2016 г. совместно с охотоведами проводится оральная иммунизация диких плотоядных животных, путем раскладок в местах их обитания приманок заправленных антирабической вакциной «Рабивак-О/333». Всего в 2018 г. использовано 1800 тыс. доз данной вакцины.

В целях обеспечения надлежащего санитарного состояния территории Республики Татарстан, безопасности населения от неблагоприятного воздействия безнадзорных животных, профилактики инфекционных и инвазионных заболеваний, общих для человека и животных, применяются гуманные методы регулирования численности безнадзорных животных, их карантинирование и вакцинация.

Охотоведами республики проводится регулирование численности диких плотоядных животных (лисиц), в среднем более 5000 особей в год.

Управлением в целях обеспечения санитарно-эпидемиологического благополучия участников, гостей и жителей республики в период проведения в 2018 г в г. Казани Чемпионата мира по футболу, недопущения возникновения среди них случаев бешенства был проведен расчет необходимого дополнительного финансирования на регулирование численности безнадзорных животных на сумму 2,8 млн. руб., которые были использованы для дополнительного отлова на территориях, прилегающих к местам проведения матчей чемпионата более 2000 животных

Вместе с тем, сохраняется необходимость принятия своевременных и адекватных мер, направленных на недопущение распространения бешенства на территории республики, консолидации усилий всех заинтересованных ведомств, включая силовых по организации проведения мероприятий, направленных на предупреждение и ликвидацию бешенства в Республике Татарстан.

Букреева О.М.

ЭПИЗООТИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ В ПРИКАСПИЙСКОМ СЕВЕРО-ЗАПАДНОМ СТЕПНОМ И ПРИКАСПИЙСКОМ ПЕСЧАНОМ ОЧАГАХ ЧУМЫ ПРИ ТРАНФОРМАЦИИ КЛИМАТИЧЕСКИХ ФАКТОРОВ

ФКУЗ «Элистинская противочумная станция» Роспотребнадзора, Элиста, Россия

Территория Северо-Западного Прикаспия в последние десятилетия стала ареной глобальных климатических преобразований. Широкие модуляции климатических показателей, характерные для полупустынной и пустынной зон Прикаспия, вызывают резко полярные изменения в развитии природных процессов: опустынивание происходящее в засушливые годы сменяется остепнением пастбищ в годы с повышенным увлажнением. В ходе отдельных фаз флуктуации условий увлажнения комплексные полупустынные экосистемы, включающие обычно несколько парцелл, в естественном состоянии или при антропогенных нарушениях способны быстро менять свою площадь за счет смежных ценозов, изменяя тем самым направление развития всей экосистемы то в сторону опустынивания, то в сторону остепнения.

Эпизоотическая активность Прикаспийских природных очагов чумы тесно связана с воздействием климатических факторов. Все звенья паразитарной системы адаптируются к более высокой степени аридизации климата. Усиление аридизации климата сопровождается повышением температуры зимних месяцев, формированием дефицита зимних и весенних осадков, что отрицательно сказывается на состоянии растительного покрова и его населения.

Глобальное потепление климата на территории Северо-Западного Прикаспия привело к неустойчивости и нарастанию эпизоотического потенциала, особенно в Прикаспийском песчаном очаге. Последнее проявление активности чумного микроба в этом очаге было зарегистрировано в 2015 г. на территории Черных земель (Черноземельский район Республики Калмыкия). Прикаспийский Северо-Западный степной очаг находится в состоянии межэпизоотического периода, последние находки зараженных чумой животных и эктопаразитов регистрировались в 1990 г. (окрест. п. Сарпа, Кетченеровский район Республики Калмыкия).

Анализ накопленного материала позволяет нам определить тенденции процесса изменения численности носителей чумного микроба, уяснить ряд ключевых параметров роста и снижения численности, установить ближайшую перспективу состояния носителей и переносчиков чумного микроба, предложить комплекс мер направленных на их контроль.

В последние годы в двух очагах чумы на Северо-Западном Прикаспии происходит стабильный рост численности основных носителей чумного микроба – малого суслика и малых песчанок. Активно идет процесс расселения на смежные территории ранее не занятые этими грызунами, формируются новые, возвращается статус прежде утраченных поселений, повышаются плотности размещения зверьков.

Вследствие трансформации степных и полупустынных биоценотических комплексов установлено устойчивое увеличение численности блох малого суслика и малых песчанок, произошло расширение ареалов некоторых переносчиков. Повышается уровень межвидовых контактов и увеличивается паразитарный обмен в многовидовых сообществах мелких млекопитающих.

В Прикаспийском песчаном очаге чумы на протяжении 3 лет происходит стабильное повышение плотности поселений малых песчанок, расширяются зоны обитания за счет зарастания открытых песчаных массивов. Весной плотности невысокие, но к осени эти полиэстральные виды реализовывают свой генеративный потенциал, и численность увеличивается до 9,0-12,8 особей на 1 га. Повысился запас блох на малых песчанках, в сравнении со среднемноголетними показателями (12,0 и 8,0), весной от 25,4 до 37,3, осенью – 23,8-27,1 экз. на 1 га.

Возросла численность малого суслика до 6,4, значительно расширились площади прошло-

годних поселений, выявлены обширные участки вблизи животноводческих стоянок плотностью от 15,0 до 23,0 особей на 1 га. Запас блох малого суслика на протяжении ряда лет стабильно рос и к 2018 г. достиг 481,1 экз. на 1 га (среднемноголетняя норма - 67,8).

В Прикаспийском Северо-Западном степном очаге чумы увеличились популяции поселений не только малого суслика, но также и малых песчанок. Активное расселение песчанок происходит на территории Северных Ергеней и лощины Даван, весной показатели численности составили 3,0 и 5,0 к осени увеличились до 4,0 и 11,0 особей на 1 га соответственно. Запас их блох - 25,4 экз. на 1 га, что близко к многолетней норме.

Происходит стабильный рост малого суслика - основного носителя чумного микроба в этом очаге, особенно в ядре прошлых эпизоотий - на Сарпинской низменности, лощине Даван и Центральных Ергенях до 8,5, 6,7 и 6,5 особей на 1 га соответственно, вблизи населенных пунктов и животноводческих стоянок плотность поселений увеличилась до 15,0 - 23,0 особей на 1 га. К 2018 г. общий запас блох малого суслика повысился до 602,0 экз. на 1 га (среднемноголетняя норма – 231,2).

В связи с увеличением численности одного из основных носителей чумы – малого суслика в отдельных районах Калмыкии резко повысилась степень его контакта с местным населением производящим отлов и использование его дериватов – жир, тушки мяса для личного потребления и в коммерческих целях. Проводится нерегламентируемый живоотлов с целью проведение реакклиматизации охотничьего вида вблизи стоянок собственного проживания, что может привести к расширению границ возможных эпизоотий. Это обстоятельство требует принятия дополнительных мер по осведомлению местного населения опасности заражения чумным микробом.

Группа второстепенных носителей чумного микроба находится на спаде своего популяционного цикла, ситуация усугубляется аномальными климатическими условиями в весенне-летний период, прежде всего засухой и уменьшением кормовых ресурсов, что ведет к дальнейшему снижению численности мелких млекопитающих. Особо неблагоприятные условия проявились в зонах подверженных высоким температурам воздуха и ограниченным количеством выпавших осадков. Численность весной и осенью находится в диапазоне 0,4-5,3% попадания в орудия лова.

Экологическая ниша в зоне полупустыни и пустыни стала более емкой для обитания основных носителей чумного микроба – малых песчанок и малого суслика, в популяциях мелких мышевидных с несовершенной терморегуляцией и повышенной требовательностью к кормовым ресурсам происходит увеличение смертности, ведущее к снижению численности.

Климатические аномалии, произошедшие на территории Северо-Запад-ного Прикаспия в 2017-2018 гг., не повлияли на интенсивность размножения и численность основных носителей чумного микроба, это еще раз подтверждает, что чумной микроб избирательно паразитирует на наиболее устойчивых видах способных преодолеть неблагоприятные условия внешней среды.

В настоящее время на территории Северо-Западного Прикаспия формируются условия, указывающие на возможность эпидемического обострения ситуации, особенно в южной части Прикаспийского песчаного очага с увеличивающейся плотностью носителей и переносчиков чумного микроба, на территории стойкого проявления эпизоотии чумы в Терско-Кумском междуречье в прошедшие годы.

Трансформирование антропогенных нагрузок и системы землепользования, которые происходят на территории Северо-Западного Прикаспия, привели пастбищные экосистемы в состояние неустойчивого равновесия, что может вызывать резкие и непредсказуемые изменения численности отдельных видов и осложнение эпизоотической ситуации по особо опасным инфекциям.

Василенко Н.Ф., Волынкина А.С., Малецкая О.В., Манин Е.А., Прислегина Д.А., Котенев Е.С., Шапошникова Л.И., Куличенко А.Н.

ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО КРЫМСКОЙ ГЕМОРРАГИЧЕСКОЙ ЛИХОРАДКЕ В РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ В 2018 ГОДУ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Крымская геморрагическая лихорадка (КГЛ) остаётся актуальной для многих стран мира. Эпидемические проявления КГЛ в субъектах Южного и Северо-Кавказского федеральных округов России (ЮФО и СКФО) ежегодно отмечаются с 1999 г.

В 2018 г. эпидемические проявления КГЛ зарегистрированы в 6 субъектах ЮФО и СКФО. Выявлено 72 случая заболевания, что на 7,7 % меньше, чем в 2017 г. и в 1,4 раза ниже среднемноголетних значений (в 2008–2017 гг.). Уровень летальности КГЛ в 2018 г. составил 1,4 %, зарегистрирован 1 летальный исход (средний уровень летальности в 2008–2017 гг. – 3,8 %). Заболевания регистрировали преимущественно в Ростовской области (27 случаев), в Ставропольском крае (15 случаев) и в Республике Калмыкия (14 случаев, 1 летальный). Кроме того, 9 случаев КГЛ выявлено в Волгоградской области, 6 – в Астраханской области, 1 – в Республике Дагестан.

Снижение уровня заболеваемости КГЛ, по сравнению со среднемноголетними показателями за последние 10 лет, отмечено в Ставропольском крае – в 2,7 раза, в Ростовской области – в 1,8 раза и в Республике Дагестан – в 1,6 раза. В Волгоградской области количество случаев заболевания увеличилось в 1,6 раза, в Астраханской области – в 1,5 раза, в Республике Калмыкия – в 1,2 раза.

Наиболее высокий показатель заболеваемости на 100 тыс. населения в 2018 г. отмечен в Республике Калмыкия – 5,04 (среднее многолетнее значение – 3,66), в Ростовской области – 0,63 (0,99), в Астраханской области – 0,6 (0,35) и в Ставропольском крае – 0,53 (1,25).

В 2008–2018 гг. кроме расширения ареала возбудителя КГЛ с вовлечением в эпидемический процесс новых административных районов, чётко прослеживается выраженная тенденция смещения границ природного очага в северном направлении. Ежегодно больные КГЛ в 2008–2017 гг. регистрировались в четырёх административных районах Ростовской области (Каменском, Песчанокопском, Ремонтненском и Сальском) и трёх районах Ставропольского края (Будённовском, Ипатовском, Нефтекумском). В 2018 г. впервые выявлен случай КГЛ в Куйбышевском районе Ростовской области.

Первый больной (по дате заболевания) был зарегистрирован во второй декаде апреля в Октябрьском районе Волгоградской области. Пик заболеваемости пришелся на май-июнь (41,7 % и 38,8 % от всех больных), спад – на июль-август (12,5 % и 4,2 %). Последний случай заболевания отмечен во второй декаде сентября в Котельниковском районе Волгоградской области.

Заболеваемость регистрировалась во всех возрастных группах, наиболее высокий уровень заболеваемости отмечался среди лиц возрастных групп (40 - 49 лет и 50 - 59 лет) – 29,1 % и 27,8 % от всех случаев заболевания соответственно. Выявлен 1 случай заболевания ребенка (до 14 лет) в Ставропольском крае (в 2008 – 2017 гг. – 20 случаев, от 1 до 5 больных в год).

Инфицирование людей происходило при реализации трансмиссивного и контактного механизмов передачи вируса Крымской-Конго геморрагической лихорадки (вирус ККГЛ). В 58,3 % случаев инфицирование произошло при укусе клещом, в 33,3 % случаев – при контакте с клещом (стрижка овец, снятие клещей с сельскохозяйственных животных и их раздавливание). В 13,9 % случаев путь заражения не установлен.

Анализ клинических проявлений КГЛ показал, что у 66,7 % больных наблюдалась клиническая форма без геморрагических проявлений (в 2013-2017 гг. – у 75,7 %). Преобладающей была среднетяжёлая форма течения болезни (83,3 % от всех случаев заболевания), тяжёлое

течение болезни наблюдалось в 15,3 % случаев, лёгкая клиническая форма заболевания – в 1,4 % случаев. Все случаи заболевания подтверждены лабораторно.

Количество лиц, обратившихся в лечебно-профилактические организации по поводу укусов клещами в 2018г., составило 32180, в т.ч. детей 12940, что соответствует среднемноголетним показателям за аналогичный период. В Астраханской и Волгоградской областях повысилось число обращений в лечебно-профилактические организации по поводу укусов клещами по сравнению со средним показателем 2015–2017 гг. в 1,4 раза и в 1,3 раза соответственно.

Энтомологический мониторинг, проведённый специалистами Референс-центра по мониторингу за возбудителем КГЛ в пунктах долговременного наблюдения полупустынной ландшафтной зоны (Нефтекумский, Курский районы Ставропольского края), показал, что показатели численности имаго, преимагинальных фаз основного переносчика вируса ККГЛ клеща *Hyalomma marginatum* в 2018 г. не выходили за пределы среднемноголетнего уровня.

Среднесезонный уровень заклещёвленности сельскохозяйственных животных в 2018 г. превысил среднемноголетние значения в Волгоградской области – в 3,7 раза, в Ставропольском крае – в 1,6 раза, в Ростовской области и Республике Крым – в 1,3 раза, Астраханской области – в 1,1 раза. В Республике Калмыкия и Республике Дагестан –снизился в 10,3 и 2 раза соответственно.

На базе лабораторий противочумных учреждений и ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии» в субъектах ЮФО, СКФО в 2018 г. методами ИФА и ПЦР на наличие антигена и РНК вируса ККГЛ было исследовано 6005 проб иксодовых клещей, выявлено 184 (3,1 %) положительных (в 2013–2017 гг. – 3,3 %). В 2018 г. доля положительных проб, по сравнению со средним показателем за последние 5 лет, увеличилась в Астраханской области до 7,3 (в 2013–2017 гг. – 4,9 %), Ставропольском крае до 7,2 % (в 2013–2017 гг. – 5,2 %), в Кабардино-Балкарской Республике до 7,1 % (в 2013–2017 гг. – 1,3 %), в Волгоградской области – до 3,4 % (в 2013–2017 гг. – 1,1 %), в Республике Ингушетия – до 2,9 % (в 2013–2017 гг. – 0,9 %).

Снижение доли положительных проб иксодовых клещей отмечалось в Ростовской области – до 11,9 % (в 2013–2017 гг. – 17,5 %), в Республике Калмыкия – до 1,2 % (в 2013–2017 гг. – 5,7 %), в Республике Дагестан – до 0,4 % (в 201 –2017 гг. – 3,6 %). В Республике Крым уровень инфицированности иксодовых клещей в 2018 г., в целом, соответствовал среднемноголетним значениям (в 2018 г. – 6,7 %, (в 2015–2017 г. – 6,6 %). По результатам лабораторных исследований, циркуляция вируса ККГЛ в 2018 г. не выявлена на территории Карачаево-Черкесской Республики (в 2013–2017 гг. – 2,6 %).

Таким образом, в 2018 г. в Российской Федерации продолжилось снижение уровня заболеваемости КГЛ в субъектах ЮФО и СКФО по сравнению с 2016-2017 гг. Однако, эпидемиологическая ситуация по КГЛ остается напряжённой, в отдельных субъектах ЮФО (Волгоградской и Астраханской областях отмечен рост числа случаев заболевания КГЛ). Одной из причин снижения заболеваемости КГЛ в РФ в 2018 г. является своевременное проведение в достаточных объёмах акарицидных обработок крупного и мелкого рогатого скота, а также территорий природных биотопов в большинстве субъектов ЮФО и СКФО, эндемичных по КГЛ.

На стационарных точках долговременного наблюдения за природным очагом КГЛ в 2018 г. численность имаго *H. marginatum* превышала эпидемически значимые показатели в 2 - 4 раза, также сохраняются высокие показатели численности преимагинальных фаз *H. marginatum* (среднемноголетний показатель – 119,7), что свидетельствует о сохраняющемся эпизоотическом неблагополучии территории природного очага КГЛ. Кроме того, уровень вирусофорности клещей *H. marginatum* в 2018 г. практически во всех субъектах ЮФО и СКФО превышает среднемноголетние показатели (за исключением Ростовской области, Республики Калмыкия, Республики Дагестан и Карачаево-Черкесской Республики).

Несвоевременное проведение акарицидных обработок природных биотопов и сельскохозяйственных животных в марте-апреле 2019 г. будет способствовать нестабильности эпидемиологической обстановки и возможному росту заболеваемости людей по сравнению с 2018 годом.

Василенко Н.Ф., Малецкая О.В., Манин Е.А., Прислегина Д.А., Волынкина А.С., Таран Т.В., Семенко О.В., Остапович В.В., Куличенко А.Н.

ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ ОБСТАНОВКА ПО ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫМ ИНФЕКЦИЯМ В СЕВЕРО-КАВКАЗСКОМ ФЕДЕРАЛЬНОМ ОКРУГЕ В 2017 ГОДУ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Природно-очаговые инфекции (ПОИ) характеризуются способностью возбудителей длительное время сохраняться в окружающей среде на отдельных территориях – природных очагах, в организмах животных, в том числе грызунов, птиц, кровососущих членистоногих, которые являются резервуарами и переносчиками их возбудителей. Эпидемическое значение ПОИ приобретают в активный весенне-осенний период, когда люди выезжают на отдых в природные биотопы, на дачные участки, а дети – в летние загородные оздоровительные учреждения. Для человека, попадающего на территорию с повышенной эпизоотичностью, высока опасность заражения как при укусе кровососущими членистоногими, так и при купании в водоёмах, ловле рыбы, различной хозяйственной деятельности.

Цель работы – анализ эпидемиологической обстановки по природно-очаговым инфекциям в Северо-Кавказском федеральном округе (СКФО) в 2017 году.

Для проведения анализа использованы еженедельные и окончательные донесения, представленные Управлениями Роспотребнадзора и ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии» из 7 субъектов СКФО, ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, ФКУЗ Дагестанская противочумная станция Роспотребнадзора и ФКУЗ Кабардино-Балкарская противочумная станция Роспотребнадзора. Обработку полученных данных проводили с использованием программы Microsoft Excel 2010.

На территории СКФО в 2017 г. зарегистрировано 214 случаев заболевания ПОИ, из которых 90,2 % были вызваны возбудителями бактериальной природы, 9,8 % – вирусной. По сравнению с 2016 г. количество заболевших ПОИ бактериальной этиологии почти не изменилось (в 2016 г. – 204, в 2017 г. – 193), а вирусной этиологии снизилось в 3 раза (в 2016 г. – 61, в 2017 г. – 21). Заболеваемость, как и в предыдущие годы, регистрировалась по актуальным для данного региона инфекционным болезням.

В течение последних 20 лет одной из актуальных природно-очаговых инфекций на территории СКФО является Крымская геморрагическая лихорадка (КГЛ), где в период с 1999 – 2017 гг. эпидемические проявления отмечены в 5 из 7 субъектов, число больных составило 813, летальность – 4 %; более 90 % больных КГЛ зарегистрировано в Ставропольском крае.

Для стабилизации эпидемиологической обстановки по КГЛ в Российской Федерации при подготовке к эпидсезону 2017 г. Роспотребнадзором был определён перечень первоочередных мер, благодаря которым отмечено значительное снижение количества больных КГЛ по сравнению с предыдущим годом (61 – в 2016 г., 20 – в 2017 г.). Больные КГЛ зарегистрированы в Ставропольском крае (19) и в Республике Дагестан (1). Заражение большинства больных КГЛ во время ухода за сельскохозяйственными животными свидетельствует о высокой заклещёвленности крупного рогатого скота индивидуального сектора. Поддержание высокой численности клещей *Hyalomma marginatum* обеспечивается погодными условиями, оказывающими благоприятное влияние на все фазы жизненного цикла. Кроме того, наблюдаемые климатические изменения способствуют расширению ареала возбудителя КГЛ со смещением его границ в северном направлении.

Ежегодно регистрируются случаи заболевания клещевым боррелиозом, в основном, в Ставропольском крае. Как и в предыдущие годы, большинство больных (17) выявлены в курортном городе Кисловодске, 10 – в краевом центре, ещё в 5 административных образованиях края – по

1 больному. Один больной зарегистрирован в Тарумовском районе Республики Дагестан. Случаи заболевания с профессиональной деятельностью связаны не были, болели лица различных профессий и социального статуса. У большинства болезнь протекала в среднетяжёлой форме.

В последние годы в Ставропольском крае отмечаются случаи заболевания людей Ку-лихорадкой. Это может быть обусловлено, как улучшением лабораторной диагностики данной инфекционной болезни, так и глобальными изменениями климата на планете, что, в свою очередь, влияет на изменение ареалов обитания возбудителей эндемичных инфекций на новые территории. В 2017 г. 40 больных Ку-лихорадкой выявлены на территории 10 административных образований края, 3 случая отмечено у детей до 14 лет.

В течение предыдущих 5 лет единичные случаи заболевания туляремией регистрировались в Карачаево-Черкесской, Кабардино-Балкарской Республиках и Республике Дагестан. В Ставропольском крае ежегодная заболеваемость туляремией колебалась между 0–9 случаями, а в 2017 г. выявлено 49 случаев заболевания, квалифицированных как «вспышка туляремии» и преимущественно связанных с охотой на зайцев и пребыванием заболевших лиц в сельской местности на эндемичной территории (43 случая из 49).

Вспышке туляремии предшествовала очень высокая (в сравнении со средними многолетними данными) численность мелких мышевидных грызунов в Петровском районе, выявленная при эпизоотологическом мониторинге осенью 2016 г. и давшая основание к неблагоприятному прогнозу по туляремии на осенне-зимний период 2016-2017 гг. Случаи заболевания туляремией в Ставропольском крае регистрировались с января по август с максимальным выявлением больных (20) в январе. Больные регистрировались в 8 административных образованиях края, максимальное количество выявлено в Петровском и Ипатовском районах – 16 и 17 случаев соответственно.

Случаи заболевания кишечным иерсиниозом так же регистрируются в основном в Ставропольском крае. Число больных по сравнению с 2016 г. снизилось на 42,3 % (64 случая в 2017 г., 111 – в 2016 г.). Большинство больных (78,1 %) было выявлено в г.Кисловодске. Дети до 14 лет составили 15,6 %. Большинство случаев заболевания протекало в среднетяжёлой форме.

Больные псевдотуберкулёзом в СКФО с 2008 г. выявляются ежегодно только в Ставропольском крае, в последние годы – на уровне спорадических случаев. В 2017 г. зарегистрирован всего 1 больной ребёнок в г. Кисловодске.

Количество зарегистрированных случаев заболевания лептоспирозом в СКФО в 2017 г., по сравнению с 2016 г., сократилось почти в 2 раза. Больные регистрировались в Ставропольском крае (5) и в Кабардино-Балкарской Республике (1). У большинства больных отмечено среднетяжёлое течение и желтушная форма болезни, один случай заболевания окончился летальным исходом. В предыдущем году 11 человек заболели в Ставропольском крае.

Впервые за пятилетний срок наблюдения на территории СКФО в Республике Дагестан зарегистрирован случай заболевания геморрагической лихорадкой с почечным синдромом (ГЛПС). До этого в 2012 г. один случай ГЛПС был отмечен в Ставропольском крае. Эпизоотические проявления данной ПОИ ежегодно отмечаются в Ставропольском крае, в Республике Дагестан эпизоотологический мониторинг возбудителя ГЛПС не проводится.

Таким образом, проведённый анализ заболеваемости природно-очаговыми инфекциями в 2017 г. на территории Северо-Кавказского федерального округа свидетельствует о том, что заболевания регистрировались по 8 нозологиям: КГЛ, клещевому боррелиозу, Ку-лихорадке, туляремии, кишечному иерсиниозу, псевдотуберкулёзу, лептоспирозу, ГЛПС. «Клещевые» ПОИ составили 43,5 %, что в 1,5 раза ниже по сравнению с 2016 г. Наиболее выражены эпидемические проявления ПОИ в Ставропольском крае, что, возможно, связано с высоким уровнем лабораторной диагностики. Полученные данные свидетельствуют о сохраняющейся активности природных очагов бактериальных и вирусных инфекций, что требует проведения ежегодного эпизоотологического мониторинга и профилактических мероприятий.

Волгина И.В., Ковальчук М.Л., Гривачева Р.Н.

О СИТУАЦИИ ПО ГРИППУ ПТИЦ В КУРСКОЙ ОБЛАСТИ В 2018 ГОДУ

ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Курской области»,
Курск, Россия

В июне-июле 2018 года в 7 населенных пунктах 4 районов Курской области было зарегистрировано 7 эпизоотических очагов гриппа птиц.

Информация о регистрации очагов поступала в период с 10.06.2018 года по 05.07.2018 года. В шести случаях падеж домашней птицы был зарегистрирован на восьми частных подворьях и личных подсобных хозяйствах; в одном случае - инфицированные объекты (павшие куры) были обнаружены в лесополосе недалеко от г. Курска.

Из всех эпизоотических очагов патологический материал от павшей птицы исследовался в ОБУ «Курская областная ветеринарная лаборатория», в образцах был выделен генетический материал вируса гриппа птиц. Подтверждение было проведено в вирусологической лаборатории ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Курской области» – в 76 пробах от 21 головы павшей птицы выявлена РНК вируса гриппа А тип Н5.

Для проведения углубленных исследований патологический материал направлялся в ФБУН ГНЦ ВБ «Вектор» и ФГБУ «ВНИИЗЖ».

В результате тестирования 25 проб от 21 головы птицы в лаборатории гриппа отдела зоонозных инфекций и гриппа ФБУН ГНЦ ВБ «Вектор» методом ПЦР в режиме реального времени в 25 образцах выявлена РНК вируса гриппа субтипа A/H5N8. Выделено 25 изолятов вируса гриппа А.

По данным исследований ФГБУ «ВНИИЗЖ» вируса гриппа подтипа Н5, обнаруженного в патологическом материале, выявленные изоляты нуклеотидных последовательностей фрагментов генов Н и N принадлежали азиатской генетической линии вируса высокопатогенного гриппа птиц подтипа H5N8, клада 2.3.4., получившего эпизоотическое распространение в 2016-2017 гг в странах Азии, Европы, Ближнего Востока, Африки. По данным генам наиболее филогенетически близкими оказались последовательности вирусов гриппа А птиц подтипа H5N8, выделенные в 2016-2017 гг в ряде регионов Российской Федерации, в том числе: Краснодарском крае, Воронежской, Ростовской, Астраханской, Московской, Калининградской, Самарской областях, Чеченской Республике, Республиках Татарстан, Марий-Эл, Тыва, Калмыкия и др. Сайт расщепления гемагглютинина позволил охарактеризовать вирус как потенциально высоковирулентный.

С целью предупреждения распространения заболевания и ликвидации очага инфекции в области проведены заседания межведомственной санитарно-противоэпидемической комиссии, подготовлены соответствующие приказы. Постановлениями Губернатора Курской области «Об установлении карантина по гриппу птиц в эпизоотических очагах» утвержден комплекс противоэпизоотических и противоэпидемических мероприятий.

Противоэпизоотические мероприятия проводились государственной ветеринарной службой Курской области в соответствии с приказом Минсельхоза России от 27 марта 2006 года № 90 «Об утверждении Правил по борьбе с гриппом птиц».

Противоэпидемические мероприятия были организованы Управлением Роспотребнадзора по Курской области с непосредственным участием в их реализации ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Курской области» в соответствии с указаниями Федеральной службы по надзору в сфере защиты прав потребителей и благополучия человека от 02.02.2007 года № 01/1150-17-32 «О направлении рекомендаций по профилактике распространения вируса гриппа птиц».

Совместно с сотрудниками территориальных медицинских организаций (далее МО) в населенных пунктах, в которых расположены эпизоотические очаги, а также в населенных пунктах из числа угрожаемых, были проведены подворные обходы с целью уточнения эпизооти-

ческой обстановки, а также установления круга лиц, контактировавших с больной и павшей птицей. Обходы были проведены на 3242 подворьях, опрошено 7349 человек. Лиц с признаками заболевания ОРВИ не выявлено. Во всех эпизоотических очагах контакт с заболевшей и павшей птицей имели 56 человек. За ними было установлено медицинское наблюдение сроком на 21 день с момента отчуждения поголовья птицы.

За весь период наблюдения только в одном эпизоотическом очаге был выявлен контактный с повышением температуры тела до 37,2 - 38,3 °С – ребенок в возрасте 2 лет. В день выявления факта повышения температуры тела он был госпитализирован в ОБУЗ «Областная клиническая инфекционная больница им. Н.А. Семашко» с диагнозом: «ОРВИ. Острый фарингит. Контакт по гриппу птиц». В день поступления ему проведен забор мазков из носа и ротоглотки; при их исследовании в вирусологической лаборатории ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Курской области» РНК вируса гриппа обнаружена не была. На стационарном лечении ребенок находился в течение 9 дней, выписан в удовлетворительном состоянии.

От контактных лиц в очагах организован отбор сывороток крови в динамике – в первые сутки с момента контакта и спустя 3 недели. Сыворотки направлены для исследований в ФБУН ГНЦ ВБ «Вектор». При исследовании методом РТГА 112 проб сывороток крови антител к высокопатогенному вирусу гриппа птиц A/H5N1 в исследованных образцах выявлено не было. В 35 образцах сывороток крови выявлено наличие антител к вирусу гриппа A/H5N8 в титрах 1:40 – 1:640.

В 3 очагах из 7 были выявлены лица с наличием в сыворотках крови антител к вирусу гриппа A/H5N8. При этом, результаты лабораторных исследований по очагам были следующими:

- в одном очаге всего обследовано 22 контактных, антитела к вирусу гриппа A/H5N8 выявлены в первых сыворотках крови у 3 человек в титрах 1:40, 1:80, 1:160;

- в другом очаге всего обследовано 10 контактных, антитела к вирусу гриппа A/H5N8 выявлены у 9 человек в парных сыворотках крови в титрах 1:40 – 1:320, у 1 человека – во второй сыворотке в титре 1:320. Сероконверсия в 4 раза отмечена у 5 человек (1:40 – 1:160 – у одного контактного; 1:80 – 1:320 – у 4 контактных). Нарастание титра антител в 2 раза отмечено у 4 контактных со следующими показателями: у 1 контактного 1:40 – 1:80, у 1 контактного 1:80 – 1:160, у 2 контактных 1:160 – 1:320).

- в третьем очаге всего обследовано 7 контактных, антитела к вирусу гриппа A/H5N8 выявлены у 6 человек в парных сыворотках крови в титрах 1:80 – 1:640, у 1 контактного - в первой сыворотке - в титре 1:80. Нарастание титра антител в 2 раза отмечено у 3 контактных со следующими показателями: 1:320 – 1:640 - у 1 контактного, 1:160 – 1:320 - у 2 контактных). Показатели без динамики – у 2 контактных: 1:160-1:160; показатели со снижением титра в 2 раза – у 1 контактного: 1:160-1:80.

При проведении эпидрасследования было установлено, что павшее впоследствии от гриппа птиц поголовье, было приобретено на ярмарках выходного дня в районах области и г. Курске. Управлением Ветеринарии по Курской области были установлены поставщики птицы для данных ярмарок. В соответствии с распоряжением Управления Роспотребнадзора по Курской области было проведено обследование мест содержания/транспортирования птицы всех поставщиков. Отобрано для исследований всего 140 проб, в том числе: 4 пробы от 2 голов цыплят, павших на подворье одного из поставщиков, 101 проба помета, 2 пробы пера, 9 проб яиц, 24 пробы кормов. При их исследовании в вирусологической лаборатории ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Курской области» РНК вируса гриппа во всех пробах выявлена не была. Падежа птицы в личных подсобных хозяйствах поставщиков по информации государственной ветеринарной службы в период проведения ограничительных мероприятий зарегистрировано не было.

Проводимый на угрожаемых территориях ежедневный и еженедельный мониторинг заболеваемости ОРВИ и гриппом не выявил превышения среднемноголетних показателей. Проводилось также лабораторное обследование лиц, обратившихся на угрожаемых территориях в

МО с клинической картиной ОРВИ. Во всех случаях РНК вируса гриппа выявлена не была; у 3 человек выявлены респираторные вирусы не гриппозной этиологии: 2 риновируса, 1 аденовирус.

Случаев заболевания с клиническими проявлениями гриппа среди контактных лиц и в угрожаемых населенных пунктах в период проведения ограничительных мероприятий зарегистрировано не было.

Воронцова И.В., Баранова Н.Ю.

ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ ОБСТАНОВКА ПО ГЕМОРРАГИЧЕСКОЙ ЛИХОРАДКЕ С ПОЧЕЧНЫМ СИНДРОМОМ НА ТЕРРИТОРИИ РЯЗАНСКОЙ ОБЛАСТИ

ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Рязанской области», Рязань, Россия

Рязанская область представляет собой территорию, эндемичную по геморрагической лихорадке с почечным синдромом (ГЛПС). Активно функционирующие очаги ГЛПС обусловлены, главным образом, циркуляцией хантавирусов Пуумала. Вместе с тем, в остепненных (антропогенных) ландшафтах области функционируют очаги вируса Добрава/Белград, ставшие причиной крупных вспышек ГЛПС в Рязанской области в 1991-1992, 2001-2002 и 2006-2007 гг.

Наиболее высокий показатель заболеваемости ГЛПС в Рязанской области отмечался в 2007 году и составлял 6,7 на 100 000 населения.

Ежегодное увеличение уровня заболеваемости населения данной нозологией обусловливает актуальность проведения эпидемиологических исследований и эпизоотологического мониторинга.

В 2014 - 2018 гг. на территории Рязанской области сохранялась напряженная ситуация по ГЛПС (было зарегистрировано 350 случаев). По сравнению с предыдущим периодом наблюдения 2009-2013 гг. (238 случаев) количество заболевших возросло почти в 1,5 раза.

Уровень заболеваемости ГЛПС колеблется по годам и находится в прямо пропорциональной зависимости от численности грызунов и числа контактов отдельных людей или коллективов с природными очагами.

В 2018 году инфицированность грызунов хантавирусами составила 9,4 %. Исследования мелких млекопитающих на инфицированность хантавирусами проводились на 16 административных территориях, из них в 11-ти были обнаружены положительные находки (71 экз.).

Большинство инфицированных грызунов (28,2 %) зарегистрировано в популяциях рыжих полевок в семи административных районах (Рыбновском, Клепиковском, Касимовском, Старожиловском, Спасском, Пронском, Сасовском), инфицированность которых составила 16,3 %.

Инфицированные полевые мыши обнаружены в пяти административных районах (Скопинском, Ряжском, Старожиловском, Спасском и Шиловском), их процент инфицированности составил 17,1.

Высокая численность и инфицированность грызунов сказалась на заболеваемости ГЛПС среди населения области. В 2018 году зарегистрировано 75 случаев (6,6 на 100 тыс. населения), что на 17 % превышает показатель предыдущего года, на 19,1 % – среднемноголетний показатель и в 1,7 раза – показатель заболеваемости в Российской Федерации (3,99). Тенденция заболеваемости – 5,6, выраженная к росту.

Случаи заболевания ГЛПС зарегистрированы в 11-ти административных районах области, а превышение областного показателя отмечено в 9-ти административных районах:

Клепиковском (42,21), Спасском (19,27), Старожиловском (17,65), Кадомском (13,03), Сасовском (12,08), Рыбновском (10,75), Милославском (8,22), Касимовском (7,12) и в г. Рязани (7,05).

Максимальный показатель заболеваемости в 2018 году зарегистрирован в Клепиковском районе, где удельный вес инфицированных грызунов составляет одно из максимальных значений.

Инфицирование всех заболевших произошло на территориях природных очагов. По результатам проведенных эпидрасследований, установлено, что более 70 % случаев заболевания произошло на территориях пяти административных образований: г. Рязани (17,3 % больных), Рязанском районе – 16 %, Клепиковском и Спасском районах – по 13,3 %, Рыбновском районе – 10,7% больных.

По результатам анализа за 2009-2016 гг. наиболее неблагоприятная эпидемиологическая обстановка отмечалась на территории Рязанского и Касимовского районов, где зарегистрировано наибольшее количество больных ГЛПС – 18,5 и 17 % соответственно. В этот период в Клепиковском районе было зарегистрировано 8,4 % случаев ГЛПС, в Рыбновском, Сасовском и Спасском районах – по 7 % случаев. По итогам 2018 года существенно эпидемиолого-эпизоотологическая обстановка не изменилась, активность природного очага ГЛПС проявляется на тех же административных территориях.

Возрастной состав заболевших практически не изменился, однако сместился на более молодые возрастные группы. При анализе гендерного распределения заболеваемости ГЛПС среди населения Рязанской области за 2009 - 2016 гг. установлено, что мужчины болеют в 4 раза чаще (что подтверждают данные и 2018 года).

С учетом эндемичности территории, повышенной численности мелких млекопитающих в стациях обитания, наличия инфицированных зверьков прогнозируется сохранение эпизоотий геморрагической лихорадки с почечным синдромом среди мелких млекопитающих и спорадическая заболеваемость людей на территории Рязанской области.

Газизов Р.Р., Казак А.А., Хисамиев И.И., Говорова В.Г.

АНАЛИЗ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО ГЕМОРРАГИЧЕСКОЙ ЛИХОРАДКЕ С ПОЧЕЧНЫМ СИНДРОМОМ В РЕСПУБЛИКЕ БАШКОРТОСТАН В 2018 ГОДУ

ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Республике Башкортостан»,
Уфа, Россия

В настоящий момент эпидемиологическая ситуация в Республике Башкортостан по ГЛПС остается неблагоприятной. Для ГЛПС характерна летне-осенняя сезонность заболевания. Высокий уровень заболеваемости коррелирует с подъемом численности и инфицированности переносчиков данного заболевания – мелкими млекопитающими. Данное явление можно связать с природными и погодными условиями. В связи с этим зоолого-энтомологической группой ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Республике Башкортостан» проводится отлов мелких млекопитающих в различных природных биотопах для дальнейшего лабораторного исследования на наличие антигенов хантавирусов.

В течение 2018 года отловлено 1214 мелких млекопитающих, средний показатель численности составил – 8,7 %, что на 0,2 % выше среднемноголетних значений. Доминирующими видами отловленных на территории республики являются: рыжая полевка – 46,5 %, лесная мышь – 16,6 %, полевка обыкновенная – 12,5 %, полевая мышь – 8,6 %, бурозубка обыкновенная – 6,2 %. Остальные виды мелких млекопитающих обитающие в Южном Предуралье отлавливались на территории республики в небольших количествах.

Всего в 2018 году исследовано 565 мелких млекопитающих на наличие антигена ханта-

вирусов из них выделено 80 положительных особей, показатель инфицированности составил 14,2 %, а среднемноголетний уровень инфицированности составляет – 6,0%. Наиболее инфицированными мелкими млекопитающими являлись лесная мышь из 87 исследованных 22 особи (25,3 %), рыжая полевка из 296 исследованных 32 положительные особи (10,8 %), полевка обыкновенная из 47 исследованных 7 положительных (14,9 %), мышь полевая из 36 исследованных 10 особей (27,8 %).

За 2018 год зарегистрировано 1105 случаев заболевания ГЛПС – 27,2 $\%_{000}$, в то время как среднемноголетний уровень составляет 1648 случаев – 41,5 $\%_{000}$. Чаще всего заболеванию подвергалось мужское население – 861 случай (77,9 %), в то время как заболеваемость среди женского населения составило всего 244 случая (22,1 %). Наиболее часто заражение происходило при посещении лесных массивов во время сбора дров для личных нужд, охоте и рыбалке, во время сбора ягод и грибов и так далее – 57,5 %, в бытовых условиях во время работ на дачных участках (работы в придворных постройках, при контактах с корнеплодами) – 39,5 %.

Следует отметить, что имеется корреляционная связь с численностью мелких млекопитающих обитающих в лесных биотопах и их инфицированность с наиболее частой заражаемостью населения на данной территории. Также следует отметить хоть инфицированность мелких млекопитающих возросла, однако заболеваемость населения снизилась относительно среднемноголетних значений, что в свою очередь может быть связанно с неблагоприятными погодными условиями (осадки, низкие летние температуры) и повышением уровня соблюдения личной гигиены среди населения.

Герасименко Е.В., Цапко Н.В., Агапитов Д.С., Гнусарева О.А.

РЕЗУЛЬТАТЫ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОГО МОНИТОРИНГА ЗА ТУЛЯРЕМИЕЙ В СТАВРОПОЛЬСКОМ КРАЕ (ПЕТРОВСКИЙ РАЙОН)

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Территория природного очага туляремии в Ставропольском крае (СК) неравнозначна по характеру эпизоотических и эпидемических проявлений. С 1938 г. по настоящее время на территории природного очага туляремии в Ставропольском крае идет непрерывный эпизоотический процесс, который дает и эпидемические проявления в виде спорадических или групповых случаев заболеваний людей. Процесс имеет волнообразный характер, проявляется периодами активности эпизоотий и их затухания. «Пики» эпизоотической активности очага регистрируются каждые 8 - 10 лет.

На протяжении ряда лет с 2003-2018 гг. на территории Петровского района СК проводился эпизоотолого-эпидемиологический мониторинг в рамках эпидемиологического надзора. В результате были исследованы мелкие млекопитающие, иксодовые клещи, пробы питьевой и технической воды из местных водопроводов, а также объекты окружающей среды (фураж, сено, солома). Эпизоотологический мониторинг за природным очагом туляремии проводили в соответствии с инструктивно-методическими документами. При исследовании иксодовых клещей и проб воды параллельно использовали биологический метод (БМ) и ПЦР. Мелких млекопитающих исследовали с помощью БМ.

Петровский район относится к группе районов, входящих в опасную по туляремии ландшафтно-эпизоотологическую зону края. В 2003 г. туляремией заболели три человека в с. Константиновское, которые употребляли инфицированную воду из водопровода. Учитывая факторы передачи инфекции, был установлен водный эпидемиологический тип заболевания людей. В 2005, 2011 и 2012 гг. было зарегистрировано по одному случаю заболевания.

Заражение людей было связано с разделкой зайцев охотниками и членами их семей, что позволило установить охотничье-пищевой тип заболевания. В остальные годы с 2006 по 2010 гг. и 2013 по 2016 гг. эпидемиологическая обстановка по туляремии на данной территории была устойчивой.

В 2017 г. произошло резкое обострение эпидемической ситуации, связанной с групповой заболеваемости среди населения, проживающего на территории природного очага в Петровском районе СК. Заболело пятнадцать человек, из них трое детей до 14 лет, на долю которых пришлось – 31,0 % от общего количества заболевших на территории СК. Сложная эпизоотолого-эпидемиологическая обстановка подтверждена выделением двадцати штаммов: от общественной полевки (*Microtus socialis)* (2), белозубки малой (*Crocidura suaveolens*) (2), один из сена, также 15 штаммов туляремийного микроба из проб питьевой и технической воды. Можем предположить, что в данном году произошел пик эпизоотической и эпидемической активности очага.

При взятии проб воды осенью 2017 и 2018 гг. положительных результатов не отмечалось. Для долгосрочного прогнозирования эпизоотолого-эпидемиологической обстановки на территории природного очага туляремии в Петровском районе СК необходимо подчеркнуть, что осенью 2018 года в закрытых стациях было выявлено большое количество кормящих самок мелких мышевидных грызунов, что свидетельствует об интенсивном процессе осеннего размножения и о повышении эпидемического потенциала очага. Прогнозируется повышения численности носителей инфекции в сезон 2019 г. Таким образом, проведение дальнейшего мониторинга необходимо, так как существует вероятность обострения эпизоотической и эпидемиологической обстановки.

Евстафьев И.Л.

ПРИРОДНЫЕ ОЧАГИ ЗООНОЗНЫХ ИНФЕКЦИЙ В КРЫМУ

ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Республике Крым и городе федерального значения г. Севастополе», Симферополь, Россия

В Крыму благодаря богатому ландшафтному, флористическому и фаунистическому разнообразию сформировались природные очаги многих зоонозных инфекций, в которых основными переносчиками возбудителей стали различные виды иксодовых клещей, а основными хранителями возбудителей в природе - фоновые виды мелких млекопитающих (грызуны и землеройки).

Структурную и функциональную основу природных очагов составляют три основных компонента: микроорганизмы, являющиеся возбудителями зоонозной инфекции; членистоногие, выполняющие роль переносчиков и хранителей возбудителя; млекопитающие, являющиеся носителями и хранителями возбудителя в природе, а также прокормителями кровососущих членистоногих-переносчиков. Поэтому, чтобы существовал зоонозный природный очаг необходимо как наличие всех трех компонентов очага, так и достаточная численность их популяций для обеспечения регулярного контакта.

На территории Крымского полуострова в настоящее время установлено функционировании природных очагов клещевого энцефалита, клещевых боррелиозов (болезнь Лайма), марсельской лихорадки, гранулоцитарного анаплазмоза человека, моноцитарного эрлихиоза человека, а также Ку-лихорадки, туляремии и др.

Наличие в Крыму разнообразных как равнинных полупустынных и степных, так и горно-предгорных лесных ландшафтов, определило разнообразие природных зоонозных очагов, а также своеобразие состава и структуры их зоопаразитарных комплексов. При этом, благодаря

практически островному положению Крыма, многие природные очаги оказались изолированными от основной части их ареала.

Решающее влияние на формирование географически изолированных очагов оказывают особенности размещения ареалов основных хранителей и переносчиков возбудителей ряда зоонозов. Так, очаги клещевого энцефалита, клещевых боррелиозов, анаплазмоза, Кулихорадки приурочены к горно-лесной зоне полуострова, где и находятся ареалы основных хранителей и переносчиков этих инфекций: клещей *Ixodes ricinus*, полевок *Microtus obscurus* желтогорлых (*Sylvaemus flavicollis*) и малых мышей (*Sylvaemus uralensis*) и некоторых других видов.

Фауна иксодовых клещей Крыма насчитывает около 25 видов, из которых наиболее важную роль в функционировании паразитокомплексов в очагах зоонозов играют: из рода *Ixodes - Ix. ricinus u Ix. redicorzevi;* из рода *Hyalomma - Hl. marginatum* и *Hl. scupense*; из рода *Rhipicephalus – Rh. bursa* и *Rh. sanguineus*; из рода *Dermacentor - D. reticulatus* и *D. marginatus*; из рода *Haemaphisalis - Hm. punctata, Hm. inermis* и *Hm. otophila*.

Ниже приводим краткий обзор клещевых зоонозов Крымского полу-острова.

Клещевой энцефалит. Очаги этой инфекции приурочены к горно-предгорной лесной зоне и наиболее активны в весенне-летний период, что связано с периодами активности клещей *Ix. ricinus,* играющих ведущую роль в их функционировании. Основные хранители вируса – мелкие млекопитающие (полевка *M. obscurus*, желтогорлая и малая мыши и некоторые другие).

Основные прокормители преимагинальных фаз клещей – мелкие млекопитающие, наземно-гнездящиеся и кормящиеся птицы; имагинальных фаз – средние и крупные млекопитающие (в основном зайцы, лисы, копытные).

Заболеваемость людей клещевым энцефалитом (как правило, это несколько человек в год) регистрируется с 1980 года.

Клещевые боррелиозы (Болезнь Лайма). На территории полуострова установлена циркуляция нескольких представителей рода *Borrelia,* и в частности: *B.garinii, B.afzelii* и другие. Основной ареал клещевых боррелиозов аналогичен таковому клещевого энцефалита, так как у них одинаковые основные хранители и преносчики возбудителей. При этом в одном зараженном животном или клеще могут одновременно содержаться патогенны обеих инфекций, что служит основой для возникновения у людей микст-заболеваний клещевым энцефалитом и болезнью Лайма. Так, у клещей *Ix. ricinus* обоих возбудителей содержит до 25 – 30 % самок. В среднем, за год регистрируется несколько десятков больных болезнью Лайма.

Марсельская лихорадка. Впервые очаги марсельской лихорадки зарегистрированы в г. Севастополе в 30-х гг. прошлого столетия. С середины 60-х гг. очаговость проявилась заболеваниями людей в г. Евпатории, а позже и в ряде других населенных пунктов Крыма. Основной ареал марсельской лихорадки – причерноморские районы полуострова, совпадающий с ареалом основного переносчика риккетсий – собачьего клеща *Rhipicephalus sanguineus.* Основные хранители возбудителя инфекции - домашние и бродячие собаки (в природе: ежи, суслики и др. дикие млекопитающие), они же и основные прокормители клещей *Rh. sanguineus* на всех фазах развития. Установлено, что природные очаги марсельской лихорадки соответствуют зоне экологического оптимума именно собачьих клещей, а участия в эпизоотическом процессе других видов иксодовых клещей не установлено. В год на территории Крыма регистрируется примерно 30 - 70 случаев заболевания людей марсельской лихорадкой (в 2000 г. было 90 больных).

Туляремия. Особо следует остановиться на туляремии, основными переносчиками возбудителя которой в Крыму служат иксодовые клещи *Hm. punctata, D. marginatus* и некоторые другие, а также гамазовые клещи (*Androlaelaps glasgovi, Haemogamasus nidi* и др.) и блохи (*Nosopsyllus consimilis, N. mokrzeckyi, Amphipsylla rossica* и др.).

В Крыму первая вспышка заболеваемости людей туляремией зарегистрирована в конце 40-х годов в степной зоне на территории Керченского полуострова, единичные заболевания регистрировались здесь и позже. В последние десятилетия единичные случаи заболевания лю-

дей отмечены как на территории степной зоны (Сакский р-н), так и в горно-лесной (Бахчисарайский и Симферопольский районы).

Ведущую роль в поддержании эпизоотийного процесса среди млекопитающих в очагах степного типа играют курганчиковая мышь *Mus spicilegus,* общественная полевка *Microtus socialis* и малая белозубка *Crocidura suaveolens*; в очагах лесного типа - полевка *M. obscurus*, а роль переносчиков принадлежит комплексу отмеченных выше эктопаразитов. Все они играют роль основных хранителей инфекции. И только во время разлитых эпизоотий туляремии, в функционирование природного очага вовлекается большинство других видов мелких млекопитающих местной фауны.

Ведущую роль в эпидемиологии заболеваемости людей туляремией в Крыму играют инфицированные дикие животные, преимущественно зайцы, реже - грызуны.

Как показали исследования последних лет, антиген туляремийного микроба выявлялся с различной периодичностью на территории многих административных районов республики, что может говорить об энзоотичности по туляремии большей части территории Крымского полуострова.

Ку-лихорадка. Природные очаги данной нозологической формы и отдельные заболевания людей регистрировались в горно-лесной зоне на территории Севастополя и Бахчисарайского района, а серологические находки Ку-лихорадки выявлялись среди клещей и в степной зоне на территории Раздольненского района.

Изученность сравнительно «новых» инфекций: гранулоцитарного анаплазмоза человека и моноцитарного эрлихиоза человека в Крыму недостаточна, чтобы судить об активности природных очагов этих инфекций. Предварительные итоги серологических исследований последних лет показали их приуроченность к горно-лесной зоне Крыма и широкому распространению возбудителей анаплазмоза среди клещей *Ix. ricinus.*

Желтакова И.Р.[1], Стоянова Н.А.[2], Горбунова И.В.[1], Титова Н.М.1, Чмырь И.А.[1]

ЛЕПТОСПИРОЗНАЯ ИНФЕКЦИЯ У МЕЛКИХ МЛЕКОПИТАЮЩИХ В САНКТ-ПЕТЕРБУРГЕ И ЕГО ПРИГОРОДАХ

[1]ФКУЗ «Северо-Западная противочумная станция» Роспотребнадзора, Санкт-Петербург, Россия;
[2]ФБУН НИИ эпидемиологии и микробиологии имени Пастера, Санкт-Петербург, Россия

Лептоспироз является широко распространенным бактериальным зоонозом, так как млекопитающие многих видов могут быть носителями патогенных лептоспир и являться источником инфекции для человека. Это заболевание имеет существенное социально-экономическое значение вследствие тяжелого клинического течения и высокой летальности при некоторых этиологических формах.

Основными источниками инфекции являются грызуны, участвующие в формировании антропургических и трудно контролируемых природных очагов.

Цель исследования – изучение инфицированности лептоспирами диких мелких млекопитающих, обитающих на территории Санкт-Петербурга и его ближайших пригородов.

Материалы и методы. Материалом для исследования служили 879 мелких млекопитающих, отловленных в 2018 году. На территории города добыто 123 животных и 755 в ближайших пригородах Санкт-Петербурга. Инфицированность грызунов лептоспирами определяли серологическим и бактериологическим методами согласно МУ 3.1.1128-02. «Эпидемиология, диагностика и профилактика заболеваний людей лептоспирозами». Для серологического исследования использовали метод сухой капли. Каждую пробу анализировали в реакции микро-

агглютинации (РМА) с эталонными штаммами лептоспир 8 серологических групп. Бактериологическим методом исследовали почки, извлеченные при вскрытии грызунов. Для посева материала из органов использовали жидкую водно-сывороточную среду Терских. Посевы культивировали при 28 °С.

Результаты и обсуждение. Видовой состав исследованных мелких млекопитающих, отловленных в пригородах Санкт-Петербурга, представлен следующими животными: рыжая полевка – 43,1 % от общего количества отловленных грызунов, полевая мышь – 17,4 %, лесная мышь – 7,9 %, обыкновенная полевка – 7,0 %, желтогорлая мышь – 6,5 %, крыса серая – 6,4 %, обыкновенная бурозубка – 4,6 %, домовая мышь – 3,1 %. Остальные 4 вида (малая бурозубка, кутора, мышь малютка, темная полевка) составили 3,5 %.

В городе в отловах преобладали серые крысы – 43 %, домовые и полевые мыши – 21 % и 15 % соответственно.

По результатам лабораторных исследований инфицированность мелких млекопитающих в городе составила 9,7 %, в пригородных районах – 3,4 %. Наиболее значимыми в эпидемиологическом отношении являются серые крысы, средний показатель зараженности которых достигает 11,2 %. На территории города эти животные формируют и поддерживают стойкие очаги инфекции и являются основным источником заражения лептоспирозом людей и домашних животных, преимущественно собак. В РМА у серых крыс были выявлены антитела к лептоспирам серогрупп: *Icterohaemorrhagiae* и *Australis*.

В природных очагах в качестве источников лептоспирозной инфекции доминирующее значение имеют рыжая полевка и полевая мышь, как по количеству добытых животных, так и по числу инфицированных лептоспирами (3,1 и 2,2 % соответственно). Серологический пейзаж возбудителей лептоспироза в природных очагах представлен серогруппами: Grippotyphosa – 30,7 %, Tarassovi – 30,1 %, Sejroe – 23 %.

Бактериологическим методом выделено две культуры лептоспир: одна, от серой крысы, отловленной в городе, другая – от рыжей полевки, отловленной в пригороде. Штамм лептоспир, выделенный от рыжей полевки идентифицирован как *Leptospira grippotyphosa*. Штамм, выделенный от серой крысы идентифицировать не удалось из-за плохого накопления культуры в посеве.

В результате проведенных наблюдений установлено, что в Санкт-Петербурге и ближайших пригородах сохраняются стойкие очаги лептоспироза, которые поддерживаются синантропными и дикими грызунами.

Жильцова А.Ю.[1], Агапитов Д.С.[1], Лазаренко Е.В.[1], Чишенюк Т.И.[1], Кочиева М.М.[2]

О РЕЗУЛЬТАТАХ ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКОГО ОБСЛЕДОВАНИЯ ТЕРРИТОРИИ РЕСПУБЛИКИ ЮЖНАЯ ОСЕТИЯ НА ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫЕ ИНФЕКЦИИ

[1]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2]Комитет по надзору в сфере защиты прав потребителей и благополучия человека Республики Южная Осетия, Цхинвал, Республика Южная Осетия

Специалистами ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора с 30 мая по 5 июня 2018 г. проведено эпизоотологическое обследование территории республики Южная Осетия.

Целью обследования являлся сбор полевого материала (комары, клещи, грызуны) для дальнейшего проведения лабораторных исследований на природно-очаговые инфекции.

На наличие имаго и личинок комаров осмотрены открытые и закрытые стации Цхинвальского и Дзауского районов республики Южная Осетия. В закрытых стациях комаров не обнаружено. В открытых стациях обнаружены имаго *Aedes vexans* лишь на территории лесного массива «Дубовая роща». Отсутствие комаров связано с неблагоприятными условиями для их выплода, так как среднесуточная температура воздуха в данный период обследования не превышала 13 - 14° °С.

На территории двух районов республики Южная Осетия (Цхинвальский и Дзауский) за период командировки методом ловушко/ночей отловлены мелкие млекопитающие трех видов: малая лесная мышь (*Sylvaemus uralensis)*, степная мышь (*Apodemus agrarius)*, общественная полевка (*Microtus socialis)*. Процент встречаемости грызунов составил 0,6. Низкая численность в весенне-летний период 2018 г. объясняется затяжной, дождливой и холодной весной, в результате чего водами затапливались основные места обитания животных. С этим же связана и низкая численность иксодовых клещей в природных биотопах.

При учете иксодовых клещей методом «на флаг» собраны преимагинальные и имагинальные фазы клещей вида *Ixodes ricinus*. Индекс обилия иксодид на 1 флаго/км составил 1,6 экземпляра.

В ходе эпизоотологического обследования четырех районов республики Южная Осетия (Цхинвальский, Ленингорский, Знаурский, Дзауский) был осмотрен на заклещеванность крупный рогатый скот. Индекс встречаемости иксодовых клещей на животных составил 100 %., из них по видам: *Ixodes ricinus* – 44,9 %, *Hyalomma marginatum* – 21,3 %, *Boophilus annulatus* – 19 %, *Rhipicephalus bursa* – 14,3% и *Hyalomma scupense* – 0,5 %.

В Цхинвальском районе в сборах со скота доминирующим видом были имаго *Boophilus annulatus* – 42,2 %, в Ленингорском и Знаурском районах *Hyalomma marginatum* – 50 % и 30,1 %, соответственно. В Дзауском районе преобладали имаго *Ixodes ricinus* – 91,2 %. Доминирование данных видов иксодовых клещей объясняется ландшафтной приуроченностью и климатическими особенностями природных биотопов, в которых они обитают.

При лабораторном исследовании полевого материала методом ПЦР на наличие возбудителя туляремии, клещевого энцефалита и РНК вируса ККГЛ получены отрицательные результаты.

Методом ПЦР обнаружены: ДНК возбудителя лихорадки Ку (Знаурский р-н), РНК возбудителя клещевого боррелиоза (Знаурский и Дзаусский р-ны), ДНК *Anaplasma phagocytophillum* (Знаурский, Ленингорский и Дзаусский р-ны) и ДНК *Ehrlichia chaffeensis/Ehrlichia muris* (Цхинвальский р-н).

Таким образом, в ходе эпизоотологического обследования на территории республики Южная Осетия установлена низкая численность комаров, мелких млекопитающих, что связанно с неблагоприятными погодными условиями.

В сборах иксодид с сельскохозяйственных животных (крупный рогатый скот) доминировали клещи *Ixodes ricinus* – 44,9 %, *Hyalomma marginatum* – 21,3 %, при индексе обилия 5,2 и 2,5 соответственно.

Обнаружение в полевом материале возбудителей лихорадки Ку, клещевого боррелиоза, анаплазмоза, эрлихиоза свидетельствует о возможном формировании природных очагов этих болезней на территории республики Южная Осетия, что требует дальнейшего проведения эпизоотологического мониторинга.

Зайцев А.А.[1], Агапитов Д.С.[1], Гнусарева О.А.[1], Чишенюк Т.И.[1], Герасименко Е.В.[1], Ермолова Н.А.[1], Дегтярев Д.Ю.[1], АшибоковУ.М.[1], Остапович В.В.[1], Пурмак К.А.[2], Дубянский В.М.[1]

АНАЛИЗ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО ТУЛЯРЕМИИ НА ТЕРРИТОРИИ СТАВРОПОЛЬСКОГО КРАЯ

[1] ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2] ФБУЗ « Центр гигиены и эпидемиологии в Ставропольском крае», Ставрополь, Россия

На территории Ставропольского края (СК) туляремия является актуальной проблемой в системе обеспечения санитарно-эпидемиологического благополучия населения [Левченко Б.И. 2004; Зайцев А.А. с соавт., 2018 и др.]. В СК туляремия известна с 1938 г., когда впервые были зарегистрированы два больных и выделены штаммы возбудителя. Дальнейшие многолетние исследования показали, что здесь существует обширный и стойкий природный очаг туляремии степного типа, имеющий полигостальный и поливекторный характер со свойством периодического чередования эпизоотической и эпидемической активности [Зайцев А.А., 1962; Левченко Б. И., 2005 и др.].

На протяжении 1938 – 1953 гг. среди населения края ежегодно отмечались заболевания туляремией. В наблюдаемый период всего было зарегистрировано 13665 больных. Сначала выявлялись только отдельные случаи заболевания туляремией. С 1940 по 1945 гг. имели место большие эпидемические вспышки туляремии. В дальнейшем, с 1946 по 1953 гг., количество заболеваний значительно уменьшилось. Особенностью крупных эпидемических вспышек в крае явилось полное совпадение их с массовым размножением мелких мышевидных грызунов и наличием среди них туляремийных эпизоотий. Заражение туляремией происходило аспирационным, алиментарным, контактным и трансмиссивным способами. Преобладающими являлись аспирационный и алиментарный способы заражения [Мирошниченко М. А., 1960].

С начала 1950-х годов проводится плановая вакцинация населения против туляремии. В результате изменения условий существования природного очага и проведения противоэпидемических мероприятий с использованием живой туляремийной вакцины заболеваемость людей значительно снизилась. Так, в период с 1950 г. по 1960 г. заболел 241 человек.

В осенне-зимний период, с максимумом в декабре 1961 – январе 1962 гг., отмечена повышенная заболеваемость туляремией, когда было зарегистрировано 116 случаев. Заражение туляремией происходило аспирационным, алиментарным, контактным и трансмиссивным способами. В 54,3 % случаев преобладал аспирационный путь заражения [Павлов Б. В., 1967]. Туляремия среди людей в указанный период характеризовалась календарным совпадением с массовым размножением мелких млекопитающих (ММ) и интенсивной эпизоотией туляремии среди них. Было выделено 60 штаммов возбудителя туляремии от иксодовых клещей (ИК), фуража. Преобладал сельскохозяйственный тип эпидемических вспышек (мышиного происхождения). Для профилактики заболеваний туляремии в крае было привито более 600 тыс. человек [Зайцев А. А., 1962].

В недавнем прошлом наиболее высокая эпидемическая и эпизоотическая активность отмечена на территориях Красногвардейского, Ипатовского, Изобильненского, Шпаковского, Грачевского, Петровского, Кочубеевского, Андроповского, Минераловодского и Предгорного районов СК. В период с 1972 г. по 1998 г. здесь зарегистрировано 84 случая заболевания туляремией и выделено 223 штамма микроба туляремии от мелких млекопитающих, их эктопаразитов и из объектов внешней среды.

Во время последней разлитой эпизоотии, возникшей в 1988-1989 гг. на территориях Андроповского, Изобильненского, Кочубеевского, Красногвардейского и Георгиевского районов, выделено от ММ 25 штаммов *Francisella tularensis* и зарегистрировано 32 больных туляремий

человека. Характерными путями инфицирования были алиментарный, аспирационный и контактный [Левченко Б. И., 2005]. Эпидемический процесс развивался и был связан с интенсивными эпизоотиями среди ММ, протекавших на фоне их высокой численности [Левченко Б. И., 2005; Попов П.Н. с соавт., 2011].

В период 1999 - 2002 гг. не регистрировались эпидемические и эпизоотические проявления. С 2003 г. отмечен рост заболеваемости туляремией среди населения. Всего за период 2003 - 2016 гг. в СК было зарегистрировано 49 больных туляремией. Заболеваемость в течение 9 лет колебалась в пределах от 1 до 12 случаев, но отсутствовала в 2006, 2008, 2010, 2015 и 2016 гг. Имели место преимущественно спорадические случаи заболевания. Групповое заболевание людей отмечено в 2003 и 2004 гг. Первый раз заболели три человека в с. Константиновское Петровского района, заразившись через инфицированную воду местного водопровода. Второй раз групповое заболевание туляремией зарегистрировано среди жителей п. Новоспицевка Грачевского района. Водный тип заболевания произошел при употреблении водопроводной родниковой воды, поступавшей из каптажа, эксплуатация которого не отвечала санитарно-гигиеническим требованиям. Подтверждением этого послужило выделение четырех культур *F. tularensis.*

Спорадические случаи заболевания водного типа имели место в 2007 г. на территориях Краногвардейского и Новоалександровского районов, когда была отмечена связь с купанием в прудах и реках в период июня – августа. В остальных случаях преимущественно имел место бытовой эпидемиологический тип заболевания, обусловленный контактом с мышевидными грызунами, с зараженными ими продуктами питания и фуражом или охотничье-пищевой тип, когда заражение контактным путем было связано со снятием шкурок и разделкой зайцев. Трансмиссивный тип зарегистрирован только один раз.

За период наблюдения 2003 - 2016 гг. наибольшее количество местных случаев заболевания людей туляремией выявлено в Шпаковском (11), Грачевском (10), Красногвардейском (9) и Петровском (7) районах. В Шпаковском районе больных регистрировали в 2004, 2005, 2007, 2012, 2013 гг., Петровском - (2003, 2005, 2011, 2012 и 2014 гг.), Красногвардейском - (2007, 2012, 2014 гг.) и Грачевском районах (2004 и 2005 гг.). Соответственно в Шпаковском районе были выделены культуры при эпизоотологическом обследовании в 2015 и 2016 гг.; Петровском - (2003, 2013 и 2016 гг.); Красногвардейском - (2008, 2013гг.), а Грачевском районах (2010, 2012 гг.) из ИК, ММ или воды местных водопроводов, что указывает на активность непрекращающегося эпизоотического процесса.

Отдельные спорадические случаи заболевания туляремией в вышеуказанный период регистрировали на территориях Предгорного (2012 г.), Георгиевского (2004 г.), Новоалександровского (2007 г.), Труновского (2007, 2012 гг.), Ипатовского (2005, 2009 гг.), Андроповского (2003) г., Минераловодского (2004, 2014 гг.) районов, а выделение культур возбудителя - в Андроповском (2003, 2012 гг,), Изобильненском (2008 г.), Туркменском (2013 г.), Курском (2015 г.) и Апанасенковском (2015 г.) районах. Это указывает на энзоотичность по туляремии этих районов.

Полученные результаты свидетельствуют о функционировании природного очага туляремии на территориях 15 районов СК в 2003 - 2016 гг.

В период с 2015 г. по октябрь 2016 г. в СК наблюдалось эпидемическое благополучие по туляремии. С декабря 2016 г. в лечебные учреждения стали обращаться люди с симптомами, предположительно указывающими на заболевание туляремией. В I кв. 2017 г. было выявлено 42 больных туляремией, что указало на резкое обострение эпидемической ситуации. Всего за 2017 г. было зарегистрировано 49 случаев. Среди них имели место охотничье-пищевой, бытовой или водный эпидемиологические типы заболевания людей. Инфицирование произошло на территориях Красногвардейского, Ипатовского, Изобильненского, Минераловодского, Туркменского, Труновского и Шпаковского районов.

В I кв. 2017 г. в природном очаге от ММ изолировано 5 штаммов возбудителя туляремии. Из них в Шпаковском (1), Ипатовском (1) и Петровском районах (3). На территории Петровского района изолировано 15 штаммов возбудителя из проб питьевой и технической воды местных водопроводов. Один штамм туляремии, выделен из стога сена в Петровском районе.

Антиген *F. tularensis* обнаружен в 28 пробах погадок собранных на территориях Ипатовского (8), Петровского (13) и Шпаковского (7) районов.

Однако, в 2018 г. отмечено значительное снижение эпидемической и эпизоотической активности ситуации по туляремии. В течение года зарегистрированы два больных туляремией (Благодарненский район, г. Ставрополь). Штамм возбудителя выделен в Новоалександровком районе от ММ.

Таким образом, полученные данные при проведении эпизоотологического мониторинга за природным очагом туляремии СК свидетельствуют о непрерывности эпизоотического процесса в нем. Лоймопотенциал очага в последние десятилетия был не стабилен, тем ни менее, периодически регистрировались эпидемические проявления туляремии на территориях одного или одновременно нескольких административных районов. Последнее требует осуществления перманентного эпидемиологического надзора за туляремией, в том числе, для предупреждения эпидемических осложнений в осенне-зимний период времени.

Зайцева О.А., Кот Л.А., Лазаренко Е.В., Котти Б.К., Котенев Е.С.

СРАВНИТЕЛЬНАЯ ХАРАКТЕРИСТИКА ЭПИДЕМИОЛОГО-ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО ИКСОДОВОМУ КЛЕЩЕВОМУ БОРРЕЛИОЗУ В СТАВРОПОЛЬСКОМ КРАЕ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

На территории Российской Федерации случаи заболевания иксодовым клещевым боррелиозом (ИКБ) регистрируются с 1985 г. Последние семь лет боррелиозы занимают первое место по распространенности и регистрации среди инфекций, передающихся иксодовыми клещами. Для южных регионов России (ЮФО, СКФО) ИКБ является достаточно новой инфекцией, впервые Лайм боррелиоз зарегистрирован в 1999 г. в Волгоградской области. В настоящее время заболеваемость регистрируется в Краснодарском, Ставропольском краях, Волгоградской, Ростовской областях, республиках Крым, Адыгея. Спорадические случаи заболеваний ИКБ отмечаются в Республике Калмыкия (2007 г), Чечне (2014 г), Карачаево-Черкесской Республике (2018 г).

В Ставропольском крае заболеваемость ИКБ регистрируется с 2000 года, природные очаги боррелиоза сформировались в лесостепной, предгорной, степной, полупустынной зонах, наиболее неблагоприятная обстановка по Лайм боррелиозу наблюдается в городе Кисловодске. По данным государственных докладов «О состоянии санитарно-эпидемиологического благополучия населения в Ставропольском крае» за 2009-2017 гг. было зарегистрировано 274 случая заболевания ИКБ. Максимальное количество заболевших было зарегистрировано в 2011 г (41 случай), минимальное в 2010 г. (17 случаев). За анализируемый период на долю Ставрополья приходилось от 10 до 41 % всех регистрируемых случаев заболевания на юге России. В 2018 году этот показатель составил 13,8 %, за счет роста заболеваемости в других субъектах ЮФО, СКФО.

Данные эпизоотологического мониторинга за 2014- 018 гг. свидетельствуют о высокой инфицированности клещей боррелиями от 36,4 до 94 % исследованных на территории края проб, что в разные годы составляло от 25,6 до 51,4 % всех положительных проб юга России (2018 г. – 37,7 %).

В крае с укусами клещей ежегодно обращается более 6000 человек, что составляет около 18% всех обращений на юге России.

Иксодофауна Ставропольского края представлена шестью видами клещей, маркеры воз-

будителя Лайм боррелоза обнаруживали в клещах *Ixodes ricinus, I. redikorzevi, Dermacentor marginatus, D. reticulatus.* В крае выделяли боррелии видов: *B. afzelii, B. garinii, B. valaisiana, B. lusitaniae*. В 2011 г. сотрудниками ФГУН ЦНИИ эпидемиологии Роспотребнадзора опубликованы данные об обнаружении ДНК *Borrelia miyamotoi,* вызывающей заболевание клинически схожее с безэритемной формой иксодового клещевого боррелиоза на территории Ставропольского края в 2,3 % исследованных проб клещей *I. ricinus.* Последние несколько лет в ходе эпизоотологического мониторинга на боррелиоз исследуются только клещи *I. ricinus, I. redikorzevi,* определение видовой принадлежности боррелий не проводится.

С целью оценки эпизоотолого-эпидемиологической ситуации проведен картографический анализ, в ходе которого сопоставлены регистрируемые случаи заболевания ИКБ, обращения людей с укусами клещей, инфицированность клещей боррелиями за 2017-2018 гг. Наиболее неблагоприятная эпидемиологическая обстановка наблюдается в городах Кисловодск и Ставрополь, заболеваемость также регистрируется в Шпаковском, Красногвардейском, Изобильненском, Апанасенковском, Петровском, Андроповском, Минераловодском, Новоселицком районах, городах Пятигорск и Невинномысск. Маркер возбудителя ИКБ обнаружен в пробах клещей, собранных в Александровском, Арзгирском, Буденовском, Георгиевском, Грачевском, Изобильненском, Кочубеевском, Красногвардейском, Курском, Левокумском, Новоалександровском, Предгорном, Туркменском районах, городах Кисловодск, Ставрополь, Пятигорск. На территории большинства районов края ежегодно регистрируется до 300 укусов клещей, за исключением Минераловодского (300 - 500 укусов в год), Георгиевского района, городов Ставрополь, Кисловодск, Пятигорск (более 500 укусов в год). В Георгиевском районе несмотря на высокое число обращений с укусами клещей и имеющиеся данные о зараженности клещей боррелиями, случаи заболевания за последние два года не регистрировались. В ходе анализа отмечена заболеваемость в Андроповском, Апанасенковском, Новоселецком, Петровском, Шпаковском районах Ставропольского края, где отсутствуют данные об инфицированности клещей боррелиями, данное обстоятельство требует проведения дальнейшего эпизоотологического мониторинга в этих районах.

В настоящее время заболеваемость ИКБ в Ставропольском крае находится на стабильном уровне, но отмечается регистрация случаев боррелиоза в ранее не эндемичных районах. Этот факт требует усиления мониторинга природных очагов и граничащих с ними территорий, анализа заболеваемости населения и зараженности клещей с применением современных геоинформационных и молекулярно-генетических методов, разработки схемы прогнозирования заболеваемости.

Зубарева О.В., Таратутина М.Н.

ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО БЕШЕНСТВУ В ВОЛГОГРАДСКОЙ ОБЛАСТИ

Управление Роспотребнадзора по Волгоградской области,
Волгоград, Россия

Бешенство остается актуальной проблемой для Волгоградской области (ВО). Актуальность связана со 100,0 % летальностью, отсутствием лечения при развитии клинических симптомов, высоким показателем обращаемости за антирабической помощью людей, подвергшихся риску заражения, значительным экономическим ущербом.

В ВО с 1998 по 2018 гг. зарегистрировано 5 летальных исходов от бешенства – в 2000 , 2001, 2005, 2009, 2013 гг.

На территории ВО основным резервуаром и распространителем вируса бешенства в природном очаге являются лисица и енотовидная собака. В эпизоотический процесс активно во-

влекаются домашние животные (кошки, собаки, сельскохозяйственные животные), формируя антропургические очаги.

Цикличность эпизоотии бешенства в ВО составляет 8 лет. Последний подъем заболеваемости бешенством среди животных отмечался в 2007 и 2008 гг, когда было зарегистрировано 233 и 143 очага зоонозного бешенства соответственно. С 2009 по 2017 гг. наблюдалась «депрессия» эпизоотии. В 2017 г. произошла активизация эпизоотии, было зарегистрировано 138 очагов зоонозного бешенства, что в 4,3 раза выше уровня 2016 г. (32 очага) и свидетельствовало о разлитой эпизоотии бешенства среди животных. По среднемноголетним данным из общего числа лабораторно подтвержденного бешенства дикие плотоядные животные составили 19,5 %, сельскохозяйственные животные – 22,3 %, собаки – 25,8 %, кошки – 32,4 %.

Ретроспективный анализ обращаемости в медицинские организации ВО по поводу повреждений, нанесенных животными, показал, что среднемноголетний показатель составляет 292,4 на 100 тысяч населения (7913 обращений). Наибольшее число обращающихся за антирабической помощью составляют лица, пострадавшие от нападения собак – 63,0 %, пострадавшие от нападения кошек – 31,0 %, диких животных – 3,3 %, домашних грызунов – 1,4 %, сельскохозяйственных животных – 1,3 %. Доля пострадавших от нападения безнадзорных кошек и собак составляет 40,6 %. Количество контактных людей в зоонозных очагах бешенства в межэпизоотический период по среднемноголетним данным составляет 120 человек в год, тогда как в период активности эпизоотии может достигать более 400 человек в год. Увеличение количества лиц, вовлеченных в эпизоотический процесс в зоонозных очагах с лабораторно подтвержденными случаями бешенства, значительно увеличивает риск летальных исходов среди людей.

Антирабическое лечение назначается всем обратившимся в медицинские организации области в 100,0 % случаев. Доля получивших полный курс антирабического лечения составляет 46,4 %, доля получивших неполный курс антирабического лечения и прекративших лечение по эпидемиологическим показаниям – 22,8 %, самостоятельно прекративших антирабическое лечение – 17,3 %, оформивших отказ от проведения иммунизации – 13,5 %.

Управлением проведен расчет прямых медицинских затрат на лечение пациентов с повреждениями, нанесенными животными. Финансовые затраты медицинских организаций ВО на лечение данной категории пациентов составляют порядка 57 млн рублей в год. При расчете прямых медицинских затрат учитывались стоимость стационарного и амбулаторного лечения, антирабических препаратов, лекарственных препаратов, медицинского обслуживания, лабораторного обследования пациентов.

Интенсивность эпизоотического процесса на территории области и регистрация спорадических случаев среди людей свидетельствует об отсутствии корреляции между заболеваемостью животных и людей, и позволяет сделать вывод об удовлетворительной организации антирабической помощи.

Анализ проводимых мероприятий по предупреждению летальных исходов от бешенства среди людей в ВО выявляет актуальные проблемы, наиболее значимыми из которых являются регулирование численности безнадзорных животных, соблюдение правил содержания домашних животных, их учет, регистрация и вакцинация. Ежегодное планирование мероприятий по отлову безнадзорных животных не осуществляется в соответствии с их фактической численностью на территории области, что связано с недостаточным финансированием данного профилактического мероприятия.

С целью принятия управленческих решений, направленных на недопущение возникновения бешенства среди людей, Управлением проводится государственный санитарно-эпидемиологический надзор за бешенством, включающий оперативное слежение за заболеваемостью бешенством среди животных и людей, обращаемостью населения по поводу нападения и укусов животными, оказанием антирабической помощи, ретроспективный анализ эпидемиологической и эпизоотической ситуации, контроль за проведением профилактической вакцинации лицам, профессиональная деятельность которых связана с риском заражения бешенством, оценку эффективности проводимых мероприятий.

Киреев Ю.Г., Баташев В.В., Балахнова В.В., Алиева А.А.

РЕЗУЛЬТАТЫ МОНИТОРИНГА ЦИРКУЛЯЦИИ ВИРУСА ЗАПАДНОГО НИЛА НА ОТДЕЛЬНЫХ ТЕРРИТОРИЯХ РОСТОВСКОЙ ОБЛАСТИ

ФКУЗ «Северо-Кавказская ПЧС» Роспотребнадзора,
Ростов-на-Дону, Россия

Лихорадка Западного Нила - острое вирусное зооантропонозное природ-но-очаговое заболевание, с трансмиссивным механизмом передачи, характеризующееся полиаденопатией, эритемой и воспалением менингиальных оболочек, протекающих на фоне лихорадочно-интоксикационного синдрома.

Лихорадку Западного Нила (ЛЗН) вызывает вирус Западного Нила (вирус ЗН) - представитель семейства *Flaviviridae,* рода *Favivirus.* По принятой в Российской Федерации классификации патогенных биологических агентов вирус ЗН относится к микроорганизмам II группы патогенности.

Согласно данным Европейского центра по профилактике и контролю над заболеваниями, в настоящее время ЛЗН является одной из актуальных природно-очаговых инфекций для ряда стран. Вирус Западного Нила обладает высоким эпидемическим потенциалом и способен вызывать вспышки заболевания, как в жарких тропических странах, так и в умеренных широтах, в том числе и в ряде регионов Российской Федерации. Начиная с 2015 года, установлена тенденция к росту заболеваемости населения ЛЗН на территории Российской Федерации.

В природе вирус ЗН поддерживается в энзоотичном цикле, включающем передачу вируса между птицами и комарами, однако в этот цикл в результате укусов инфицированных комаров могут также включаться люди и различные млекопитающие. В отдельных случаях инфицирование людей происходит при переливании крови, трансплантации органов и др.

Примерно у 80 % инфицированных людей вирусом ЗН заболевание протекает бессимптомно, у части заболевших (преимущественно старше 50 лет и с ослабленным иммунитетом) развиваются симптомы тяжелой нейроинвазивной формы болезни, характеризующейся поражением центральной нервной системы.

На территории Ростовской области с учетом природно-климатических факторов, ландшафтно-географических зон имеются экосистемы, благоприятные для формирования стойких природных очагов ЛЗН, а именно: поймы и дельты рек, часто затапливаемые территории, где идет гнездование диких перелетных водоплавающих птиц – основных резервуаров вируса в природе. Также в области широко распространены переносчики вируса ЗН – орнитофильные комары.

Более того, изменения климата, связанные с глобальным потеплением, способны создавать в указанных ландшафтно-географических зонах все необходимые условия для расширения территории природных очагов инфекции, при этом, активное участие человека в постоянной антропогенной трансформации ландшафтов в хозяйственных целях, использование открытых водоемов как зон рекреации значительно повышают риск заражения жителей области вирусом ЗН.

Принимая во внимание вышеперечисленные факты, специалисты ФКУЗ «Северо-Кавказская ПЧС» Роспотребнадзора с 2009 года по настоящее время проводят зоолого-энтомологический и серологический мониторинг на территории природных очагов ЛЗН.

В течение последних десяти лет (с 2009 по 2018 гг.) проведено более 9500 исследований образцов полевого материала: комары, иксодовые клещи, ткани головного мозга водоплавающих птиц, суспензии органов мелких мышевидных грызунов, полученных в предполагаемых природных очагах ЛЗН.

Мониторинговые исследования методом твердофазного ИФА с использованием тест-систем «БиоСкрин-ВЗН (Ig Ag)» («Биосервис», Москва) позволили выявить антиген вируса

ЗН в 22 суспензиях органов мелких мышевидных грызунов, добытых в открытых стациях в Ремонтненском, Орловском, Пролетарском и Зимовниковском районах Ростовской области.

Учитывая тот факт, что важным аспектом комплексного эпидемиологического надзора и критерием оценки состояния природного очага арбовирусной инфекции является скрининговое исследование сывороток крови здоровых людей, проживающих на территории природных очагов, сотрудниками ФКУЗ «Северо-Кавказская ПЧС» Роспотребнадзора с 2008 года проводилось лабораторное исследование сывороток крови здоровых доноров на наличие антител к вирусу ЗН среди населения Сальского, Октябрьского, Каменского районов и города Таганрога.

Скрининг сывороток доноров на присутствие специфических антител проводили с помощью твердофазного ИФА с использованием тест-систем «БиоСкрин-ВЗН (IgM)» («Биосервис», Москва).

За время наблюдений установлено, что положительные находки отмечались на протяжении всего периода мониторинга, при этом процент положительных находок варьировал от 0,3 % (2016 г.) до 8,5 % (2014 г.), наибольший процент находок выявлен среди доноров, проживающих в Сальском районе.

Выявление анамнестических антител свидетельствует о контакте населения с возбудителем и перенесенном ранее заболевании в бессимптомной или легкой форме, что характерно для «здоровой» части населения – доноров, и может являться дополнительным критерием для оценки активности природных очагов ЛЗН.

Обнаружение антигена вируса ЗН в пробах органов мелких мышевидных грызунов, специфических антител в крови доноров подтверждает циркуляцию вируса на территории Ростовской области и активный контакт с ним населения.

Результаты многолетнего мониторинга подтверждают наличие на территории Ростовской области активного очага ЛЗН.

В 2018 году впервые случай заболевания ЛЗН у жителя Ростовской области закончился летальным исходом, несмотря на проведенный в полном объеме комплекс лечебных мероприятий. Как установлено из эпиданамнеза, больной перед заболеванием неоднократно посещал природные очаги ЛЗН, отмечал укусы комарами. При лабораторном исследовании секционного материала (образцы тканей головного мозга, надпочечников, почки, печени, селезенки, легких, забрюшинных и парааортальных лимфатических узлов, крови) в Референс-центре по мониторингу за возбудителем лихорадки Западного Нила ФКУЗ «Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт» Роспотребнадзора во всех пробах выявлен антиген вируса ЗН 2 типа.

Таким образом, полученные результаты и приведенные данные свидетельствуют о повышении активности природных очагов ЛЗН. В связи с хозяйственной деятельностью человека, расширением контактов населения с экосистемами на территории природных очагов возрастает необходимость разработки и внедрения новой комплексной стратегии профилактики заболеваемости данной арбовирусной инфекции. Основным инструментом в реализации данной стратегии должна стать своевременная регулярная противокомариная обработка территории природных очагов, призванная прервать циркуляцию вируса в биоценозе.

В сложившейся ситуации очевидна необходимость продолжения и расширения зоолого-энтомологического и серологического мониторинга территории природных очагов ЛЗН в рамках комплексного эпидемиологического надзора за указанной инфекцией.

Лалетина С.С.[1], Горяев Д.В.[1], Русин М.В.[1], Чепижко Т.Г.[2], Сорокина О.В.[2], Винтуляк В.В.[2], Несина Е.Н.[3], Сергеев А.В.[3]

ОБ ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ И ЭПИЗООТИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО БЕШЕНСТВУ НА ТЕРРИТОРИИ КРАСНОЯРСКОГО КРАЯ

[1]Управление Роспотребнадзора по Красноярскому краю, Красноярск, Россия;
[2]ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Красноярском крае», Красноярск, Россия;
[3]Служба по ветеринарному надзору Красноярского края, Красноярск, Россия

Многолетняя динамика укусов животными населения Красноярского края характеризуется апериодическими колебаниями при общей тенденции к росту, темп прироста составил 9,2 %.

Максимальный показатель укусов за последние 5 лет зарегистрирован в 2018 году и составил 240,2 на 100 тысяч населения, минимальный в 2016 году - 219,2 на 100 тысяч населения.

Всего за период с 2014 по 2018 годы по поводу повреждений, нанесенных животными, обратилось в медицинские организации края 32031 человек, из них в 98,6 % случаев – укусы осуществлены домашними животными, в 1,4 % случаях – дикими животными.

Наибольший показатель контактов населения края с животными за период с 2014 по 2018 годы регистрировался среди детского населения. Показатель среди детей (387,1 на 100 тыс.), что в 4,6 раза превысил показатель среди взрослых (84,3 на 100 тыс.).

Удельный вес детей в структуре пострадавших от животных при контакте составил 29,7 %.

За период с 2014 по 2018 годы 24424 жителям края было назначено специфическое антирабическое лечение, из них детям до 14 лет в количестве 8020 человек (32,8 %).

Вакцина для профилактики бешенства «КОКАВ» (производитель НПО «Микроген») применялась при II категории повреждений в 19508 (79,9 %) случаях, сочетание вакцины для профилактики бешенства «КОКАВ» и антирабического иммуноглобулина при III категории повреждений применено в 4117 случаях (16,9 %).

Ранжирование территорий по среднемноголетним уровням укусов животными населения Красноярского края за 5 лет позволило выделить 6 территорий «риска»: Ачинский, Мотыгинский, Березовский районы, гг. Дивногорск, Минусинск, Енисейск.

Анализ сезонного распределения и среднемноголетней динамики случаев укусов животными людей за период с 2014 по 2018 годы выявил весеннее-летнюю сезонность с «временем риска» с апреля по сентябрь.

Доля положительных проб биологического материала от диких, домашних и сельскохозяйственных животных на бешенство за период с 2014 по 2018 годы составила 54,3 %.

За прошедшие 5 лет на территории Красноярского края зарегистрировано 98 случаев бешенства диких, домашних и сельскохозяйственных животных. По данным службы по ветеринарному надзору Красноярского края плановая иммунизация против бешенства проведена 503134 животным, из них диким – 16 (0,003 %), домашним – 430669 (85,6 %), сельскохозяйственным – 72449 (14,4 %).

Для профилактики заболевания бешенством животных в природных условиях в марте, апреле 2019 года планируется проведение оральной иммунизации диких плотоядных в местах их обитания.

Для специфической профилактики приобретена вакцина «Рабистав» в форме брикетов в количестве 351400 доз, которая будет применяться двукратно, согласно наставлению.

Данные мероприятия планируется провести на территориях Березовского, Боготольского, Ермаковского, Емельяновского, Каратузского, Курагинского, Манского, Минусинского, Назаровского, Рыбинского, Ужурского, Уярского, Новоселовского, Шарыповского, Шушен-

ского районов, города Норильска, поселка Хета и поселка Сындасско Таймырского Долгано-Ненецкого района.

С целью недопущения возникновения случаев заболевания бешенства среди людей, улучшения качества оказания антирабической помощи и совершенствования мероприятий по профилактике заболевания по инициативе Управления Роспотребнадзора по Красноярскому краю утверждена и действует межведомственная программа «Профилактика и борьба с бешенством на территории Красноярского края на 2016 - 2019 годы».

Таким образом, на территории Красноярского края происходит циркуляция вируса бешенства среди диких животных с вовлечением в эпизоотический процесс домашних плотоядных и сельскохозяйственных животных, вследствие чего сохраняется риск возникновения случаев заболевания среди населения, что в свою очередь подчеркивает актуальность совместной межведомственной работы по организации комплекса санитарно-противоэпидемических (профилактических) мероприятий с целью недопущения возникновения заболевания среди людей и формирования эпидемических очагов.

Левина К.Ю.[1], СимоноваЕ.Г.[1,2], Сабурова С.А.[1], Шабейкин А.А.[3], Гулюкин А.М.[3]

ОСОБЕННОСТИ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО БЕШЕНСТВУ НА ТЕРРИТОРИИ МОСКОВСКОЙ ОБЛАСТИ

[1]ЦНИИ эпидемиологии Роспотребнадзора, Москва, Россия;
[2]Первый МГМУ им. И.М. Сеченова Минздрава России, Москва, Россия;
[3]ВИЭВ имени К.И. Скрябина и Я.Р. Коваленко РАН, Москва, Россия

В Российской Федерации достигнуты определенные успехи в области борьбы и профилактики бешенства. Однако, на фоне меняющихся социальных и экологических условий, эпизоотолого-эпидемиологическая ситуация по бешенству остается далекой от благополучия. В стране с начала XXI века ежегодно регистрируется от 4 до 22 случаев бешенства у людей. За медицинской помощью в связи с укусами животными каждый год обращается около 400 тысяч человек, из них порядка 250 тысяч нуждаются в проведении специфического антирабического лечения. Наиболее неблагополучная по бешенству ситуация наблюдается в Центральном Федеральном округе. Доля случаев гидрофобии, зарегистрированных на данной территории в 2016 году, составила 40 %. К территориям повышенного риска относится Московская область (МО), где основным резервуарным хозяином рабического вируса является рыжая лисица, которая легко адаптируется к жизни в условиях антропогенного воздействия и последнее время все чаще выбирает места обитания возле человека.

Цель данного исследования заключалась в оценке современных эпизоотолого-эпидемиологических особенностей бешенства на территории МО. В процессе исследования были использованы данные эпизоотолого-эпидемиологического надзора за бешенством в МО, собранные в период с 2004 по 2017 гг., официальные отчетные формы, ежегодные государственные доклады «О состоянии санитарно-эпидемиологического благополучия населения в Московской области» и информационные бюллетени Федеральной службы по надзору в сфере защиты прав потребителей и благополучия человека, данные Управления Роспотребнадзора по МО, а также данные ФГБУ «Центр ветеринарии». С использованием описательно-оценочных, эпидемиологических и статистических методов изучены уровни, структура и динамика забо-

леваемости людей, выявления случаев бешенства животных, а также существующие на территории МО риски, способствующие осложнению ситуации. Для выявления эпидемиологических рисков проведен ретроспективный эпидемиологический анализ 9 случаев гидрофобии, зарегистрированных в МО в 2004-2017 гг.

В МО в настоящее время бешенство животных выявляется практически во всех территориальных образованиях, за исключением нескольких областных городов. Ежегодно в среднем регистрировалось 190 случаев бешенства животных. Минимальное число животных с подтвержденным диагнозом было выявлено в 2006 году, максимальное - в 2015. При оценке динамики заболеваемости за исследуемый период отмечена тенденция к росту регистрируемых случаев с четырьмя пиками заболеваемости животных в 2005, 2009, 2012 и 2015 годах. Среднегодовое число выявляемых случаев бешенства животных с 2004 по 2017 гг. выросло в 2,5 раза. Стойкое эпизоотическое неблагополучие в последние годы наблюдается в Лотошинском, Рузском, Луховицком, Клинском, Коломенском и других районах субъекта. Доля случаев бешенства диких животных в 2004-2017 гг. составила 72 %. Бешенство домашних животных (собак и кошек) по-прежнему занимало второе место в структуре заболеваемости животных. Наибольший вклад в заболеваемость домашних животных вносили собаки, но периоды подъема и спада заболеваемости, регистрируемой как у собак, так и у кошек происходили синхронно и соответствовали эпизоотической активности в природных очагах. Заболеваемость бешенством сельскохозяйственных животных в 2004-2017 гг. регистрировалась в среднем на уровне 3 случая в год. В структуре заболеваемости бешенство практически с одинаковой частотой выявлялось у крупного и мелкого рогатого скота (45 и 47 %, соответственно), находящегося в частном владении. Максимальное число случаев также выявлено в 2015 году. При анализе заболеваемости животных по видовому составу выявлено, что на территории МО бешенством болеют порядка 24 видов животных. В структуре заболеваемости 55 % приходится на лисиц, 17 % - на собак, 14 % - на енотовидных собак, 9 % - на кошек и 5 % - на крупный рогатый скот и других животных, обитающих в дикой природе.

Все последние годы в МО проводилась программа оральной вакцинации диких плотоядных против бешенства. Отсутствие заметного снижения заболеваемости лисиц бешенством показывает на необходимость пересмотра стратегии противоэпизоотических мероприятий, включая внедрение средств малой авиации при проведении вакцинации в дикой природе и синхронизацию всех проводимых мероприятий с соседними регионами.

Относительно высокий уровень заболеваемости бешенством собак и кошек является результатом «спилловер эффекта», когда заболеваемость среди домашних плотоядных поддерживается в результате «перетекания» эпизоотии из дикой природы. Этот вектор развития эпизоотии можно считать наиболее опасным, т.к. собаки и кошки находятся в непосредственной близости от человека и, как любые другие плотоядные, могут свободно наносить укусы, распространяя вирус дальше. Большое число безнадзорных животных, выпадение части мелких домашних животных из системы обязательных антирабических вакцинаций создают дополнительные эпизоотологические риски, которые не могут быть решены силами одной ветеринарной службы без помощи муниципальной администрации.

Анализ современной эпидемиологической ситуации показал, что 9 летальных случаев были зарегистрированы в 8-ми районах МО. Среди случаев бешенства у людей, только один случай, выявленный в 2012 г., был завозным из Таджикистана. В структуре заболеваемости преобладали взрослые в возрасте от 29 до 69 лет, доля детей до 17 лет составила 22%. Практически с одинаковой частотой болели мужчины и женщины, проживающие в селах и городах (56 % и 44 %, соответственно, $p < 0,05$). Заболевания людей регистрировались в Домодедовском, Егорьевском, Ногинском, Раменском, Солнечногорском района, а также в городах Лобня и Дубна. Наибольшее число заболевших отмечено в Рузском и Подольском районах, которые характеризовались стойким эпизоотическим неблагополучием. С 2013 года случаи бешенства среди людей не регистрировались. Установлено, что источниками рабической инфекции для населения МО по-прежнему в равной степени являются дикие (56 %) и домашние животные (44 %), из которых половина имеют хозяев. Большинство укусов, нанесенных

больными животными (82 %), имели опасную локализацию. Преобладание укусов кистей рук (73 %) свидетельствует об их преимущественно спровоцированном характере и слабой настороженности населения в отношении рисков заражения бешенством.

За исследуемый период число ежегодных обращений снизилось на 9 %. При этом численность населения области увеличилась почти на 11 %. Более четверти обращений приходилось на детей в возрасте до 14 лет, что еще раз подтверждает наличие рисков заражения. Выявлены неблагополучные по бешенству районы с низкой обращаемостью. К ним относятся Дмитровский, Домодедовский, Одинцовский и Шатурский районы. Анализ специфической профилактики показал, что на территории МО ежегодно риску заражения в очагах бешенства подвергается в среднем около 180 человек, из них около 5% либо отказываются от антирабических прививок, либо вакцинация проводится с нарушением принятой схемы, а также наблюдается снижение объемов вакцинации в группах риска, что может быть связано с неадекватным планированием профилактических прививок при расширении групп риска и требует дальнейшего изучения.

Таким образом, проведенная оценка современных эпизоотолого-эпидемиологических особенностей бешенства на территории МО позволила выявить основные эпидемиологические риски. Установлено, что к социальным факторам риска относятся снижение обращаемости населения за антирабической помощью, низкая информированность населения, расширение контингентов риска, отказы от прививок, нарушение схемы вакцинации и некоторые другие. Основу эпизоотического неблагополучия составляет активная циркуляция вируса бешенства в природе на фоне низкой эффективности противоэпизоотических мероприятий среди диких плотоядных.

Леонтьева С.А., Брагина Е.А., Степанова Т.Ф.

ПРИРОДНЫЕ ОЧАГИ ТУЛЯРЕМИИ НА ТЕРРИТОРИИ ТЮМЕНСКОЙ ОБЛАСТИ

ФБУН «Тюменский научно-исследовательский институт краевой инфекционной патологии» Роспотребнадзора,
Тюмень, Россия

Территория Тюменской области является эндемичной по туляремии, где с 1943 г. регистрируются как спорадические заболевания, так и эпидемические вспышки.

На территории области можно выделить следующие типы природных очагов туляремии: пойменно-болотный (с различными вариантами), лесной, тундровый. Наиболее активными в эпидемическом отношении являются очаги пойменно-болотного типа и основного классического подтипа с водяной полевкой. Очаги в первую очередь приурочены к поймам крупных рек. Они имеют особенно широкое распространение.

Тундровые очаги приурочены к тундровой и лесотундровой зонам Ямало-Ненецкого автономного округа. Территория Ханты-Мансийского автономного округа – Югры расположена в зоне тайги в природном очаге туляремии пойменно-болотного типа. Очаги, в первую очередь, приурочены к поймам крупных рек Обь, Иртыш, Конда и т.д. Очаги туляремии распространены фактически по всей территории округа. Север южной части Тюменской области расположен в зоне тайги, центр и юг южной части Тюменской области в смешанных лесах и лесостепи. Природные очаги туляремии относятся к пойменно–болотному и лесному типам: поймы рек Тобола, Тавды, Туры.

Пойменно-болотный тип очага поддерживается водяной полевкой, ондатрой и другими околоводными млекопитающими. Лесной тип очага в основном среди рыжих полевок, лесных и желтогорлых мышей, а местами - зайцев.

Сбор материала проведен в различных районах Ямало-Ненецкого АО в 2010 году (окрестности п. Казым-Мыс), 2012 году (окрестности г. Ноябрьск), 2015 году (окрестности гг.Новый Уренгой и Тарко-Сале). В ходе исследований было отработанно 4450 ловушко/суток и 175 капкано/суток. Всего было отловлено 169 особей мелких млекопитающих, представителей 9 видов.

С июля по сентябрь 2016 года проведен отлов мелких млекопитающих (ММ) в Ханты-Мансийском автономном округе. Отлов проводился в Кондинском районе (пгт.Междуреченский, д.Леуши, д.Мортка), окрестности г. Югорск, в Советском районе (окрестности г.Советский, пгт. Пионерский, Малиновский). Отработанно 2100 ловушко-суток. Отловлено 74 грызуна, представителей 7 видов.

В центральной и южной части Тюменской области отлов ММ проводился на многолетнем полевом стационаре в Нижнетавдинском районе вблизи поселка Лесозавод в период с мая по сентябрь 2016 - 2018 гг., и в окрестностях г. Тюмени в ноябре - декабре 2018 года. Всего в период указанного времени отработанно 3090 ловушко/суток, 280 капкано/суток отловлено 257 ММ, представителей 8 видов.

Для отлова ММ использовался стандартный метод ловушко–линий.

Для выявления антигена возбудителя туляремии серологическим методом у микромаммалий исследовали селезенку и печень, исследование проводили наборами «ИФА-Тул-СтавНИПЧИ», «РНГА-Тул-Аг-СтавНИПЧИ», г. Ставрополь.

Процент положительных проб (Р, %) рассчитывали по стандартной формуле, ошибку процента (m_p) по формуле: mp =√ (100-%): n, где n – число исследований

В г. Новый Уренгой, согласно нашим исследованиям, доминантным видом является красная полевка; с продвижением на юг (г. Тарко-Сале, г. Ноябрьск) доминантам оставалась также полевка красная. В окрестностях п. Казым-Мыс доминантным видом была бурозубка средняя. В Ханты-Мансийском автономном округе, а также на многолетнем полевом стационаре в Нижнетавдинском районе Тюменской области - абсолютным доминантом являлась полевка рыжая.

При исследовании внутренних органов мелких млекопитающих (печень, селезенка), из окрестностей п. Казым-Мыс (Шурышкарский район) антиген возбудителя туляремии не обнаружен. Из 81 животного, отловленного в окрестностях г. Ноябрьск, антиген возбудителя туляремии обнаружен у 2 мелких млекопитающих, составив 2,46 ± 1,7 %. Из внутренних органов грызунов, отловленных в окрестностях гг. Тарко-Сале и Новый Уренгой антиген туляремии выделен соответственно у 12,3 ± 4,1 % и 11,11 ± 10,4 %. Все положительные пробы выделены от полевки красной.

В 2013 г. произошло резкое обострение эпизоотической ситуации по туляремии на значительной территории ХМАО. В сентябре 2013 г. в лабораторию трансмиссивных вирусных инфекций поступили из активных очагов туляремии 43 особи мелких млекопитающих, отловленных в августе-сентябре 2013 г. в Нефтеюганском, Октябрьском районах, городах Нягань, Пыть-Ях, и Ханты-Мансийск. Возбудитель туляремии был выявлен из: селезенки бурозубки равнозубой, отловленной в г. Пыть-Ях; печени мыши домовой, отловленной в Нефтеюганском районе СУ-62; печени бурозубки обыкновенной, отловленной в г. Нягань; селезенки бурозубки средней, отловленной в г. Ханты-Мансийск СУ-963.

При исследовании 74 мелких млекопитающих, отловленных в Ханты-Мансийском автономном округе в 2016 году, антиген туляремии не обнаружен.

По результатам многолетних исследований на полевом стационаре в Нижнетавдинскои районе Тюменской области на наличие антигена туляремии в 2018 году из 56 проб, 7 оказались положительными (12,5 % ± 4,4). Туляремийный микроб был выявлен из всех видов ММ, характерных для данного стационара, а именно: полевки рыжей, мыши лесной, бурозубки обыкновенной и полевки красной. Из 28 гомогенатов печени положительные были 5 (17,8% ± 7,2), из 28 гомогенатов селезенки положительных 2 пробы (7,15 % ± 4,8).

В 2017 году при исследовании 38 биопроб от ММ (19 печень и 19 селезенка) антиген туляремии выявлен у 7 особей (только в селезенке), что составило 18,4 ± 6,3 %. Все положительные пробы принадлежали 1 мыши полевой и 6 полевкам рыжим.

В 2016 году на наличие возбудителя туляремии было исследовано 84 образца печени, 70 образцов селезенки ММ отловленных на данном стационаре. Из всех исследованных проб возбудитель был обнаружен в 4 биопробах, из селезенки бурозубки, мыши лесной и полевки рыжей, что составило 2,6 % ± 1,2 от всего исследованного материала.

Для выявления носительства возбудителя туляремии в 2018 году в окрестностях г. Тюмени, озеро Кривое, было отловлено 35 ондатр. Исследовано 70 проб (35 печень и 35 селезенка). По результатам исследований одна проба была положительной - гомогенат селезенки.

Таким образом, Тюменская область является одной из крупнейших в России очаговых территорий по туляремии пойменно-болотного типа. В полигостальных природных очагах основными резервуарами и источниками возбудителя являются высоковосприимчивые и высокочувствительные мелкие млекопитающие. Обнаружение наличия туляремийного антигена у мелких млекопитающих свидетельствует об активности природных очагов на территории области. Численность мелких млекопитающих может значительно колебаться по годам. Причем эти колебания у разных видов могут не совпадать, и тогда состав доминантов по годам будет меняться, будет меняться и процент положительных проб на туляремийный антиген.

Лиджи-Гаряева Г.В., Каляева Т.Б., Санджиев В.Б.-Х., Кулик В.В.

ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКИЕ ОСОБЕННОСТИ ПРОЯВЛЕНИЯ КРЫМСКОЙ ГЕМОРРАГИЧЕСКОЙ ЛИХОРАДКИ НА ТЕРРИТОРИИ РЕСПУБЛИКИ КАЛМЫКИЯ

ФКУЗ «Элистинская противочумная станция» Роспотребнадзора, Элиста, Россия

В последние годы во всем мире особую актуальность приобрела проблема так называемых возникающих и вновь возвращающихся инфекционных заболеваний. Среди таких инфекций ключевое место занимает Крымская геморрагическая лихорадка (КГЛ), которая проявила активность в Южном федеральном округе Российской Федерации, где случаи заболевания людей КГЛ отмечались с конца 40-х годов прошлого века. После длительного перерыва с 1999 года природный очаг КГЛ вновь активизировался. В Республике Калмыкия эпидемические проявления КГЛ регистрируются с 2000 г. В период с 2000 по 2018 гг. зарегистрировано 365 случаев заболевания КГЛ, из них 9 (2,5 %) закончилось летальным исходом.

В период 2000-2008 гг. наблюдалось увеличение численности иксодовых клещей и случаев их нападения на людей, рост заболеваемости КГЛ, течение болезни приобретало более тяжелые формы. Начиная с 2004 г., ежегодно регистрировались летальные исходы заболевания. В последующие годы наблюдалось падение всех параметров активности очага вплоть до 2013 г., когда резко снизилась численность клещей, перестали регистрироваться больные КГЛ люди, и на циркуляцию вируса указывали лишь единичные положительные находки при исследовании иксодовых клещей. В последние три года отмечается следующая волна активизации очага, с 2016 г. ежегодно отмечается не только заболеваемость КГЛ, но и летальные случаи.

Активизация природного очага КГЛ на территории Республики Калмыкия обусловлена ростом численности пастбищных иксодовых клещей и характеризовалась изменением границ распространения многих фоновых видов. Главная роль в данном процессе принадлежит клещу *H. marginatum* – основному переносчику возбудителя КГЛ (Львов Д.К. и др., 2004), который резко повысил не только свою численность, но и ареал распространения, заняв лидирующее положение во всех административных и ландшафтно-экологических районах республики.

В период с 2000 по 2018 гг. на ФКУЗ «Элистинская противочумная станция» Роспотребнадзора на выявление антигена вируса Крымской-Конго геморрагической лихорадки (ККГЛ) было исследовано 60682 экземпляра (5909 пулов) иксодовых клещей. Вирусофорность составила 4,1 %.

Инфицированными вирусом ККГЛ оказались клещи, относящиеся к 4 из 6 родов, встречающимся на территории Республики Калмыкия. Наибольшее количество положительных пулов составили клещи рода *Hyalomma* – 90,1 % (217 пулов). На долю рода *Rhipicephalus* пришлось 6,2 % (15 пулов) и рода *Dermacentor* – 3,7 % (9 пулов). Антиген вируса ККГЛ выявлен у 8 видов клещей: *H. marginatum, H. scupense, H. anatolicum, D. marginatus, D. niveus, R. rossicus, R. sanguineus* и *R. pumilio*. Более половины исследованного материала составили клещи *H. marginatum* – 74,2 %. Вирусофорность клещей *H. marginatum* составила 80,1 % от общего количества зараженных пулов и 6,3 % от исследованных пулов данного вида клещей. Инфицированность клещей вирусом ККГЛ во всех ландшафтно-эпизоотологических районах Республики Калмыкия достигает пика в мае.

Как известно, мелкие млекопитающие и птицы также играют определенную роль в циркуляции вируса ККГЛ, в связи с чем исследовалась естественная зараженность животных в различных ландшафтно-географических зонах. В период 2012 - 2018 гг. на наличие антигена вируса ККГЛ было исследовано 4081 особей мелких млекопитающих, отловленных в ходе эпизоотологического обследования на чуму и другие природно-очаговые инфекции. На наличие антигена вируса ККГЛ исследовано в 1134 пробы органов, получено 83 (7,3 %) положительных. Наибольшее количество положительных проб получено от полуденной песчанки – 24,1 % от общего числа зараженных проб, от домовой мыши и общественной полевки – по 19,3%. Антиген вируса ККГЛ обнаружен также у гребенчуковой песчанки, малого суслика, лесной мыши и землеройки

В период 2013 - 2018 гг. на наличие антигена вируса ККГЛ было исследовано 183 экземпляра птиц, отловленных в ходе эпизоотологического обследования на другие природно-очаговые инфекции. При исследовании 160 проб органов птиц получена 1 (0,9 %) положительная от каменки плясуньи в Яшкульском районе.

При исследовании полевого материала на зараженность вирусом ККГЛ установлено, что наибольшее число положительных проб от клещей получено в Яшкульском районе (16,2 %), в Черноземельском и Целинном районах – по 15,3 %; в Черноземельском и Яшкульском районах получены положительные пробы органов грызунов (41,0 % и 32,5% соответственно).

Наибольшее количество больных людей зарегистрировано на территории Целинного района – 21,4 % от общего числа заболевших, в г. Элиста – 14,3 %, в Ики-Бурульском районе – 12,6 %, в Яшалтинском районе – 11,8 %. Больные регистрируются во всех административных районах Республики Калмыкия, кроме Юстинского района. Изучение сезонной заболеваемости людей показало прямую зависимость данного показателя от численности и активности иксодовых клещей. Известно, что пик активности иксодовых клещей приходится на период с апреля по июнь. Инфицированные клещи нами фиксируются с марта и достигают пика в мае с дальнейшим спадом. Заболеваемость людей также начинает регистрироваться с апреля, повышается в мае и достигает максимальных значений в июне. Подавляющее большинство больных КГЛ составляют сельские жители, занятые животноводством, полевыми работами, в том числе и на личных подворьях. Заражение городских жителей происходит при выездах на природу, рыбалку и т.д.

Характер эпидемических проявлений на территории Республики Калмыкия однозначно указывает, что уровень заболеваемости КГЛ в отдельных районах определяется не только ландшафтно-эпизоотологическими, но и социальными факторами. При этом эпидемиологическая обстановка в конкретных участках природного очага КГЛ определяется, во многом, показателями плотности сельского населения, формами хозяйственной деятельности, условиями работы в животноводческих хозяйствах и т.п.

Таким образом, выявление антигена вируса ККГЛ в пробах клещей и мелких млекопитающих, широкий спектр видов животных, вовлеченных в эпизоотический процесс, заболеваемость людей, практически во всех районах республики, указывают на то, что природный очаг Крымской геморрагической лихорадки продолжает находиться в активном состоянии и существует необходимость дальнейшего изучения природной очаговости КГЛ на территории Республики Калмыкия.

Мамчик Н.П.[1,2], Жукова А.И.[1], Гайдукова Е.П.[1,2], Герик Е.П.[1], Миляева Н.И.[1], Попова Т.И.[1], Квасов Д.А.[1], Березина Ю.А.[1], Батищева Е.Н.[1], Митусов А.А.[1]

О ЗАБОЛЕВАЕМОСТИ ДИРОФИЛЯРИОЗОМ В ВОРОНЕЖСКОЙ ОБЛАСТИ

[1]ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Воронежской области», Воронеж, Россия;
[2]ФГБОУ ВО «Воронежский государственный медицинский университет им. Н.Н. Бурденко» Министерства здравоохранения РФ, Воронеж, Россия

Дирофиляриоз - это трансмиссивный гельминтоз плотоядных и человека, передающийся комарами.

На территории Воронежской области существуют природные условия для формирования очагов дирофиляриоза:

- территория области расположена на 51°0′ северной широты и 40°30′ восточной долготы, то есть в зоне устойчивого риска передачи возбудителя инвазии (до 52° с.ш. согласно МУ 3.2.3469-17 «Профилактика дирофиляриоза»);

- в области имеются климатические условия, с высокими показателями температуры, достаточными для циркуляции паразита: среднесуточная температура выше 14 °С регистрируется до 150 дней (в Воронеже средний многолетний показатель составляет 130,8 дней);

- наличие комаров - переносчиков личинок дирофилярий. По данным энтомологического мониторинга на территории Воронежской области зарегистрировано 39 видов комаров, наиболее распространенными являются комары родов *Ochlerotatus, Aedes, Anopheles, Culex.*

- наличие инвазированных собак. По данным ветеринаров из 424 проб крови собак, исследованных в г. Воронеже и Воронежской области в 2014 г., дирофиляриоз установлен в 52 случаях, экстенсивность инвазии (ЭИ) - 12,3 %. В разных социальных группах собак ЭИ различна: 24,1 % у бездомных, 24,6 % у служебных, и 8,8 % у собак, содержащихся в квартирах и частных домах.

Статистический учет заболеваемости дирофиляриозом населения Воронежской области ведется с 1998 г. Всего за время регистрации гельминтоза на территории области заболел 61 человек. Относительный показатель заболеваемости на 100 тысяч населения в среднем составил 0,12, максимально, в 2013 году - 0,34. За период с 2009 по 2018 гг. среди населения Воронежской области зарегистрировано 44 случая дирофиляриоза: 11 мужчин, 33 женщины, до 17 лет - 1, трудоспособное население (до 60 лет) - 38 человек, старшего возраста - 5 человек.

Все выявленные гельминты относились к виду *Dirofilalaria repens.* Среди них были: самки - 27, самцы - 5, фрагменты гельминтов без уточнённого пола - 12. Максимальный размер самки – 16,5 см.

Отмечается следующая локализация паразита на теле человека: глаза и веки – 50 %, голова (волосистая часть, щека, переносица) – 25 %, туловище (область пупка, брюшной стенки, грудная железа) – 18 %, конечности (бедро, колено, кисть, плечо) - 7%.

При локализации в области глаз больные ощущали жжение, зуд, острую боль, снижение остроты зрения и т.п., в то время как при локализации паразита на теле беспокойство вызывало само «новообразование», и гельминт извлекался при оперативном вмешательстве по поводу его удаления.

Интересен случай больной (Р.), которая наблюдала развитие паразита от отёка и жжения на кисти руки после укуса комара до развития синюшной «атеромы» на пальце; за период с мая по август самка гельминта достигла 11 см.

Сезон заражаемости комаров личинками дирофилярий наступает с установлением среднесуточной температуры воздуха +14°С. и продолжается на протяжении всего периода с температурами равными и выше этого значения.

Расчёт числа оборотов инвазии в комарах-переносчиках в Воронежской области проведен

по методике, рекомендуемой МУ 3.2.3469-17 «Профилактика дирофиляриоза». В 2018г. сезон заражения комаров личинками дирофилярий наступил 29 апреля и завершился 15 октября, составив 140 дней (средний многолетний показатель - 130,8).

Число оборотов инвазии варьирует от 5 до 8. В 2018 г. в комарах могло пройти 7 оборотов инвазии. Учитывая, что инвазия сохраняется на протяжении жизни комаров, сезон передачи инвазии дефинитивным хозяевам в природе завершается с отмиранием имаго и прекращением кровососания.

За анализируемый период наибольшее число заболевших зарегистрировано в городском округе городе Воронеже - 20 человек. Остальная заболеваемость разбросана спорадически по территории всей области: Подгоренский район - 3 случая, Борисоглебский, Калачеевский, Новоусманский, Павловский, Панинский, Семилукский районы по 2 случая; Бобровский, Бутурлиновский, Грибановский, Каменский, Острогожский, Россошанский районы по 1 случаю, 3 человека указывают места заражения за пределами области.

В условиях городской квартиры передача инвазии при наличии больной собаки или кошки может осуществляться круглогодично «подвальными» комарами рода *Culex* (C. p. molestus), выплод которых ежегодно регистрируется в областном центре.

Специалистами ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Воронежской области» планируется дальнейшее изучение энтомологической и эпидемиологической ситуации в области по дирофиляриозу с целью уточнения локализации природных очагов и профилактики заболевания людей данным гельминтозом.

Марченко В.Ю., Гудымо А.С., Гончарова Н.И., Святченко С.В., Евсеенко В.А., Колосова Н.П., Суслопаров И.М., Гаврилова Е.В., Максютов Р.А., Рыжиков А. Б.

МОНИТОРИНГ ВИРУСА ГРИППА ПТИЦ НА ТЕРРИТОРИИ РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ (2013-2018 гг.)

ФБУН ГНЦ ВБ «Вектор» Роспотребнадзора,
Кольцово, Новосибирская область, Россия

Проблема распространения высокопатогенных вирусов гриппа не теряет своей актуальности. Вирусы гриппа А (ВГА), которые в настоящее время распространены повсеместно, представляют серьезную угрозу сельскому хозяйству и общественному здравоохранению. Данный тип вирусов имеет широкий круг хозяев, включая большое количество видов птиц и млекопитающих. Другой ключевой характеристикой вируса является генетическая и антигенная изменчивость, возникающая в результате сочетания высокой частоты мутаций и сегментированного генома, который обеспечивает возможность быстрого изменения и адаптации к новым хозяевам.

Во многих странах ВГА являются эндемичными, и усилия по их контролю, главным образом, направлены на снижение экономических потерь. Поскольку первичным резервуаром для ВГА являются дикие птицы, конечная цель полного уничтожения вируса гриппа не достижима, а возможность появления новых и уникальных вирусов из резервуара диких птиц является постоянной угрозой. В связи с этим становится очевидной необходимость поиска основных путей решения важной научной проблемы распространения вируса гриппа. Одной из ключевых мер по контролю данного возбудителя является комплексный мониторинг высокопатогенного вируса гриппа на стыке человек-животное, который будет включать не только выявление циркулирующих среди птиц и животных вариантов ВГА и углубленное изучение основных биологических свойств, определяющих пандемический потенциал выделенных штаммов, но также будет включать выявление вируса гриппа птиц у населения из групп риска. Полученные в ходе такой работы данные позволят определить ключевые факторы, влияющие на пандемический

потенциал циркулирующих вариантов вируса гриппа, а также оценить степень угрозы распространения этих вариантов среди людей.

В 2013 году Федеральной службой по надзору в сфере защиты прав потребителей и благополучия человека было принято решение о создании новой комплексной системы мониторинга за вирусами гриппа птиц. Данная система должна была обеспечить репрезентативный сбор биологического материала от животных, птиц и людей из регионов, имеющих наиболее важное в эпидемиологическом смысле значение. На сегодняшний день в данной программе мониторинга участвуют 48 региональных учреждений Роспотребнадзора – Центры гигиены и эпидемиологии (ЦГиЭ), деятельность которых регулируют три Опорных Базы, которыми являются Управление Роспотребнадзора по Хабаровскому краю, Новосибирской области и Краснодарскому краю. Региональные учреждения Роспотребнадзора организуют взаимодействие с местными лечебными учреждениями и ветеринарной службой, которые собирают первичный материал от людей и животных и направляют его для дифференциальной диагностики в региональный ЦГиЭ. Все пробы, в которых обнаруживается РНК вируса гриппа А, направляются в ФБУН ГНЦ ВБ «Вектор» Роспотребнадзора для изоляции вируса гриппа, углубленного изучения и оценки его пандемического потенциала.

За 6 лет существования данной системы мониторинга совместно с региональными ЦГиЭ было собрано и обследовано почти 50000 образцов биоматериала от птиц и млекопитающих, включая человека.

Так, в 2013 году было собрано и обследовано 3368 образцов биоматериала от дикой и 100 образцов от домашней птицы. Из биоматериала от диких птиц было выделено три штамма вируса гриппа А субтипов A/H3N6, A/H3N8 и A/H4N6.

В 2014 году сбор биологического материала от домашней птицы был расширен, и в 2014 году собрано и обследовано 4017 проб биоматериала от дикой и 3765 образцов от домашней птицы. Из биоматериала от диких птиц было выделено пять штаммов вируса гриппа А субтипов H3N8, H10N7, H13N6, а также субтипа A/H5N8. На территории республики Саха (Якутия) в районе поселка Белая Гора от дикой утки впервые в России был выделен высокопатогенный вирус гриппа A/wigeon/Sakha/1/2014 (H5N8), принадлежащий к генетической кладе 2.3.4.4, представители которой впоследствии вызвали множественные вспышки на территории европейской части России.

В 2015 году было изучено 5079 образцов биологического материала, которые включали 2978 образцов от диких птиц, 1985 – от домашних, а также 54 пробы мазков из носа свиней и 62 пробы от морских млекопитающих. Из биоматериала от диких птиц было выделено 7 штаммов высокопатогенного вируса гриппа А субтипа A/H5N1 клады 2.3.2.1c, которая также была зарегистрирована впервые в России. Помимо этого, в 2015 году было собрано 2851 мазков от людей, по роду своей деятельности контактирующих с дикой или домашней птицей.

В 2016 году было изучено 12775 образцов биологического материала, которые включали 5519 образцов от диких птиц, 3406 – от домашних, а также 3400 проб от людей, 430 проб от свиней и 20 проб от морских млекопитающих. Из биоматериала от диких птиц было выделено 2 штамма вируса гриппа А субтипа A/H13N8, 4 штамма вируса гриппа А субтипа A/H6N1, а также 10 штаммов высокопатогенного вируса гриппа А субтипа A/H5N8 субклады 2.3.4.4b, которые были зарегистрированы нами в Республике Тыва, а впоследствии представители данной субклады вызвали масштабную эпизоотию 2016 - 2018 годов в европейской части России.

В 2017 году собрано и обследовано 3390 проб биоматериала от дикой и 2862 образцов от домашней птицы, 2317 проб от людей, 506 проб от свиней. В результате исследований было выделено 84 штамма вируса гриппа, из которых большинство (70) было представлено высокопатогенными вирусами гриппа А субтипа A/H5N8, выделенными во время вспышек в европейской части России, также были выделены субтипы высокопатогенного вируса гриппа A/H5N5 и A/H5N2 субклады 2.3.4.4b; помимо этого зарегистрирована циркуляция среди диких птиц вирусов гриппа субтипов A/H4N6, A/H10N6, а также впервые за описываемый период было зарегистрировано выделение 3 штаммов вируса гриппа A/H3N2 от свиней.

В 2018 году собрано и обследовано 3155 проб биоматериала от дикой и 3063 образцов от домашней птицы, 2025 проб от людей, 415 проб от свиней. В результате исследований было выделено 46 штаммов вируса гриппа, из которых большинство было представлено вирусами гриппа А субтипа A/H5N8, выделенными во время вспышек в европейской части России. Также были впервые зарегистрированы в России штаммы вируса гриппа A/H9N2, которые были выделены во время вспышек среди сельскохозяйственной птицы на территории Дальнего Востока, а также в ходе мониторинга среди диких птиц на территории Томской области. Помимо этого, впервые в России был выделен штамм вируса гриппа A/H5N6 клады 2.3.4.4.

Таким образом, за 6 лет исследований данная система позволила на ранних этапах выявить циркуляцию наиболее важных и актуальных вариантов вируса гриппа птиц и оперативно реагировать на возникающие вспышки. При анализе полученных данных очевидна необходимость постоянного совершенствования данной системы мониторинга, однако уже сейчас видна неоспоримая эффективность созданной системы мониторинга за вирусами гриппа птиц.

Исследование проводилось в рамках выполнения государственного задания ГЗ-4/16.

Михайлова О.А., Павлова Н.Н., Дериглазов И.В., Скотников А.Л.

УРОЧИЩЕ КАСПИРОВКА В ОДЕССКОМ РАЙОНЕ ОМСКОЙ ОБЛАСТИ КАК ПРИРОДНЫЙ ОЧАГ ТУЛЯРЕМИИ

ФБУЗ Центр гигиены и эпидемиологии в Омской области,
Омск, Россия

Омская область относится к регионам, неблагополучным по риску заболевания людей туляремией, что обусловлено наличием природных очагов и подтверждается результатами ежегодного эпизоотологического мониторинга. В 2018 году зарегистрировано 18 случаев заболевании туляремией, показатель заболеваемости 0,92 на 100 тысяч населения, что в 2 раза выше среднемноголетнего уровня заболеваемости (показатель 0,46 на 100 тыс. населения) и в 18,4 раза превышает средний показатель заболеваемости по Российской Федерации (0,05 на 100 тысяч населения). На протяжении более 10 лет не регистрировалась заболеваемость туляремией на территории Одесского района, но начиная с 2016 г. отмечены случаи данного заболевания, связанные с активизацией природных очагов. В 2018 г. показатель заболеваемости туляремией по району составил 11,34 на 100 тыс. населения что выше областного показателя в 12 раз. Вследствие этого приобретают актуальность исследования, направленные на описание отдельных природных и антропургических очагов туляремии в данном административном районе.

Целью работы был мониторинг туляремии в урочище Каспировка Одесского района Омской области. Для этого были поставлены следующие задачи:

1. Изучение видового состава, биотопического распределения и численности мелких млекопитающих территории.

2. Выявление возможных путей передачи и вероятных переносчиков туляремии.

3. Исследование материала от мелких млекопитающих, а также объектов внешней среды и кровососущих членистоногих на туляремию.

Работа велась в мае и июне 2014, 2017 и 2018 гг. на территории урочища Каспировка Одесского района Омской области (54°9'51» с. ш., 73°8'17» в. д.). Данная территория находится в степной зоне и представляет собой группу ландшафтов, прилегающих к озеру. На берегах водоема расположены разнотравно-злаковые луга, местами — осиново-акациево-березовые лесоколки, а также тростниковые и ивняковые заросли. Луга и лесоколки окаймлены пашней, пересеченной осиновыми лесозащитными полосами. Отлов мелких млекопитающих производился с помощью давилок Геро. Кровососущие двукрылые отлавливались на себе.

Материал исследовался на базе лаборатории особо опасных и природно-очаговых инфекций ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Омской области». Органы (печень и селезенка) мелких млекопитающих, а также слепни, вода и погадки хищных птиц исследовались в реакции РНАт, диски с кровью животных в реакции РНГА.

В 2014 г. отработано 494 л.-с., в 2017 г. - 300 л.-с., в 2018 г. - 325 л.-с. Средняя численность мелких млекопитающих в 2014 г. составила 5,21 особи на 100 л.-с., в 2017 г. - 11,75 особей на 100 л.-с., в 2018 г. - 8,67 особи на 100 л.-с. Наибольшей численность мелких млекопитающих оказалась в околоводной стации на берегу озера. В 2014 г. – 9,125 особи на 100 л.-с., в 2017 г. - 27 особей на 100 л.-с., в 2018 г. – 10,83 особи на 100 л.-с. Меньшей была численность мелких млекопитающих в расположенных возле озера лесоколках (в 2017 г. - 8 особей на 100 л.-с.). На сельскохозяйственных полях, а также в лесозащитных полосах мелкие млекопитающие отсутствовали. В отловах отмечены Грызуны *(Rodentia)* 4 видов: *Apodemus agrarius* [Pallas, 1771] - Мышь полевая, *A. uralensis* [Pallas, 1811] - Мышь малая лесная, *Clethrionomys rutilus* [Pallas, 1779] - Полевка красная, *Microtus arvalis* [Pallas 1779] – Полевка обыкновенная, а также 1 вид Насекомоядных (Insectivora): Sorex araneus [Linnaeus, 1758] – Бурозубка обыкновенная.

В 2014 г. на туляремию исследовано (Таблица 1) 62 пробы, из них на антитела 19, на антиген 43. Антитела выявлены в 16 пробах, антиген в 2. Исследования 23 табанид родов *Tabanus* (11) и *Hybomitra* (12) проводились поштучно, антиген обнаружен у 2 особей *Tabanus autumnalis autumnalis* [Linnaeus, 1761], что подтверждает валентное состояние очага и возможность передачи возбудителей туляремии *(Francisella tularensis)* трансмиссивным путем. В 2017 г. исследовано 72 пробы от грызунов, положительные результаты на наличие антител регистрировались в 9 пробах, антигена — в 2. В 2018 г. из 59 исследованных проб положительный иммунный ответ получен в 7, антиген обнаружен в 4 пробах, антитела в 3.

Удельный вес положительных находок, обнаруженных на территории урочища Каспировка за период 2014-2018 гг. составил 18,65%, что свидетельствует о высокоактивном состоянии очага.

Антитела обнаружены у всех отмеченных в пределах обследованной территории видов грызунов. Антиген возбудителя туляремии обнаружен в материале от трех видов грызунов *(A. agrarius, A. uralensis, M. arvalis)*. Результаты проведенных исследований позволяют охарактеризовать данный очаг как полигостальный. По отношению к туляремии виды *A. uralensis, M. arvalis, C. rutilus* являются представителями 1 группы (высоковосприимчивые и высокочувствительные), *A. agrarius* - 2 группы (высоковосприимчивые, малочувствительные). Животные 1 группы имеют наибольшее эпизоотологическое и эпидемиологическое значение.

Таким образом, территория вокруг озера в урочище Каспировка представляет собой высокоактивный полигостальный мезоочаг туляремии. Полученные нами результаты позволяют отметить грызунов 1 *(C. rutilus, A. uralensis, M. arvalis)* и 2 *(A. agrarius)* групп как носителей (доноров), а слепней, в частности вид *T. autumnalis autumnalis,* как потенциальных переносчиков возбудителей данного заболевания.

Найденова Е.В.[1], Карташов М.Ю.[2], Захаров К.С.[1], Чуб Е.В.[2], Nassour A. A.[3], Toupou J.-P.[3], Diallo A. O. S.[4], Keyra M.[4], Kaba L.[4], Camara S.[4], Diallo M.T.[4], Kalivogui S.[3], Boumbaly S.[3], Sidime Y.[4], Boiro M.Y.[3], Щербакова С.А.[1]

ВЫЯВЛЕНИЕ СПЕЦИФИЧЕСКИХ АНТИТЕЛ К ВОЗБУДИТЕЛЯМ КОКСИЕЛЛЕЗА И ЛИХОРАДКИ РИФТ-ВАЛЛИ В СЫВОРОТКАХ КРОВИ СЕЛЬСКОХОЗЯЙСТВЕННЫХ ЖИВОТНЫХ, СОБРАННЫХ НА ТЕРРИТОРИИ ГВИНЕЙСКОЙ РЕСПУБЛИКИ

[1]*ФКУЗ Российский научно-исследовательский противочумный институт «Микроб» Роспотребнадзора, Саратов, Россия;*
[2]*ФБУН Государственный научный центр вирусологии и биотехнологии «Вектор» Роспотребнадзора, Кольцово, Новосибирская область, Россия;*
[3]*Исследовательский институт прикладной биологии Гвинеи, Киндиа, Гвинейская Республика;*
[4] *Институт медицинской ветеринарии, Далаба, Гвинейская Республика*

Инфекционные болезни, общие для человека и животных - актуальная проблема, как для ветеринарии, так и для общественного здравоохранения. Наиболее значимыми зооантропонозами, широко распространенными на Африканском континенте, являются коксиеллез и лихорадка Рифт-Валли. Заражение людей данными видами патогенов происходит при контакте с инфицированными животными и при употреблении непастеризованного молока.

Одним из показателей циркуляции возбудителей инфекций на определенной территории является выявление иммуноглобулинов класса IgG в сыворотках крови сельскохозяйственных животных. В Гвинейской Республике изучение уровня иммунной прослойки к возбудителям лихорадок Ку и Рифт-Валли началось в 80-е годы прошлого столетия на базе советско-гвинейской микробиологической и вирусологической лабораторий, в результате чего на территории страны выявлена циркуляция данных патогенов. При серологическом обследовании показано, что антитела к *Coxiella burnetii* в сыворотках крови крупного рогатого скота (КРС) были выявлены в 8 % исследованных проб, а к вирусу Рифт-Валли – в 0,5 % (Бутенко А.М., 1996 г., Каливоги С. с соавт., 2013 г.). В последующие десятилетия, в связи с тяжелой экономической ситуацией в стране и отсутствием диагностических препаратов, работа была прервана.

В настоящее время, при выполнении совместных НИР в рамках Рос-сийско-Гвинейского научно-технического сотрудничества в области эпидемиологии, профилактики и мониторинга бактериальных и вирусных инфекций в Гвинейской Республике, исследования в этом направлении были продолжены.

Целью настоящей работы являлось выявление антител класса IgG в сыворотках крови КРС, собранных на территории Гвинейской Республики, к возбудителям коксиеллеза и лихорадки Рифт-Валли методом иммуноферментного анализа (ИФА).

Материал для исследования был собран в 2017 - 2018 гг. во всех ландшафтно-географических зонах страны. Сыворотки крови КРС в количестве 386 образцов исследованы с наборами реагентов «ID Screen® Q Fever Indirect Multi-species» и «ID Screen® Rift Valley Fever Competition Multi-species» (ID Screen, Франция), рекомендованных к использованию в качестве ветеринарных препаратов. Сыворотки исследовали в разведении 1:100 в соответствии с инструкциями фирмы-производителя. Результаты ИФА учитывали с помощью фотометра для планшетов производства фирмы «Bio-Rad» (США). Оптическую плотность измеряли с основным фильтром 450 нм.

В результате проведенной работы антитела к *Coxiella burnetii* были выявлены в 41 образцах сывороток крови КРС, что составило 10,6 %. Из 386 образцов 6 (1,6 %) содержали антитела

класса IgG к возбудителю лихорадки Рифт-Валли. Положительные образцы были зарегистрированы во всех ландшафтно-географических районах Гвинейской Республики.

По сравнению с 80-ми годами прошлого столетия в Гвинее в настоящее время уровень иммунной прослойки среди сельскохозяйственных животных вырос в 1,3 раза при выявлении антител к возбудителю лихорадки Ку и в 3,2 раза-к вирусу Рифт-Валли. Скорее всего, это связано с большей чувствительностью метода ИФА по сравнению с методами серодиагностики, используемыми ранее.

Учитывая эпидемиологическую значимость данных инфекционных заболеваний, актуальной задачей остается продолжение изучения циркуляции возбудителей на территории Гвинейской Республики, а также определение видового состава переносчиков, участвующих в распространении инфекции. Полученные сведения позволят своевременно прогнозировать и координировать проведение профилактических (противоэпидемических) мероприятий.

Исследование выполнялось в рамках Распоряжения Правительства РФ от 22 декабря 2017 г. № 2904-р о российско-гвинейском научно-техническом сотрудничестве в области эпидемиологии, профилактики и мониторинга бактериальных и вирусных инфекций в Гвинейской Республике (2018-2020 гг.).

Пашкина Ю.В.[1], Пашкин А.В.[1], Атрохова С.В.[2], Елетина О.С.[1], Шалина М.Н.[1]

СОВРЕМЕННАЯ ЭПИЗООТИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ В ПРИРОДНЫХ ОЧАГАХ ОПАСНЫХ ИНФЕКЦИЙ СРЕДНЕГО ПОВОЛЖЬЯ

[1]ФГБОУ ВО «Нижегородская государственная сельскохозяйственная академия», Нижний Новгород, Россия;
[2]ФГБУ «Всероссийский государственный центр качества и стандартизации лекарственных средств для животных и кормов», Москва, Россия

Известно, что в последние годы в ряде городов РФ отмечены вспышки природно-очаговых и особо опасных инфекций, когда источником их возбудителей явились домашние и синантропные животные, обитающие вблизи жилищ человека, в хозяйственно-производственных объектах и непосредственно на городских территориях.

Учитывая, что домашние и сельскохозяйственные животные нередко вовлекаются в эпизоотии природно-очаговых и особо опасных инфекций, в ряде регионов РФ организован и осуществляется эпизоотологический мониторинг за уровнем заболеваемости животных на конкретных территориях, однако, полного статистического анализа данных, подтверждающих не только фактическое количество случаев проявления заразных болезней, но и региональные особенности формировании суммарной заразной патологии до настоящего нет.

В связи с чем, имеется необходимость создания универсальной методологической основы для изучения особенностей формирования нозологического профиля заразной патологии различных видов животных на конкретных территориях, что и определило основную цель и направление наших исследований.

Материалы и методы исследований. Работа выполнялась в 2018 г. с использованием ретроспективного анализа на доступную глубину ретроспекции.

В работе использован комплексный эпизоотологический анализ, включающий методы современной прогностики, ветеринарно-санитарной статистики, эпизоотологического обследования, а также другие общепринятые в эпизоотологии методы.

Эпизоотическая обстановка в изучаемом регионе, относящемуся к Среднему Поволжью, определялась по материалам ветеринарной статистики, результатам лабораторных исследований и лично собранным материалам.

Результаты исследований. Используя методологическую алгоритмическую схему, мы определили, что разные виды животных с неодинаково степенью вовлекаются в эпизоотическое проявление конкретных болезней (бешенство, лептоспироз и др.), а также то, что нозологический профиль у одного вида животных, но на разных территориях имеет свои отличительные особенности как по перечню регистрируемых болезней, так и по количеству зарегистрированных случаев их проявления.

Для подтверждения этого, на втором этапе исследований, мы провели экспертную оценку эпизоотической ситуацию по заболеваемости крупного рогатого скота инфекционными болезнями в условиях Нижегородской области и отдельного ее административного района на максимально доступную глубину ретроспекции.

Установили, что в Нижегородской области за последние 34 года, по официальным данным госветслужбы, регистрировалось 12 нозоформ, при этом не учитывались случаи проявления вспышечной формы бруцеллеза, которые отмечались в области в 1995 году в хозяйствах Спасского и Лысковского районов области и единичные случаи в 2012 г. – в Володарском районе среди животных ЛПХ в 2012 г.

Не учтены в официальной ветеринарной статистики случаи проявления хламидиоза и микоплазмоза, а также случаи выявления положительно реагирующих животных по болезни Шмаленберга в Богородском районе и катаральной лихорадки в Городецком районе среди привозного импортного скота в период профилактического карантинирования, что требует более тщательного анализа с внесением дополнений в структуру нозологического профиля.

Изучив эпизоотическую ситуацию в отдельном районе, установили, что в условиях Балахнинского района Нижегородской области эволюционно сформировались и функционируют 9 паразитарных систем, в т.ч. бешенство, хламидиоз, лейкоз, инфекционная анемия лошадей, коронавирусный энтерит, колибактериоз, инфекционный ринотрахеит, парагрипп-3 крупного рогатого скота и лептоспироз, в которые в качестве соактантов были вовлечены домашние (крупный рогатый скот, лошади) и дикие (лисицы) животные.

За весь анализируемый период здесь было зарегистрировано 26 эпизоотических очагов различных нозоформ в 18 неблагополучных пунктах. В среднем на каждую нозоформу приходится по 2,89 эпизоотических очага и 2 неблагополучных пункта.

Представленные данные подтверждают, что формирование заразной патологии на определенных территориях носит индивидуальных характер и зависит от природно-географических, климатических, социально-экономических и других факторов.

Представленные материалы по изучению нозологического профиля заразной патологии животных подтверждают, на наш взгляд, как необходимость совершенствования ветеринарного обеспечения сельских и урбанизированных территорий в целом, так и совершенствования научно обоснованных систем мероприятий при отдельных инфекциях и инвазиях в конкретных условиях места и времени.

Использование методов экспертных оценок, прямой, косвенной и инверсионной верификации, позволяет не только определять отклонения в нозологическом профиле заразной патологии конкретных видов животных, на определенной территории, но и своевременно вносить коррективы в систему антропогенных воздействий на характер проявления эпизоотического процесса наиболее значимых нозоформ.

Пеньковская Н.А., Листопад С.А., Суфьянова С.М.

О СЛУЧАЯХ ЛЕЙШМАНИОЗА В Г. СЕВАСТОПОЛЕ. СОСТОЯНИЕ ПРОБЛЕМЫ

Межрегиональное управление Роспотребнадзора по Республике Крым и г. Севастополю, Симферополь, Россия

Лейшманиоз по оценкам Всемирной организации здравоохранения отнесен к «забытым тропическим болезням», однако более 98 стран являются эндемичными, где риску подвержены порядка 350 млн человек. На сегодняшний день территория Российской Федерации официально не является эндемичной по данной инфекции, случаи заболеваний, зарегистрированные в нашей стране, являются завозными.

Вопреки официальному заключению, случаи заболевания висцеральным лейшманиозом регистрируются на территории Крымского полуострова с 1932 по 2015 гг. – зарегистрировано 15 случаев.

На протяжении 2015-2018 гг. на территории г. Севастополя регистрируется спорадическая заболеваемость. В 2015 и 2018 гг. официальной статистике подлежало по одному случаю висцерального лейшманиоза, последний из которых закончился летальным исходом. В 2015 г. диагноз был поставлен мужчине 1967 года рождения, проживающему на территории г. Севастополя. В 2018 г. висцеральный лейшманиоз диагностирован у женщины 1996 года рождения, временно проживающей в г. Севастополе. При сборе эпидемиологического анамнеза было установлено, что оба заболевших не выезжали в эндемичные по висцеральному лейшманиозу страны. В 2018 г. был зарегистрирован очаг лейшманиоза, проведен комплекс противоэпидемических мероприятий. Запрошена информация о прохождении лечения в медицинских организациях г. Севастополя больных с симптомами заболевания, не исключающими лейшманиоз, в течение последних 6 мес. Согласно представленной информации случаев подозрений на данное заболевание за указанный период не выявлено.

По адресу проживания больной и на ближайшей территории г. Севастополя проведено энтомологическое обследование. Обследованию на наличие москитов подлежали жилище больной (помещения общежития), подъезды и подвальные помещения жилых домов на прилегающей территории в радиусе 1 км, а также опрос жильцов на предмет укусов москитами. Определены точки учета численности и видового состава москитов методом сбора на липкие листы. При этом учитывались оптимальные среднемесячные температуры цикла развития имаго москита (+25-30 °С).

Всего обследовано 132 объекта, учет численности москитов проведен в 12 точках (3 в помещениях, 9 в природе методом липких листов). Имаго москитов не обнаружены.

Укусы насекомых жильцы отрицали. Уровень благоустройства и санитарного состояния территории удовлетворительный. На прилегающей к домам территории стихийных свалок бытового мусора и скошенной травы не обнаружено. Мусорные контейнеры очищены. Жалоб от населения на вывоз твердых коммунальных отходов в течение последних двух лет не поступало.

Учитывая наличие основополагающего звена трансмиссии – москита рода Phlebotomus, в г. Севастополе ежедекадно с июня по октябрь месяц с 2002 г. проводился систематический учет численности москитов. Для мониторинга были выбраны 4 контрольные точки по эндофильным и экзофильным видам москитов в жилых и нежилых помещениях, а также в природных биотопах. Учет численности осуществлялся на липкий лист внутри и вне помещений. По результатам многолетнего мониторинга определено, что фауна москитов на территории г. Севастополя представлена 3 видами: *Phlebotomus papatasii*, *Phlebotomus major*, *Phlebotomus neglectus*. Сборы москитов показали, что доминирующим видом является *Phlebotomus papatasii*. Средний показатель численности в разные годы составлял от 0,47 до 1,6 экз/на 1 лист.

Энтомологические наблюдения прошлых лет свидетельствуют, что г. Севастополь относится к территории, где регистрируются виды москитов, которые являются доказанными переносчиками висцерального лейшманиоза – *Phlebotomus neglectus.*

Принимая во внимание тот факт, что г. Севастополь высоко урбанизированный, находки переносчиков затруднительны, ввиду отсутствия возможных мест выплода москитов. Однако в данном конкретном случае заражение больной, могло произойти и на других административных территориях Крыма, поскольку климатические условия позволяют развиваться 1 - 2 генерациям данного вида переносчиков.

Под воздействием антропогенных и климатических факторов в течение пятилетнего периода возможно изменение видового состава и соотношения отдельных видов, что требует проведение дальнейшего мониторинга, изучения фауны москитов по территории полуострова в целом.

Наибольшее эпидемиологическое значение в качестве источника протозооза для человека имеют дикие (лисицы, шакалы) и домашние (собаки, в том числе бродячие) животные. Наличие таковых, отмечается на территории Крыма. Однако их роль в эпидемическом процессе не установлена из-за отсутствия сведений об эпизоотиях и пораженности животных. Данная работа не проводится ввиду отсутствия законодательной базы по ведению статистической отчетности по данной нозологии в сфере ветеринарии.

Таким образом, наличие возможных источников – шакалов, лисиц, фауны москитов тех видов, роль которых в качестве переносчиков доказана, а также эпидемиологическая ситуация современного периода в Крыму, свидетельствуют о большой вероятности местной передачи лейшманиоза.

Принимая во внимание межведомственный характер проблемы, эпидемиологический надзор за лейшманиозами должен основываться на изученности всех звеньев паразитарной системы, что позволит разработать комплекс мероприятий, направленный на уменьшение численности переносчиков, распространенность природных и синантропных источников, сократить время диагностического поиска и, тем самым, сохранить жизнь заболевшим.

Петрова О.Н., Таценко Е.Е., Караулов А.К., Лозовой Д.А. Груздев К.Н.

ЭПИЗООТИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО ОТДЕЛЬНЫМ ЗООАНТРОПОНОЗАМ В РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ В 2016-2018 гг.

ФГБУ Федеральный центр охраны здоровья животных,
Владимир, Россия

Ситуация по общим для человека и животных болезням в Российской Федерации остается стабильно неблагополучной. За последние три года у людей было зарегистрировано 39 случаев сибирской язвы (36, 0, 39 соответственно по годам 2016, 2017, 2018); 938 случаев впервые выявленного бруцеллеза (соответственно по годам 331, 317, 290); 469 случаев лептоспироза (соответственно по годам 65, 165, 139); 9 случаев бешенства (соответственно по годам 5, 2, 2).

В связи с этим перед нами была поставлена цель провести краткий ретроспективный анализ эпизоотической ситуации в Российской Федерации по отдельным антропозоонозным инфекциям: бешенству, бруцеллезу, лептоспирозу и сибирской язве животных.

Бешенство. Для Российской Федерации характерна природноочаговая и городская эндемичность по бешенству животных. За 2016, 2017, 2018 гг. зарегистрировано 2273, 1918, 2273 неблагополучных пунктов (н.п.) по всем видам животных (тогда как за 2013, 2014, 2015 гг. зарегистрировано 3003, 2096, 3614 н.п.). Краткосрочный тренд по неблагополучию за 3 года – не убывающий, многолетний тренд (10 и более лет) убывающий. В общей структуре заболеваемости животных бешенством на группу сельскохозяйственных животных (с/х) приходится в

2018 г. 10 % от всего количества заболевших, на домашних плотоядных – 50 %, остальные случаи зарегистрированы среди диких видов плотоядных животных. При этом больше всего заболевших бешенством животных приходится на Центральный (1290 н.п.) и Южный (225 н.п.) федеральные округа (67 % от общего числа заболевших животных). План профилактической вакцинации с/х животных против бешенства выполняется, как правило, на 100 %. Профилактическая вакцинация диких плотоядных планируется не во всех субъектах, при этом план вакцинации (в средних значениях) был выполнен на 50,1 %, 67,5 % и 64,7 % (2016, 2017, 2018 гг.), что значительно превосходит показатели вакцинации в предыдущие 3 года (около 30 %).

Бруцеллез. В Российской Федерации ситуация по бруцеллезу сельскохозяйственных животных расценивается как эндемическая. В течение 2016, 2017, 2018 гг. выявлено соответственно 567, 538, 393 неблагополучных по бруцеллёзу крупного рогатого скота (КРС) пунктов и 38, 32, 25 – по бруцеллезу мелкого рогатого скота (МРС) (в 2013, 2014, 2015 гг. выявлено 367, 682, 499 н.п. бруцеллёза КРС и 45, 51, 51 н.п. бруцеллеза МРС). Краткосрочные тренды по неблагополучию КРС и МРС - убывающие. Многолетний тренд по бруцеллезу КРС нарастающий, по бруцеллезу МРС - убывающий. Видовая дифференциация *B. abortus*, *B. melitensis*, *B. suis* в отчетности не отслеживается. Случаи заболевания выявлялись также у собак, лошадей, оленей. На фоне продолжительного эпизоотического неблагополучия по бруцеллезу в стране наблюдается тенденция к увеличению количества людей с впервые выявленным бруцеллезом. Самыми неблагополучными по бруцеллезу КРС являются Южный и Северо-Кавказский федеральные округа. Самыми неблагополучными по бруцеллезу МРС являются Северо-Кавказский, Приволжский и Центральный федеральные округа. Самым неблагополучным по первично выявленному бруцеллезу людей является Северо-Кавказский ФО, а именно, Республика Дагестан и Ставропольский край.

Лептоспироз. Территория Российской Федерации эндемична по лептоспирозу, что определяется наличием природных очагов, в которых эпизоотия лептоспироза среди грызунов протекает непрерывно на протяжении многих лет. В 2016, 2017, 2018 гг. зарегистрировано соответственно 49, 114, 128 новых неблагополучных пунктов среди КРС и 3, 3, 1 н.п. - среди свиней (в 2013, 2014, 2015 гг. зарегистрировано соответственно 98, 114, 66 новых неблагополучных пунктов среди КРС и 4, 2, 6 н.п. - среди свиней). Краткосрочный тренд по неблагополучию крупного рогатого скота за 3 последние года – восходящий. Среди федеральных округов в 2018 гг. обращает на себя внимание Центральный (680 заболевших лептоспирозом голов КРС) и Сибирский (783 головы), где зарегистрировано наибольшее количество заболевших животных, а среди субъектов округа – Московская и Томская области. План диагностических исследований в Российской Федерации выполняется в полном объеме, так же как и план профилактической вакцинации против лептоспироза.

Сибирская язва. Ситуация в стране по сибирской язве оценивается как стационарно неблагополучная, в первую очередь за счет наличия почвенных очагов инфекции. В 2016, 2017, 2018 гг. зарегистрировано 6, 0, 2 н.п. сибирской язвы у животных. В 2013, 2014, 2015 гг. зарегистрировано 3, 3, 2 н.п. Краткосрочный тренд по неблагополучию – убывающий. Диагностические исследования с/х животных на сибирскую язву проводятся планово. План профилактической вакцинации крупного, мелкого рогатого скота и лошадей выполняется, тогда как свиней и оленей вакцинируют не во всех субъектах. Основной причиной неблагополучия можно считать недостаточность учета, неполный охват поголовья вакцинацией, наличие неучтенных мест захоронения животных и заброшенность отдельных скотомогильников. Показателем этого стала ситуация по сибирской язве в Ямало-Ненецком автономном округе (ЯНАО) в 2016 году, где в 6 неблагополучных пунктах заболело и пало 2573 оленя. В ЯНАО отмечено заболевание сибирской язвой и среди людей.

Таким образом, эпизоотическая и эпидемическая обстановка в стране по перечисленным зооантропонозам неблагополучна. Достаточно широко распространен бруцеллез животных, неизменно растет количество впервые выявленного бруцеллеза людей. Ситуация по природно-очаговым заболеваниям (лептоспироз и сибирская язва) остается без существенных положительных изменений. Неизменно регистрируется на высоком уровне бешенство в дикой фауне.

Только количество случаев бешенства среди сельскохозяйственных животных относительно стабильно, имеет незначительное нарастание на протяжении 35 лет наблюдения. Количество покусов/ослюнения людей остается значительным.

В борьбе с зооантропонозами строгому учёту подлежат стационарно неблагополучные пункты по всем упомянутым болезням (населённый пункт, животноводческая ферма, пастбище, урочище, на территориях которых обнаружен эпизоотический очаг независимо от срока давности его возникновения) и почвенные очаги (скотомогильники, биотермические ямы и другие места захоронения трупов животных, павших от сибирской язвы). Необходимо осуществлять активное наблюдение за заболеваемостью целевых видов животных.

Пичурина Н.Л., Орехов И.В., Забашта М.В., Хаметова А.П., Адаменко В.И.

СОВРЕМЕННАЯ БИОЦЕНОТИЧЕСКАЯ СТРУКТУРА ПРИРОДНЫХ ОЧАГОВ ТУЛЯРЕМИИ В РОСТОВСКОЙ ОБЛАСТИ

ФКУЗ Ростовский-на-Дону противочумный институт Роспотребнадзора, Ростов-на-Дону, Россия

Туляремия - краевая инфекционная патология Ростовской области, официальная регистрация заболеваемости которой ведется с 1933 года. 35 из 43 административных территорий энзотичны по туляремии. В 2017 года на территории Ростовской области, после 19-летнего отсутствия (с 1998 г.) зарегистрирована заболеваемость с инфицированием в природных очагах обоих типов.

Установлено что в современный период в регионе постоянно обитает не менее 73 видов млекопитающих, способных выполнять гостальную функцию в природных очагах. Здесь встречаются представители насекомоядных (*Insectivora*); рукокрылых (*Chiroptera*); хищников (*Carnivora*); зайцеобразных (*Lagomorpha*). Есть парнокопытные (*Artiodactyla*), в том числе свиные (*Suidae*), оленьи (*Cervidae*) и полорогие (*Bovidae*). Наибольший удельный вес в структуре диких млекопитающих занимают грызуны (*Rodentia*) – бобровые (Castoridae), нутриевые (*Carpomyidae*), беличьи (*Sciuridae*), соневые (*Muscardinidae*), тушканчиковые (*Dipodidae*), мышовковые (*Zapodidae*), слепышовые (*Spalacidae*) и многочисленные мышиные (*Muridae*). Среди них, основными биологическими хозяевами и природными резервуарами туляремийного микроба являются мышь лесная (*Sylvaemus sylvaticus s. lato*), мышь домовая (*Mus musculus*), обыкновенная полёвка (*Microtus arvalis s. lato*), насекомоядных – малая белозубка (*Crocidura suaveolens*) и обыкновенная бурозубка (*Sorex araneus*). В роли дополнительных носителей возбудителя инфекции отмечены общественная полёвка (*Microtus socialis*), серый хомячок (*Cricetulus migratorius*), серая крыса (*Rattus norvegicus*), обыкновенный слепыш (*Spalax microphtalmus*), заяц-русак (*Lepus europaeus*) и некоторые другие виды мелких млекопитающих. Средняя численность добытых мелких млекопитающих составляет 6,9 % попадаемости в ловушки Геро. Преобладающими по численности и пространственному распространению являлись пять видов - лесная мышь – 3,2 % попадаемости, домовая мышь – 2,1 %, обыкновенная полёвка – 0,9 %, малая белозубка – 0,4 % и обыкновенная бурозубка – 0,2 %, соответственно. Доля остальных видов не превышала 0,1 %. В многолетнем аспекте статистически значимых тенденций в динамике среднегодовой численности популяций носителей не было выявлено.

Векторный компонент паразитарной системы природных очагов туляремии широко представлен иксодовыми клещами родов: *Dermacentor, Hyalomma, Haemophysalis, Ixodes, Rhipicephalus* и кровососущими комарами *Aedes, Anopheles, Culex, Coquillettidia*.

Средняя многолетняя численность пастбищных иксодовых клещей на участках стационарного наблюдения составила 2,3 экз. на один флаго-километр маршрута, с незначительными колебаниями по годам проведения мониторинга. При этом в открытых природных стаци-

ях, как правило, доминировали представители рода *Dermacentor* (индекс доминирования – 64,9 %) и *Rhipicephalus rossicus* (индекс доминирования – 27,9 %).

Отмечена тенденция к увеличению положительных проб в группе мелких млекопитающих с 3,1 % (2014-2015 гг.) до 12,7 % (2016-2018 гг.), иксодовых клещей с 4,7 % до 9,6 % соответственно. Обращает на себя внимание включение в циркуляцию туляремийного микроба дополнительных групп носителей, в частности, птиц (грач, озёрная чайка) и летучих мышей (нетопырь-карлик, лесной нетопырь) и кровососущих переносчиков – аргасовых клещей и мух-кровососок, что, в совокупности, может свидетельствовать об активизации эпизоотического процесса при туляремии на исследуемой территории.

Активизация векторного и гостального компонентов природного очага получила эпидемиологическую проекцию в виде зарегистрированной заболеваемости в 2017 году на территориях очагов как степного, так и пойменно-болотного типа.

Таким образом, результаты мониторинга и лабораторных исследований полевого материала на туляремию свидетельствуют об активном функционировании основных биоценотических компонентов паразитарной системы природных очагов степного и пойменно-болотного типов с тенденцией к увеличению их эпизоотической активности, что может способствовать обострению эпизоотологической и эпидемиологической ситуации.

Попов В.П.[1], Бирковская Ю.А.[1], Орлов Д.С.[2], Товпинец Н.Н.[3], Лиджи-Гаряева Г.В.[4]

ПРИРОДНЫЕ ОЧАГИ ТУЛЯРЕМИИ ЮЖНОГО ФЕДЕРАЛЬНОГО ОКРУГА

[1]ФКУЗ «Противочумный центр» Роспотребнадзора,
Москва, Россия;
[2]МГУ им. М.В. Ломоносова,
Москва, Россия;
[3]ФБУЗ «ЦГиЭ в Республике Крым и городе федерального подчинения Севастополь»,
Севастополь, Республика Крым, Россия;
[4]ФКУЗ «Элистинская противочумная станция»,
Республика Калмыкия, Элиста, Россия

В настоящее время в Южный федеральный округ (далее Округ) входят Республика Адыгея, Республика Калмыкия, Республика Крым, Краснодарский край, Астраханская, Волгоградская и Ростовская области. Площадь Округа составляет 447,9 км^2, что составляет 2,6 % от площади России.

Природные очаги туляремии имеются во всех субъектах Округа, но степень их эпизоотической активности значительно отличаются друг от друга. На территории Округа выделяют следующие основные типы природных очагов: степной, луго-полевой, пойменно-болотный и предгорно-ручьевой. За время эпизоотологического мониторинга в Округе выделено более 2 тысяч культур возбудителя туляремии от мелких млекопитающих, иксодовых клещей и других объектов внешней среды (ОВС).

На территории Республики Калмыкия располагаются природные очаги степного типа, с небольшими участками очагов пойменно-болотного типа. Эпизоотии туляремии в Калмыкии регистрировались ежегодно с 1978 по 1990 гг. и было выделено 185 культур возбудителя туляремии. В 1998, 2001, 2002 гг. на территории Черноземельского, Сарпинского, Малодербетовского, Кетченеровского, Целинного (окрестности г. Элиста), Городовиковского районов выделено 10 культур возбудителя туляремии. Таким образом, на территории Калмыкии за 40 лет из ОВС изолировано 195 культур возбудителя туляремии от 13 видов млекопитающих – 166 (85,1 %), от блох -

11 (5,6 %), от клещей (иксодовых и гамазовых) – 6 (3,1 %), пробы воды – 9 (4,6 %), корма (сено, солома, фураж) – 3 (1,5 %). Основными носителями туляремии были домовая мышь – 22,6 % культур, полевая мышь – 18,0%, обыкновенная и общественная полевки – 11,8 %, водяная полевка – 8,2 %. Культуры туляремии также выделялись от лесной мыши, серого хомячка, желтогорлой мыши, малого суслика, гребенчуковой и полуденной песчанки, землеройки, ондатры, зайцев, ласки. Зараженными оказались блохи *Ct.orientalis, A.rossicus, N. setosa*. Культуры туляремии выделялись от клещей *H. scupense, D. niveus.* В 2002 году 1 культура туляремии была выделена от домовых мышей в Черноземельском районе.

В Республике Крым впервые в 1978 году на территории Керченского полуострова было выделено 28 культур возбудителя туляремии от мелких млекопитающих, клещей и ОВС. В 1989 году Крымской ПЧС в Джанкойском, Нижнегорском, Кировском, Первомайском, Севастопольском и Симферопольском районах выделено 40 культур возбудителя туляремии. Основными носителями туляремии были домовая и лесная мыши. Культуры туляремии также выделены от малой белозубки, серого хомячка и общественной полевки. С 1981 по 1990 гг. в Крыму из ОВС (вода, ил, солома, гнезда) изолировано 125 культур возбудителя туляремии. По данным ФБУЗ «ЦГиЭ в Республике Крым и городе федерального подчинения Севастополе» в 80-90-х гг. и 2003 году в Ленинском районе было изолировано 58 культур возбудителя туляремии, том числе от степной мыши -17 культур, малой белозубки - 9, общественной полевки – 7, из воды – 15. Культуры возбудителя туляремии также были выделены от зайца – русака, дикого кролика, общественной полевки, курганчиковой и домовой мышей, серого хомячка, гамазовых и иксодовых клещей.

На территории Краснодарского края и Республики Адыгея за 75 лет из различных объектов внешней среды изолировано 467 культур возбудителя туляремии, в том числе от 14 видов мелких млекопитающих – 371 (79,4 %), от иксодовых клещей – 69 (14,8 %), 23 (4,9 %) из различных водных объектов, а также 4 (0,9 %) от субстрата подснежных гнезд грызунов. Культуры возбудителя туляремии были выделены во всех районах Краснодарского края, кроме Абинского, Гулькевичского и Калининского, а в Республике Адыгея - кроме Тахтамукайского и Теучжеского районов. От основного носителя туляремии на территории Краснодарского края и Республики Адыгея – домовой мыши выделено 195 (54%) культур туляремийного микроба, изолированных от мелких млекопитающих, а на обыкновенную полевку приходится всего 15,1 %. Последние 3 культуры туляремии выделены в 2009 году.

Вся территория Астраханской область энзоотична по туляремии. Природные очаги смешанного типа (пойменно-болотный-дельтовый) имеются во всех районах области. С 1982 по 1993 гг. на территории области выделено 235 культур возбудителя туляремии. Наиболее разлитая эпизоотия туляремии, охватившая Ахтубинский, Икрянский, Наримановский. Красноярский, Харабалинский и Черноярский районы, с выделением 110 культур возбудителя туляремии была зарегистрирована в 1988 году. Основными носителями туляремии в области являются полевая и домовая мыши, обыкновенная полевка, от которых изолировано 147 (62,5 %) культур. В эпизоотии также вовлекались гребенщиковая песчанка, водяная полевка, ондатра, серая крыса, обыкновенная бурозубка, серый хомячок. Последняя культура туляремии была выделена от полевой мыши в 1993 году.

Природные очаги туляремии имеются во всех районах Волгоградской области. Всего в области изолировано 875 культур возбудителя туляремии. От мелких млекопитающих выделено 197 культур, в том числе 85 культур от домовых мышей, 68 – от обыкновенных полевок и 15 - от лесных мышей. От иксодовых клещей выделено 660 культур, 8 - от гамазовых клещей, 4 - от блох грызунов и 6 - из других ОВС. От клещей *D. marginatus* выделено 553 культуры. Культуры также изолированы от клещей *R. rossicus, D. reticulatus, Y. laguri.* Основными носителями туляремии среди мелких млекопитающих были обыкновенная полевка и домовая мышь. В эпизоотии вовлекались землеройка белозубка-15 культур, лесная мышь - 15, а также полевая мышь, серый хомячок, серая крыса и желтогорлая мышь.

Ростовская область энзоотична по туляремии с 1945 года, когда в Азовском и Целинском районах впервые были выделены культуры туляремии от водяной полевки и суслика. По не-

полным данным в области за время эпизоотологического мониторинга выделено всего 174 культуры возбудителя туляремии. Культуры были выделены от 11 видов мелких млекопитающих, в том числе 102 (59,2 %) культуры от обыкновенной полевки и домовой мыши. Следует отметить разлитые эпизоотии туляремии 1978 года, когда в Багаевском, Каменском, Морозовском, Мясниковском, Неклиновском и Обливском районах от мелких млекопитающих и воды было изолировано 28 культур возбудителя туляремии. Последние 3 культуры туляремии были выделены 2001 году от обыкновенной полевки, лесной и домовой мышей в Сальском и Пролетарском районах.

В настоящее время природные очаги туляремии на ряде территорий Округа находятся в стадии межэпизоотического периода. В тоже время за последние 20 лет (1999-2018 гг.) в Округе заболело туляремией 85 человек, в том числе в Республике Калмыкия - 6 человек, Краснодарском крае - 28, Волгоградской области -31, Ростовской области – 5, в Республике Крым - 15 человек. В Республике Адыгея последний случай заболевания туляремией отмечен в 1963 году, а в Астраханской области в 1989 году.

Собранный многолетний материал по эпизоотической активности природных очагов туляремии Округа позволил выявить места длительного (до 60 лет) сохранения возбудителя туляремии в природе, а также с помощью ГИС-технологий создать электронную карту эпизоотической активности природных очагов туляремии на ландшафтной основе.

Пурмак К.А., Романенко Е.Н., Соломащенко Н.И., Маркова М.Ю., Зволибовская А.В.

ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО КРЫМСКОЙ ГЕМОРРАГИЧЕСКОЙ ЛИХОРАДКЕ В СТАВРОПОЛЬСКОМ КРАЕ В 2018 ГОДУ

ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Ставропольском крае», Ставрополь, Россия

Вирус Крымской-Конго геморрагической лихорадки (ККГЛ), принадлежащий к роду *Orthonairovirus* семейства *Nairoviridae* порядка *Bunyavirales,* распространен на обширной территории Европы, Азии и Африки. На территории России природные очаги Крымской геморрагической лихорадки (КГЛ) зарегистрированы в Ставропольском крае, Астраханской, Волгоградской, Ростовской областях, республиках Калмыкия, Дагестан и Ингушетия. На территории Ставропольского края КГЛ была впервые выявлена и описана в 1953 году, после 1968 года случаи заболевания в крае не регистрировались. В 1999 году после 30-летнего перерыва вновь произошла активизация природного очага КГЛ.

В настоящее время заболеваемость КГЛ продолжает являться актуальной проблемой для Ставропольского края. Основным механизмом заражения человека является трансмиссивный, а иксодовые клещи – резервуаром и переносчиком вируса.

В эпидсезон 2018 года зарегистрировано 15 случаев заболевания, показатель заболеваемости составил 0,53 на 100 тыс. населения, что на 22,1 % ниже показателя эпидсезона 2017 года (19 случаев, 0,68 на 100 тыс. населения), в 2,2 раза ниже среднемноголетнего уровня. В сравнении со среднероссийским показателем заболеваемости КГЛ среднекраевой показатель выше в 10,6 раза, со средним по Северо-Кавказскому федеральному округу (СКФО) – в 3,3 раза.

Заболеваемость КГЛ в Ставропольском крае имеет ярко выраженную весенне-летнюю сезонность. Начало проявлений эпидемического процесса в 2018 году отмечено в весенний период, с третьей декады апреля. Пик заболеваемости пришелся на май-июнь, когда было зарегистрировано соответственно 33,3 % и 40,0 % случаев заболевания КГЛ. Во всех 15 случаях заболевания подтвержден трансмиссивный путь заражения.

Случаи заболевания регистрировались в 10 административных районах края (в 2017 г. – 7). Наибольшее количество больных зарегистрировано в Ипатовском и Нефтекумском районах - по 3. Заболевшие выявлялись также в Апанасенковском, Арзгирском, Буденновском, Красногвардейском, Левокумском, Советском, Труновском, Туркменском районах.

Исследования клинического и полевого материала на наличие антигена вируса ККГЛ и антител к нему проводились в вирусологической лаборатории ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Ставропольском крае» методом ИФА с использованием набора реагентов для выявления антигенов и иммуноглобулинов класса М к вирусу ККГЛ, производства ЗАО «Вектор-Бест», г. Новосибирск. Для подтверждения клинического диагноза больные КГЛ были обследованы на определение иммуноглобулинов класса М, которые были выявлены в диагностическом титре у всех 15 заболевших.

На наличие антигена вируса ККГЛ методом ИФА в 2018 г. исследовано 360 пулов клещей (за аналогичный период 2017 г. – 450 пулов), вирусофорность составила 7,2 % (в 2017 г. – 5,5 %). Антиген вируса ККГЛ выявлен в 7 районах и двух городах Ставропольского края: Грачевском – 26,9 %, Арзгирском – 19,2 %; Левокумском – 15,4 %; Изобильненском – 11,5 %; Александровском и Буденновском - по 7,7 %; Туркменском – 3,8 %, городах Кисловодске и Невинномысске – по 3,8 %.

Антиген вируса ККГЛ выявлен у 5 видов клещей (в 2017 – 7 видов): *Hyalomma marginatum* – 57,7 %; *H. scupense* – 19,2 %; *Dermacentor reticulatus* – 11,5 %; *D. marginatus* – 7,7 %; *Haemaphysalis punctata* – 3,9 %.

На наличие РНК вируса ККГЛ методом ПЦР исследовано 67 особей клещей, снятых с людей (в 2017 г. – 82 особи), генетический материал вируса не обнаружен.

Анализ эпидемиологической и эпизоотологической обстановки по КГЛ в Ставропольском крае свидетельствует о необходимости постоянного мониторинга за численностью переносчиков вируса, также особое внимание следует уделить вопросам специфической и неспецифической профилактики. Прогноз эпизоотологической и эпидемиологической ситуации по КГЛ в Ставропольском крае на 2019 год остается неблагоприятным, чему способствуют сохраняющиеся высокие индексы обилия преимагинальных фаз *H. marginatum* на основных прокормителях осенью 2018 года и высокий уровень зараженности клещей вирусом ККГЛ.

Путинцева Е.В., Алексейчик И.О., Смелянский В.П., Бородай Н.В., Алиева А.К., Батурин А.А., Агаркова Е.А., Чеснокова С.Н.

ЭПИДЕМИЧЕСКИЕ ПРОЯВЛЕНИЯ ЛИХОРАДКИ ЗАПАДНОГО НИЛА В РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ В СЕЗОН 2018 ГОДА

ФКУЗ Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора,
Волгоград, Россия

В настоящее время лихорадка Западного Нила (ЛЗН) является одной из глобально распространяющихся арбовирусных инфекций, передающихся комарами. В странах Европейского региона ВОЗ в 2018 году наблюдался эпидемический подъем заболеваемости ЛЗН практически на всех эндемичных территориях и превышал значения ранее зафиксированных эпидемических подъемов 2010- 2012 гг. Заболеваемость имела высокие, ранее не наблюдавшиеся показатели смертности, в среднем по странам ЕС показатель составил 8,6 %. В 2018 году, как и в предыдущие годы, на всей территории Европы циркулировал как 1, так и 2 генотип вируса Западного Нила (ВЗН), однако с 2008 г. 2 генотип ВЗН доминирует на большей территории европейских стран. В 2018 году рост заболеваемости ЛЗН зарегистрирован так же в США и Канаде, однако он не превысил показателей эпидемических подъемов 2007-2012 гг.

На территории Российской Федерации в 2018 году зарегистрировано 76 случаев заболевания населения лихорадкой Западного Нила в 12 субъектах 6 федеральных округов: Северо-Западный федеральный округ – 1 случай (г. Санкт-Петербург), Центральный федеральный округ – 2 случая (Воронежская область), Приволжский федеральный округ – 3 случая (Саратовская область – 2, Республика Татарстан – 1), Южный федеральный округ – 66 случай (Астраханская область – 9, Волгоградская – 28, Ростовская – 25, Краснодарский край – 3, Республика Крым – 1), Северо-Кавказский федеральный округ – 3 случая (Ставропольский край – 2, Республика Дагестан – 1), Дальневосточный федеральный округ – 1 случай (Хабаровский край). Наибольшее число больных ЛЗН зарегистрировано в Южном федеральном округе (86 %).

Одним из факторов, определившим повышение уровня заболеваемости ЛЗН на европейской части территории Российской Федерации, стали климатические особенности сезона 2018 года – раннее наступление весны, продолжительная осень, жаркий и засушливый весенний период, начало и конец лета, теплая осень.

Среди зарегистрированных случаев отмечали как местные, так и завозные. В сезон 2018 года 3 случая (4 % от общего числа) имели эпидемиологические диагнозы «завозные»: завоз ЛЗН на территорию Российской Федерации с заражением в Индии (1 – в Республику Татарстан), с заражением в Греции (1 – в г. Санкт-Петербург) и с заражением во Вьетнаме (1 – в г. Хабаровск).

Происходил завоз ЛЗН в субъекты Российской Федерации с заражением в других регионах России (4 %): в Астраханскую область (с заражением в Чеченской Республике – 1), в Ставропольский край (с заражением в Астраханской области – 1, в Республике Калмыкии, оз. Киркита – 1).

Структура заболеваемости ЛЗН на территории РФ в 2018 г. имела следующие характеристики. Показатель заболеваемости ЛЗН в среднем по РФ (76 случаев, 0,05 на 100 тыс. населения) был в 2,2 раза ниже среднемноголетнего (за 10 лет 162,5 случая, 0,11/100 тыс.), но значительно выше 2017 г. (12 случаев, 0,008/100 тыс.).

Заболеваемость ЛЗН регистрировалась преимущественно на эндемичных территориях Южного и Северо-Кавказского федеральных округов. Эпидемические проявления имели ряд особенностей:

– за последние 6 лет смещение периода наибольшей регистрации случаев заболевания ЛЗН на период «конец лета-осень» было наиболее выраженным; первые случаи зарегистрированы в августе с максимальным пиком (53 %), продолжались в сентябре (37 %) и последние случаи местного заражения зарегистрированы в октябре (9 %) в Волгоградской области;

– изменилось соотношение долей различных возрастных групп в структуре заболеваемости: наибольшая регистрация случаев ЛЗН в РФ отмечена в возрастной категории «60 и более лет» (35 %), превысившая аналогичные показатели предыдущих эпидемических сезонов (2017 г. – 17 %, в период эпидемической активности 2012 г. – 25 %, 2010 г. – 31 %);

– в 2018 году значительная доля зарегистрированных случаев заболевания была среди детей и составила 10 %;

– заболевшие ЛЗН из числа неработающего населения (социальные группы «пенсионеры, инвалиды», «неработающие трудоспособного возраста» и «дети») составляли в сезон 2018 г. наибольшее значение – 71 %, и этот показатель превысил аналогичный показатель предыдущих эпидемических сезонов;

– нейроинвазивные формы ЛЗН составили 26 % от общего числа случаев, и этот показатель значительно превысил показатель прошедшего сезона (2017 г. – 17 %) и годов эпидемических подъемов (2010 г. – 10 %, 2012 г. – 17 %). Наибольшее количество зарегистрированных случаев с поражением центральной нервной системы было в Краснодарском крае – 67 %, Астраханской области – 56 %, Воронежской и Саратовской областях – по 50 %.

В сезон 2018 г. отмечено 3 случая летального исхода заболевания (4 % от общего числа случаев) среди больных старших возрастных групп в Астраханской (74 года), Ростовской (70 лет) и Воронежской (65 лет) областях.

За последние 10 лет наблюдения за эпидемическим процессом ЛЗН в России в структуре форм клинического течения заболевания всегда значительно преобладали среднетяжелые клинические формы, однако в сезон 2018 г. они имели наименьшее значение – 66 % (в 2017 г. – 100 %, в 2010 г. эпидемического подъема – 72 %, в 2012 г. – 71 %). Изменения в структуре произошли за счет увеличения тяжелых форм клинического течения, которые составили в 2018 г. – 20 % (в 2017 г. – 0 %, в годы эпидемического подъема 2010 – 6,5 %, 2012 – 9 %); легкие формы клинического течения ЛЗН выявлялись только в Волгоградской области.

По результатам проведенных молекулярно-генетических исследований клинического и биологического материала, представленного в Референс-центр в 2018 г., были идентифицированы следующие генотипы ВЗН:

– в Астраханской области – 1а генотип (в секционном материале от умершего больного);

– в Волгоградской области – 2 генотип (в клиническом материале от больных), в переносчиках: 2 генотип (*Culex pipiens, Culex modestus, Aedes caspius, Aedes pulchritarsis, Anopheles hyrcanus*), 1 генотип (*Coquillettidia richiardii*) и 4 генотип (*Uranotaenia unguiculata*);

– в Республике Крым – 2 генотип (в клиническом материале от больного) и 4 генотип в переносчиках (личинки *Culex spp.*);

– в Воронежской области – 2 генотип (в секционном материале от умершего больного);

– в Ростовской области – 2 генотип (в секционном материале от умершего больного);

– в Республике Калмыкия – в переносчиках: 2 генотип (*Culex modestus),* 4-й генотип (*Uranotaenia unguiculata*).

Таким образом, на европейской части территории России циркулировали генотипы 1а, 2 и 4 с доминированием 1а генотипа (Астраханская область) и 2 генотипа (большая часть европейской территории). Проявления ЛЗН на территории Российской Федерации в 2018 году соответствовали межэпидемическому периоду.

Рославцева С.А., Кривонос К.С., Алексеев М.А.

ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЕ ЗНАЧЕНИЕ ПОСТЕЛЬНЫХ КЛОПОВ КАК ПЕРЕНОСЧИКОВ ВОЗБУДИТЕЛЕЙ БОЛЕЗНЕЙ ПТИЦ И ЧЕЛОВЕКА

ФБУН Научно-исследовательский институт дезинфектологии Роспотребнадзора, Москва, Россия

Из многочисленных представителей отряда полужесткокрылых Hemiptera (Heteroptera) синантропами и одновременно паразитами птиц являются представители семейства Cimicidae – постельные клопы *Cimex lectularius* L., 1758 – вид-космополит и *Cimex hemipterus* (F., 1803) – вид, обитающий в тропических и субтропических странах. Оба вида способны паразитировать на птицах и на млекопитающих, включая человека.

Постельные клопы не только беспокоят птицу, в результате чего значительно снижается её продуктивность – живая масса, яйценоскость, портятся перо и пух, но и являются переносчиками возбудителей различных инфекционных и инвазионных болезней кур. Так, в конце 70-х гг. XX века была показана возможность передачи оспы птиц курам постельными клопами [Ширинов, 1976]. В дальнейшем было показано, что клопы способны переносить возбудителей сальмонеллёза, паратифа, пуллороза-тифа [Глухов, 1984].

Постельные клопы также являются механическими переносчиками возбудителей и других заболеваний животных и человека (чума, сыпной и возвратный тиф, туляремия, коксиеллёз – квинслендская лихорадка, или лихорадка Ку). Проведенные исследования подтверждают, что постельные клопы являются потенциальными кандидатами в переносчики возбудителей опасных болезней человека [Паниотова, 1984; Тарасов, 1996; Шестопалов и др., 2012].

Середина 1990-х гг. характеризовалась значительным увеличением численности постельных клопов *C. lectularius* и *C. hemipterus* в жилищах человека, отелях, гостиницах разного типа, медицинских организациях. Распространение постельных клопов и увеличение их численности оказалось характерным для развитых стран мира. В Европе от клопов страдают Великобритания, Франция, скандинавские страны, Испания, Греция, Швейцария; в других частях света особенно сильно заселены ими Австралия, США, Китай. В начале XXI века проблема распространения постельных клопов стала всемирной [Williams, 2012]. Главной причиной всплеска численности этих насекомых стало формирование популяций постельных клопов, резистентных к инсектицидам, в первую очередь – к пиретроидам, широко применяемым для борьбы с ними [Boase, 2008].

Клопы, паразитируя на птице, вызывают заболевание хемиптероз [Акбаев, 2011]. Данные отечественной литературы говорят о высокой встречаемости этих насекомых, а именно *C. lectularius*, в птицеводческих хозяйствах нашей страны: их обнаруживали в птицеводческих хозяйствах и Казанском зооботаническом саду Республики Татарстан [Гайсина, Латыпов, 2012; Гайсина с соавт., 2014]; в птицехозяйстве частного сектора Люберецкого района Московской области [Арисов с соавт., 2014]; на двух птицефабриках Северо-Западного региона России, в частных голубятнях и на волнистых попугаях у любителей Санкт-Петербурга [Аронов, 2013], в птицехозяйствах частного сектора на территории Нечерноземной зоны и Краснодарского края [Акбаев, 2010]; на шести птицефабриках Кировской области [Прохорова, 2006] и т.д.

На организм человека отрицательное воздействие клопов проявляется в аллергических реакциях на укусы, в возможности передачи патогенных организмов, а также в непрямом воздействии при увеличении количества и частоты применения инсектицидов. Постельные клопы известны как провоканты аллергических реакций у человека (дерматит, импетиго, эктима, лимфангит, фолликулит, диарея, летаргия вплоть до анафилактического шока и астматического криза). Почти у 80 % людей зафиксированы те или иные аллергические реакции на укусы клопами. В зарубежной литературе [Rahlenbeck et al., 2016] совокупность аллергических реакций людей на укусы постельными клопами называется цимикозом (cimicosis). При высокой численности клопов укусы этими насекомыми могут быть причинами железодефицитной анемии, особенно у детей, и, кроме того, вызывают снижение иммунитета [Paulke-Korinek, 2012; Sabou, 2013]. Нимфы клопов могут случайно проникать в ушной канал, вызывая дерматологические реакции – синдром Гуль-Страсса [De Shazo, 2012]. Некоторые аллергические реакции у людей относятся к IgE-опосредованной гиперсенсибилизации к нитрофориновому белку (cNP), известному как аллерген на укусы клопами [Divjan, 2014].

В организме клопов могут обитать возбудители различных инфекционных и инвазионных болезней, теоретически способные передаваться через слюну при кровососании или через экскременты. При кровососании патоген попадает сразу в кровь [Goddard, 2012].

Согласно имеющимся материалам, посвящённым роли постельных клопов как резервуаров и переносчиков патогенов [Delaunay et al, 2011; Lai et al., 2016], к настоящему времени рассмотрена восприимчивость клопов из различных природных популяций к 45 патогенам человека (вирусы, риккетсии, бактерии, грибы, простейшие и гельминты). К 23 из них клопы оказались восприимчивыми. Тем не менее, до сих пор передача какого-либо патогена человеку при укусах постельными клопами в естественных условиях документально не подтверждена.

Русанова Д.В., Пономаренко Д.Г., Бердникова Т.В., Хачатурова А.А., Костюченко М.В., Ракитина Е.Л., Логвиненко О.В.

АНАЛИЗ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО БРУЦЕЛЛЕЗУ В СЕВЕРО-КАВКАЗСКОМ ФЕДЕРАЛЬНОМ ОКРУГЕ РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ В 2018 г.

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Эпидемиологическая обстановка по бруцеллёзу в Российской Федерации за последние 10 лет характеризовалась как неблагополучная с тенденцией к снижению и стабилизации заболеваемости в последние три года на уровне 290 – 300 случаев в год.

По данным информационно-аналитического центра Россельхознадзора, риск распространения бруцеллёза среди сельскохозяйственных животных остается «высоким». За период с 2009 по 2018 гг. было зарегистрировано 3830 неблагополучных пунктов по бруцеллёзу крупного рогатого скота (КРС) (97 257 голов больных животных) и 438 неблагополучных пунктов – по бруцеллезу мелкого рогатого скота (МРС) (17 512 больных бруцеллёзом овец и коз). Наиболее эпизоотолого-эпидемиологически неблагополучной по бруцеллезу административной территорией Российской Федерации является Северо-Кавказский федеральный округ (СКФО), где на протяжении многих лет ежегодно регистрируются эпизоотические очаги бруцеллеза и высокие показатели заболеваемости людей. Животноводство в регионе является ведущей отраслью сельского хозяйства, обеспечивающей промышленность сырьем, а население – продуктами питания. Напряженность эпидемиологической ситуации обусловливает стойкое эпизоотическое неблагополучие территории округа по бруцеллёзу КРС (71,5 % от общего числа неблагополучных пунктов в России) и МРС (45,0 %).

В период с 2008 г. в России было зарегистрировано 4 243 случая впервые выявленного бруцеллёза, в том числе 371 (8,7 %) – среди детей до 17 лет. Средний многолетний интенсивный показатель заболеваемости на 100 тыс. населения (ИП) составил 0,27, ИП среди несовершеннолетних детей – 0,13. В 2018 г. в Российской Федерации отмечается снижение заболеваемости людей бруцеллёзом: зарегистрирован 291 случай у людей в 22 субъектах семи федеральных округов, интенсивный показатель на 100 тыс. населения составил 0,20, что ниже средней многолетней заболеваемости за последние 10 лет (383 случаев, ИП – 0,27) на 24 % (92 случая). Среди детей до 17 лет зарегистрировано 22 случая (ИП – 0,08), в сравнении со средней многолетней заболеваемостью (2009 – 2018 гг.) детей до 17 лет (32 случая, ИП – 0,12) отмечается снижение абсолютного количества заболевших бруцеллёзом детей до 17 лет на 33,9 % (10 случаев).

Как и в предыдущие годы, в 2018 г. наибольшее количество людей, заболевших бруцеллёзом, регистрировалось в СКФО – 203 случая (ИП – 2,08), что составляет 69,7 % от общероссийской заболеваемости бруцеллёзом. В сравнении со средней многолетней заболеваемостью людей бруцеллёзом в СКФО (248 случаев, ИП – 2,54), в 2018 г. наблюдается снижение количества заболевших бруцеллёзом на 18,1 % (45 случаев).

Наибольший вклад в общую заболеваемость бруцеллёзом в округе вносит Республика Дагестан (РД), где за последние 10 лет ежегодно регистрировалось до 200 случаев впервые выявленного бруцеллёза. В 2018 г. в республике установлено 134 (46 % от общероссийских показателей) случая бруцеллёза у людей (ИП – 4,42). В республике ежегодно регистрируется один из самых высоких в стране уровней заболеваемости детей бруцеллёзом, что связано с традиционно активным привлечением несовершеннолетних к уходу за животными. В 2018 г. выявлено 14 случаев (ИП – 1,58) (63,6 % от общероссийских показателей) заболевания бруцеллёзом лиц до 17 лет, что сопоставимо с показателями средней многолетней заболеваемости бруцеллёзом несовершеннолетних в республике (16 случаев, ИП – 1,93). Среди заболевших бруцеллёзом 56 человек (41,8 %) – индивидуальные владельцы животных. Бруцеллёз в республике регистри-

ровался в течение всего календарного года, при этом наибольшее количество больных (109 случаев, 81,3 %) выявлено в период с апреля по ноябрь. Источником возбудителя инфекции в равной степени был КРС и МРС, больной бруцеллёзом. В 89 случаях заболевания людей бруцеллёзом определен контактный механизм передачи инфекции, в 42 – алиментарный. Основными факторами передачи возбудителя инфекции являлись естественные выделения больных животных (66,4 %) и продукты животноводства (молоко, молочные продукты, мясо, мясные продукты), инфицированные бруцеллами (31,3 %).

Ставропольский край (СК) – один из наиболее неблагополучных по бруцеллёзу регионов России (18,5 % – 30,5 % от общего числа заболевших в стране). Средние многолетние показатели заболеваемости в СК за последние 10 лет составляют 78 случаев (ИП – 2,83). В СК регистрировались групповые вспышки бруцеллёза с реализацией пищевого пути заражения, факторами передачи возбудителя послужили молочные продукты, полученные от больного бруцеллезом поголовья с/х животных. Возникновение случаев группового заболевания можно связать с наличием в крае так называемых «скрытых» (не выявленных) эпизоотических очагов в индивидуальном секторе животноводства. В 2018 г. в СК зарегистрировано 65 человек с впервые выявленным бруцеллёзом – 22,3 % от общероссийской заболеваемости (ИП – 2,32). Согласно данным эпидемиологических расследований, случаи заболевания людей бруцеллёзом регистрировались в течение всего календарного года, наибольшее количество случаев выявлено в периоды – апрель-июль (34 случая, 52,3 % от общего количества случаев в крае) и сентябрь-ноябрь (21 случай, 32,3 %). Среди заболевших преобладали жители сельской местности (83,1 %), доля профессионально связанных с животноводством (зооветеринарные специалисты, чабаны, работники МТФ) составила 27,7 %, индивидуальных владельцев животных – 13,8 %. Из установленных факторов передачи инфекции 46,1 % – продукты животноводства (молоко, кисломолочные продукты, мясо, мясные продукты), 15,4 % – сырье животного происхождения. Преобладал алиментарный механизм передачи возбудителя инфекции.

Вместе с тем, случаи бруцеллёза в СКФО отмечены среди жителей Кабардино-Балкарской Республики (2 случая, ИП – 0,23), Карачаево-Черкесской Республики (1 случай, ИП – 0,21) и Республики Северная Осетия-Алания (1 случай, ИП – 0,14).

Анализ ситуации по заболеваемости бруцеллёзом в Российской Федерации и её административных субъектах показывает, что эпизоотологическая обстановка в регионах развитого животноводства остаётся достаточно напряжённой. В данных регионах сосредоточено более 70 % общероссийского поголовья скота, при этом бóльшая часть (более 65 %) – в индивидуальном секторе. По данным Россельхознадзора, уровень риска распространения бруцеллёза среди сельскохозяйственных животных характеризуется как «значительный». Среднесрочный прогноз развития ситуации – «негативный». При наличии в последние годы положительной динамики по снижению заболеваемости животных в эпизоотических очагах, тем не менее, тренды по неблагополучию имеют нарастающий характер. К основным причинам стойкого эпизоотического неблагополучия по бруцеллёзу в Российской Федерации можно отнести несоблюдение ветеринарных требований при приобретении, реализации и содержании животных, несанкционированное перемещение больного скота по административным территориям страны, отсутствие должного контроля со стороны муниципальных органов за регистрацией поголовья, особенно в частном секторе, несвоевременная сдача больных животных на убой, присутствие не выявленных эпизоотических очагов и бруцеллоносителей. Наличие индивидуальных хозяйств (КФХ, ЛПХ), в которых содержится неучтённый скот, существенно усложняет проведение плановых профилактических и противоэпизоотических мероприятий.

Сараева Л.А., Паненкова Е.А., Котова И.Н., Усов Е.Н.

АНАЛИЗ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО ГЛПС НА ТЕРРИТОРИИ РЯЗАНСКОЙ ОБЛАСТИ

Управление Роспотребнадзора по Рязанской области,
Рязань, Россия

Геморрагическая лихорадка с почечным синдромом (ГЛПС) занимает одно из ведущих мест среди природно-очаговых инфекций России. Рязанская область представляет собой регион, на территории которого располагаются активно функционирующие очаги ГЛПС, так как климатические и ландшафтно-географические факторы создают благоприятные условия для формирования и существования природных очагов. Основным резервуаром этих зоонозов являются мелкие млекопитающие, главным образом дикие грызуны (рыжие полевки и полевые мыши) – хронические носители хантавирусов ГЛПС. Ежегодно в области регистрируются случаи заболевания людей данной инфекцией.

За 2008 – 2018 гг. на территории Рязанской области зафиксировано 628 случаев заболевания ГЛПС, среднемноголетний показатель составил 5,59 на 100 тыс. населения (в среднем 63 человека в год). Заболеваемость ГЛПС имеет выраженный сезонный характер и регистрируется в летне-осенний или осенне-зимний период. Периодичность эпидемических подъемов соответствует классической картине и происходит через каждые 2-3 года, в эти же периоды наблюдается интенсивная эпизоотия среди грызунов и их высокая численность. Наибольший показатель заболеваемости ГЛПС за изучаемый период наблюдался в 2015 г. (6,74 на 100 тыс. населения). Ситуаций со вспышечной заболеваемостью и случаев летального исхода не регистрировалось.

В структуре природно-очаговых инфекций ГЛПС занимает второе место – 51,3 %. В 2018 г. на территории Рязанской области зарегистрировано 75 случаев ГЛПС, или 6,6 на 100 тыс. населения, что выше показателя 2017 г. на 17 % и среднего многолетнего показателя на 11,6 %. Все случаи подтверждены лабораторно серологическим методом. В многолетней динамике тенденция заболеваемости определяется как выраженная к росту. В 2019 г. прогнозируется дальнейший рост заболеваемости.

За 10 лет случаи заболевания ГЛПС зафиксированы во всех 25 районах Рязанской области и в г. Рязани. В 2018 г. большая часть заболевших (50,7 %) регистрировалась в г. Рязани, но заражение людей лишь в 17,3 % случаев (13 человек) происходило на территории областного центра. Главным образом население инфицировалось при контакте с природными очагами ГЛПС, расположенными в прилегающих к г. Рязани районах области: Рязанском (16 %), Рыбновском (10,7 %), Клепиковском (13,3 %) и Спасском (13,3 %). Всего случаи заболевания ГЛПС в 2018 г. зафиксированы на 11-ти административных территориях.

В 2018 г. среди заболевших ГЛПС средний возраст от 30 до 59 лет составил 74,7 %. Заболеваемость у мужчин (73,9 %) значительно выше, чем у женщин (26,1 %). Распределение больных ГЛПС по социально-профессиональному составу сложилось следующим образом: не работающие – 31,2 %; пенсионеры, инвалиды – 22,6 %; служащие – 23,4 %; рабочие – 21,3 %; учащиеся – 1,4 %. С диагностической целью проводилось исследование материала от 746 человек, из них с положительным результатом – 85 (11,4 %).

Инфицирование всех заболевших произошло на территориях природных очагов. Горожане заражались, в основном, при выполнении работ на садово-огородных участках, при посещении энзоотичных лесных территорий. Практически в каждом случае заболевшие отмечали наличие грызунов дома и на работе, в результате чего предположительным источником инфекции послужили продукты жизнедеятельности грызунов. Инфицирование происходило, преимущественно, воздушно-пылевым путем – 93,6 %, алиментарный путь передачи составил 6,4 %.

С целью контроля за состоянием природных очагов проводились лабораторные исследования объектов внешней среды (грызунов) на ГЛПС. За 2016–2018 гг. было исследовано 2113

грызунов, показатель инфицированности которых хантавирусами составил 9,08 %. В 2018 г. у 71 из 753 (9,4 %) исследованных грызунов обнаружен антиген возбудителя ГЛПС. Существование на территории Рязанской области природных очагов требует продолжения систематического эпизоотологического мониторинга за численностью и ифицированностью основных резервуарных хозяев заболевания.

Поскольку методы специфической профилактики пока не разработаны, основное значение в предупреждении заболевания придается комплексу мер неспецифической профилактики – общесанитарные и дератизационные мероприятия, санитарно-просветительная работа. В целях стабилизации эпидемиологической и эпизоотологической ситуации в области Управлением Роспотребнадзора по Рязанской области принято решение межведомственной санитарно-противоэпидемической комиссии при Правительстве Рязанской области от 30.05.2018 № 3 «Об организации дополнительных мероприятий, направленных на профилактику природно-очаговых инфекций на территории Рязанской области», а также разработан и действует «Комплексный план мероприятий по профилактике природно-очаговых инфекций на территории Рязанской области на 2016–2021 гг.», утвержден заместителем Председателя Правительства Рязанской области 08.04.2016 г.

Ситникова А.Л., Зинич Л.С., Коваленко И.С., Тихонов С.Н.

АНАЛИЗ ЭПИДЕМИЧЕСКОЙ И ЭПИЗООТИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО ЛЕПТОСПИРОЗУ В КРЫМУ

ФГКУЗ «ПЧС Республики Крым» Роспотребнадзора,
Симферополь, Россия

Лептоспироз является эндемичным заболеванием для Крыма. Заболевания людей регистрируются с 1946 года. По литературным данным (1980-2013 гг.) случаи болезни зарегистрированы в 18 из 26 административных территорий. Заболевание людей вызывали преимущественно лептоспиры серогрупп: *Icterohaemorrhagiae* (51 %), *Canicola* (16 %), *Hebdomadis* (13 %), *Pomona* (9 %), *Ballum* (6%), *Grippotyphosa* (1 %), *Javanica* (1 %), *Australis* (1 %), *Cynopteri* (1 %), *Sejroe* (1 %). Превалировали желтушные клинические формы (95 % из всех зарегистрированных больных за период 1980-2013 гг.) с тяжелым течением (72 %). Инфицирование людей чаще происходило в антропургических очагах, чем в природных.

В современный период в Крыму заболеваемость лептоспирозом продолжает регистрироваться ежегодно. Всего с начала 2014 г. зарегистрировано 17 случаев этой инфекции (2014 г. – 3 случая, 2015 – 3 сл., 2016 – 2 сл., 2017 – 1 сл., 2018 – 8 сл.). При этом в 2018 году заболеваемость лептоспирозом превысила показатель среднегодовой многолетней заболеваемости в Крыму в 2 раза и составила 0,4 сл. на 100 тыс. населения (среднегодовая многолетняя заболеваемость составляет 0,18 на 100 тыс. населения[1]).

Территориальное распространение заболеваний лептоспирозом за период с 2014 по 2018 гг. в Крыму сохраняет тенденции предыдущих лет и характеризуется преимущественным выявлением больных в городах – 59 %. Так,1 на г. Севастополь приходится 9 случаев (53 %), Ялтинский городской округ – 1 случай (5,9 %). В сельских районах зарегистрирован 41 % случаев: Бахчисарайский район - 4 (23,5 %), Симферопольский район – 3 (17,6 %). Летальность за указанный период составила 35 %. Наибольшее количество смертей зарегистрировано в г. Севастополь – 4 случая (летальность 44,4 %). Высокая летальность от лептоспироза (25 %) в г. Севастополь отмечалась на протяжении всего периода регистрации (1992 - 2018 гг.). Лептоспиры, вызвавшие смертельные исходы у людей в Крыму в 2018 году, принадлежали к серогруппам *Sejroe, Grippotyphosa, Pomona*. Наибольшие показатели заболеваемости и летальности от лептоспиро-

[1]Данные о заболеваемости получены в рамках соглашения о взаимодействии сФБУЗ «ЦГиЭ по Республике Крым и г. Севастополе»

за в г. Севастополе, являются результатом существующего активного антропургического очага. Особенностью данного очага является то, что до 1988 г. в г. Севастополе циркуляция лептоспир у мелких грызунов не была доказана, а формирование стойкого антропургического очага с циркуляцией лептоспир серогрупп *Icterohaemorragiae, Canicola, Ballum* у серых крыс и домовых мышей, произошло и из-за паразитарного загрязнения урбанизированной экосистемы (завоз крыс-лептоспироносителей из г. Ялты в г. Севастополь с мусорными отходами).

У всех больных (2014 - 2018 гг.) лептоспироз протекал с желтухой. Безжелтушные формы не были выявлены, хотя по литературным данным они составляют до 40 %. Это может свидетельствовать, что безжелтушные формы лептоспироза регистрируются как другие нозоформы. При исследовании сывороток крови доноров (1019 проб) в 2017 году выявлены 2 положительные (Кировский и Джанкойский районы). Обращает на себя внимание, что за период статистического наблюдения случаи заболевания людей лептоспирозом в Кировском районе не были зарегистрированы. Можно предположить, что истинная заболеваемость лептоспирозом в Крыму выше официальной и ее территориальное распространение значительно шире регистрируемой.

С 2015 по 2018 гг. лептоспироносители среди свободно живущих мелких млекопитающих регистрировались ежегодно. В 12 административных территориях было выявлено 126 положительных экземпляров: Ленинский район (51,6 %), Советский район (3,5 %), Феодосийский городской округ (13,5 %), Красногвардейский район (7,1 %), Первомайский район (5,5 %), Красноперекопский район (3,2 %), Бахчисарайский район (1,6 %), Нижнегорский район (1,6 %), г. Севастополь (0,8 %), Судакский городской округ (0,8 %), Ялтинский городской округ (0,8 %). Серопозитивные к лептоспирам мелкие млекопитающие относятся к 9 видам. Более половины (50,7 %) от всех положительных особей составили общественные полевки (*Microtus socialis*). Далее по количеству положительных находок следуют *Sylvaemus witherbyi* (30,2 %), *Mus musculus* (6,3 %), *Crocidura suaveolens* (4,0 %), *Sylvaemus tauricus* (2,4 %), *Microtus obscurus* (2,4 %), *Mus spicilegus* (1,6 %), *Cricetus cricetus* (1,6 %), *Rattus norvegicus* (0,8 %).

Природные очаги лептоспироза имеют многообразие убиквитарных для всей территории полуострова видов мелких млекопитающих-лептоспироносителей, которые одновременно являются синантропными и полусинантропными видами (серая крыса, домовая мышь, обыкновенная полевка и др.), и по этой причине могут расширять свой ареал обитания в урбанистической среде и способствовать формированию антропургических очагов в населенных пунктах. Поэтому, на современном этапе наибольшее значение для заражения людей имеют антропургические очаги. Отслеживание эпизоотической ситуации по лептоспирозу в природных стациях необходимо для прогнозирования ситуации и принятия своевременных решений.

Таким образом, состояние заболеваемости лептоспирозом и результаты эпизоотологического обследования территории Крымского полуострова указывают на существование в Крыму природных очагов лептоспироза, охватывающего практически всю территорию, при этом зоной максимального риска заражения на настоящее время можно считать антропургические очаги в городах полуострова.

Слесаренко И.В., Гальцева Г.В., Федоренко Л.М., Классовская А.Е.

РЕЗУЛЬТАТЫ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОГО МОНИТОРИНГА ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫХ ИНФЕКЦИЙ НА ТЕРРИТОРИИ КРАСНОДАРСКОГО КРАЯ (2017-2018 гг.)

ФКУЗ «Причерноморская противочумная станция» Роспотребнадзора, Новороссийск, Россия

Лабораторная диагностика бактериальных и вирусных инфекций методом ПЦР для выявления ДНК/РНК возбудителей внедрена в работе Причерноморской противочумной станции (ППЧС) с 2000 г. как метод экспресс-диагностики при исследовании биологического материала от людей, а также из объектов окружающей среды. Бактериологическая лаборатория обеспечена тест-системами для ПЦР-диагностики 15 особо опасных и природно-очаговых инфекций: чумы, туляремии, сибирской язвы, холеры, бруцеллеза, легионеллеза, лихорадки Эбола, клещевого вирусного энцефалита (КВЭ), Крымской геморрагической лихорадки (КГЛ), лихорадок Западного Нила (ЛЗН), денге, Зика, клещевого боррелиоза (КБ), моноцитарного эрлихиоза человека (МЭЧ), гранулоцитарного анаплазмоза человека (ГАЧ).

В 2018 г. методом ПЦР в варианте FRT (в режиме реального времени) исследовано 1909 проб биологического материала, объектов окружающей среды на наличие возбудителей чумы, сибирской язвы, туляремии и других инфекционных болезней. В работе использовались наборы реагентов для выделения ДНК/РНК и амплификационные тест-системы производства ЦНИИЭ (г. Москва, «АмплиСенс»).

Проведено молекулярно-биологическое исследование органов мелких млекопитающих, доставленных с транспортных и городских объектов Краснодарского края. Для обнаружения ДНК *Yersinia pestis* использовали наборы «АмплиСенс *I. pestis* – FL» (ЦНИИЭ, Рег. № ФСР 2012/13303 от 11.04.2012). Проведено ПЦР-тестирование 74 проб мелких млекопитающих, доставленных с территорий морских портов и аэропортов г. Новороссийска – 19, г. Темрюка («Тамань», «Порт-Кавказ», «Темрюк») – 37, г. Геленджика - 2, г. Ейска – 2, г. Краснодара (аэропорт) – 9 г., г. Анапы (аэропорт) – 5 (2015 г. – 46 проб, 2016 г. – 61 проба, 2017 г. – 83 пробы). Видовой состав мелких млекопитающих был представлен следующими видами: серая крыса – 3 экз., домовая мышь – 34 экз., полевая мышь – 5 экз., малая лесная мышь – 26, бурозубка – 2, землеройка – 3 экз., обыкновенная полевка – 1 экз. Результаты ПЦР были отрицательными.

Проведен эпизоотологический мониторинг возбудителя туляремии на территории Краснодарского края. Выделенная из 38 суспензий органов грызунов ДНК возбудителя туляремии исследована на определение специфической нуклеотидной последовательности, характерной для *Francisella tularensis,* с использованием набора реагентов для выявления ДНК *F. tularensis* «Ген *Francisella tularensis* – РГФ» (Рег. № ФСР 2011/12107, «Микроб», Саратов). Протестировано 218 проб (992 экз.) полевого материала (в 2017 г. – 338 проб, 4143 экз.), из них – 38 (48 экз.) суспензий органов мелких млекопитающих из административных территорий края: г. Новороссийска – 24 пробы, г. Геленджика – 1, Темрюкского района – 2, Ейского района – 2, г. Краснодара – 9 проб. Исследовано 2 пула (81 экз.) иксодовых клещей, собранных «на флаг» (Усть-Лабинский и Гулькевичский районы) и 177 пулов (860 экз.) клещей, снятых с крупного рогатого скота (КРС) из 16 районов Краснодарского края: Динского района – 5 пулов, Крыловского – 6, Успенского – 5, Усть-Лабинского – 4, Красноармейского – 10, Приморско-Ахтарского – 12, Мостовского – 72, Апшеронского – 23, Гулькевичского – 1, Новокубанского – 2, Курганинского – 3, Лабинского – 12, Туапсинского – 3, Новопокровского – 10, Горячеключевского – 5, г. Краснодара – 4 пула. ДНК возбудителя *F. tularensis* в пробах не обнаружена. В структуре генодиагностических исследований на наличие ДНК возбудителя туляремии преобладали исследования кровососущих членистоногих – 81 %, мелкие млекопитающие составили 17 %.

На наличие маркеров вирусных инфекций методом ПЦР в 2018 г. исследовано 1026 проб полевого материала (в 2017 г. – 749 проб, в 2016 г. – 645 проб).

Для выявления РНК вируса Крымской-Конго геморрагической лихорадки (ККГЛ) использовали набор ЦНИИЭ, Москва (формат FRT) «АмплиСенс CCHFV- FL» (Рег. № ФСР 2012/12997 от 03.02.2012). Исследовано 255 пулов (1333 экз.) иксодовых клещей, из них 12 пулов (99 экз.) собраны «на флаг», 243 пула (1234 экз.) сняты с КРС. Так же исследована 1 сыворотка крови больного. РНК вируса ККГЛ не обнаружена.

Протестировано 89 сывороток крови больных с лихорадками неясной этиологии, в 6 пробах выявлена РНК вируса Западного Нила (ЗН). При исследовании 113 пулов (1239 экз.) комаров, отловленных в Анапском, Темрюкском районах и в г. Новороссийске, РНК вируса ЗН не обнаружена.

В 2017-2018 гг. в Краснодарском крае зарегистрированы 2 завозных случая лихорадки денге. При исследовании 190 пулов (1902 экз.) комаров в 2018 г. и 123 пулов (1246 экз.) в 2017 г., а также сывороток крови от трёх больных РНК вируса денге не выявлена.

Для выявления РНК вируса Зика использовали набор реагентов ЦНИИЭ (Москва (формат FRT) «АмплиСенс Zika virus-FL»). При исследовании 190 пулов (1902 экз.) комаров, отловленных в г. Новороссийске и его окрестностях и 2 проб сывороток крови от больных положительных результатов не получено. Учитывая распространение в Причерноморском регионе комаров *Aedes albopictus* – переносчиков не только вируса Зика, но и вирусов денге, Синдбис, чикунгунья и др., реализуется комплекс мер, направленных на недопущение завоза этих инфекций. Несвоевременное проведение акарицидных и противокомариных обработок природных биотопов в марте - апреле 2019 г. будет способствовать нестабильности эпидемиологической обстановки и возможному росту заболеваемости людей.

Проблема лабораторной диагностики клещевых инфекций с каждым годом приобретает особую актуальность, так как на территории Краснодарского края фауна иксодовых клещей представлена 29 видами. На территории края распространены клещи рода *Ixodes*–переносчики возбудителей клещевого вирусного энцефалита, клещевого боррелиоза, риккетсиоза, ГАЧ, МЭЧ. Наличие единого механизма передачи инфекций, общих резервуарных хозяев и переносчиков возбудителей определяют существование сочетанных очагов трансмиссивных природноочаговых инфекций, где в ряде случаев возможно развитие у человека микст-инфекции, обусловленной несколькими клещевыми патогенами в различных ассоциациях. Клещевые инфекции были выявлены в 36 районах края и Республики Адыгея на протяжении предыдущих лет. С 2016 г. расширен перечень исследований внедрением мультиплексных ПЦР-методов выявления ДНК/РНК возбудителей клещевых инфекций.

В 2018 г. были продолжены ПЦР-исследования на клещевой боррелиоз, ГАЧ, МЭЧ, КВЭ с использованием набора реагентов «АмплиСенс TBEV, *B. burgdorferi*, *A. phagocytophillum*, *E .chaffeensis/E.muris – FL.*» производства ФБУН ЦНИИЭ, Москва (формат FRT). Всего за 2018 г. на боррелиоз исследовано 182 пула (208 экз.) иксодовых клещей (255 пулов (255 экз.) – в 2017 г.), в 22 из них выявлена ДНК патогенных боррелий. Из 173 клещей (173 пула), снятых с людей, в 20 выявлены ДНК боррелий. При исследовании 9 пулов (35 экз.) клещей, снятых с животных, выявлено 2 положительных пула клещей *Dermacentor marginatus* (Мостовской район). Число положительных находок на территории г. Новороссийска и его окрестностей в 2018 г (12,1%) возросло по сравнению с 2017 г. в 1,2 раза, в 2016 г. положительные пробы составили всего 4,3 %. Сыворотки крови от больных с подозрением на клещевой боррелиоз исследовались методом ИФА. Всего в Краснодарском крае зарегистрировано 112 больных клещевым боррелиозом (в 2017 г. – 149).

Исследовано 182 пула (208 экз.) иксодовых клещей на наличие ДНК возбудителей ГАЧ и МЭЧ. ДНК *Anaplasma phagocytophilum* обнаружена в 4 пулах: 3 пула – клещи, снятые с людей в г. Новороссийске, в г. Краснодаре и в Абинском районе; 1 пул *Ixodes ricinus* – клещи, снятые с животных в Абинском районе.

Таким образом, результаты проведенных нами исследований методом ПЦР на наличие маркеров возбудителей природно-очаговых инфекций бактериальной и вирусной этиологии свидетельствуют об активности природных очагов на территории Краснодарского края и требуют проведения ежегодного эпизоотологического мониторинга.

Стёпкин Ю.И.[1, 2], Жукова А.И.[1], Гайдукова Е.П.[1, 2], Мокоян Б.О.[1], Квасов Д.А.[1], Попова Т.И.[1], Герик Е.П.[1], Батищева Е.Н.[1], Митусов А.А.[1]

ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО ЛЕПТОСПИРОЗУ В ВОРОНЕЖСКОЙ ОБЛАСТИ

[1] ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Воронежской области», Воронеж, Россия;
[2] ФГБОУ ВО «Воронежский государственный медицинский университет им. Н.Н. Бурденко» Министерства здравоохранения РФ, Воронеж, Россия

Лептоспирозная инфекция занимает одно из первых мест среди болезней, общих для человека и животных, по тяжести клинического течения, частоте летальных исходов и отдаленных клинических последствий. Это заболевание впервые описано в конце XIX века немецким ученым А. Вейлем и русским – Н.П. Васильевым.

Источником инфекции являются только животные, в основном крысы, полевки, хомяки, ежи, землеройки, собаки, свиньи, овцы и крупный рогатый скот.

Лептоспироз у человека протекает с тяжелой интоксикацией, лихорадочным синдромом, развитием геморрагических нарушений, острой почечной недостаточностью, поражением тканей печени и ЦНС, нередко с развитием желтухи. С эпидемической точки зрения, больной человек считается «тупиком» инфекции и не представляет опасности для окружающих.

Природные очаги лептоспироза – территории, на которых лептоспиры циркулируют в популяциях диких животных, располагаются преимущественно в лесной зоне, по долинам рек, проникая в лесостепную и лесотундровую зоны.

Существование природных очагов лептоспироза на территории Воронежской области подтверждается положительными результатами лабораторного исследования мелких млекопитающих, отловленных специалистами зоогруппы на стационарных точках наблюдения, и регистрацией спорадических случаев заболевания среди людей.

Относительный показатель заболеваемости лептоспирозом населения Воронежской области (на 100 тыс.) колеблется в разные годы от 0 до 3,18. С 1972 по 2018 гг. число заболевших лептоспирозом жителей области насчитывает 668 случаев. Заболевание регистрировалось в 16 из 32 районов и г. Воронеже. Наибольшее число заболевших выявлено в 80-е гг. прошлого столетия: 76 случаев – в 1981 г., 55 – в 1983 г., 51 – в 1989 г.

Чаще всего лептоспироз регистрировался у жителей Семилукского, Аннинского, Верхнемамонского, Эртильского районов и г. Воронежа. Мужчины заболевали данным зоонозом чаще, чем женщины (62,9 % и 37,1 % соответственно). Около 60 % заболевших – городские жители; 55 % – служащие и рабочие, 45 % составила категория неработающих и пенсионеров. Заболевания связаны с пребыванием в природных очагах лептоспироза во время летнего отдыха, купания и рыбной ловли. В 80 % случаев лептоспироз зарегистрирован в летне-осенний период с мая по октябрь, 20 % заболевших обратилось за медицинской помощью в зимний период.

В период с 2000 по 2018 гг. лабораторно подтвержденные локальные эпизоотии лептоспироза выявлены в 23 из 32 районов Воронежской области и окрестностях г. Воронежа. Носителями инфекции в природе были домовая, лесная, полевая мыши, обыкновенная и рыжая полевка. Чаще всего инфицированные грызуны выявлялись в Богучарском, Верхнехавском, Каширском и Семилукском районах.

За последние пять лет произошло заметное снижение заболеваемости населения лептоспирозом, выявляются единичные случаи: в 2014 г. – 4, в 2016 г. – 2, в 2017 г. – 3; в 2015 г. и 2018 г. заболеваемость лептоспирозом в области не регистрировалась.

С целью профилактики лептоспироза проводится комплекс профилактических мероприятий: вакцинация лиц, относящихся к группам риска, и неспецифическая профилактика (дератизация), направленная на снижение численности основных резервуаров и носителей лептоспирозной инфекции в природных очагах.

Суханова Е.В., Трусова Н.В., Волкова Н.А., Иваненко А.В.

АНАЛИЗ ЗАБОЛЕВАЕМОСТИ ОТДЕЛЬНЫМИ ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫМИ ИНФЕКЦИЯМИ В Г. МОСКВЕ В 2018 ГОДУ

ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в городе Москве»,
Москва, Россия

Активные проявления природных очагов на территории Российской Федерации отражаются на состоянии заболеваемости москвичей природно-очаговыми инфекциями, которые носят, в основном, завозной характер.

Инфицирование москвичей происходит во время отдыха, при сельскохозяйственных работах на садово-дачных участках, в период пребывания на эндемичных территориях Российской Федерации, стран СНГ и других зарубежных стран.

В общей структуре заболеваний природно-очаговыми инфекциями более 80 % приходится на геморрагическую лихорадку с почечным синдромом (ГЛПС). В 2018 г. отмечен рост заболеваемости ГЛПС на 37,4 % по сравнению с 2017 г. Зарегистрировано 249 случаев ГЛПС (показатель на 100 тыс. населения составил – 2,02), в 2017 г. – 180 случаев (1,47). Наибольшее количество случаев ГЛПС было зарегистрировано в осенне-зимний период 2018 г. (сентябрь – декабрь 185 случаев), что составило 74,3 % от общего числа больных. Заражение ГЛПС происходило при выезде на территории следующих федеральных округов Российской Федерации: Центрального (Московская, Калужская, Тверская, Тульская, Смоленская, Нижегородская, Рязанская, Владимировская, Ярославская, Тамбовская, Ивановская, Липецкая, Брянская области); Северо-Западного (Республика Коми, Калининградская, Псковская области), Южного (Краснодарский край, Республики Калмыкия, Крым), Северо-Кавказского (Республики Северная Осетия-Алания), Приволжского (Ульяновская, Пензенская, Саратовская, Самарская области, Республики Удмуртия, Мордовия, Пермский край). Так же зарегистрированы случаи заражения ГЛПС при выезде на отдых в Республики Абхазия. Узбекистан, Белоруссия, Украина, Грузия, Азербайджан, Таджикистан, Молдавскую Республику; в Польшу, Болгарию, Турцию, Тайланд, Индию, Индонезию.

По результатам эпидемиологического расследования установлено, что основными причинами заражения являются контакт с объектами окружающей среды, контаминированными выделениями грызунов, при проведении сельскохозяйственных и строительных работ на садовых участках, посещение природных объектов, охота, употребление не кипяченой колодезной, родниковой воды. В 2018 г. были зарегистрированы 4 семейных очага (по 2 случая) среди взрослого населения с заражением ГЛПС на территории Республики Мордовия, Московской, Тульской и Ярославской областей. Так же зарегистрировано 5 случаев (2 % от общего количества) заражения ГЛПС на территории города Москвы: мужчина 33 лет за пределы Москвы не выезжал, ведет асоциальный образ жизни; женщина 29 лет занималась сельскохозяйственными работами на приусадебном участке г. Троицка, где отмечала признаки жизнедеятельности грызунов; трое мужчин 30 лет, 44 года, 36 лет рабочих профессий, по роду деятельности самостоятельно занимаются строительными работами, ремонтом автомобилей на территории города, вероятное место заражения и факторы передачи инфекции не установлены. Из общего числа заболевших ГЛПС мужчины составляют 64,3 % (160 чел.), на долю женщин приходится 35,7 % (89 чел.). Основная возрастная группа – лица в возрасте от 30-59 лет (67,1 %), лица старше 60 лет – 20,1 %, лица от 18 до 29 лет – 11,6 %. Среди детей до 17 лет зарегистрировано 3 случая ГЛПС, из них один ребенок до 14 лет. Случаи ГЛПС протекали в среднетяжелой клинической форме (95,2 %) и тяжелой генерализованной форме (6,8 %). Все случаи заболевания ГЛПС подтверждены лабораторно, из них 118 (47,4 %) случаев – в РНИФ: обнаружены антитела к хантавирусу в титрах от 1:64 до 1: 64.000 и 131 (62,6 %) случай методом ИФА: обнаружены специфические антитела классов IgM и IgG.

В 2018 г. отмечен рост заболеваемости лептоспирозами на 11,8 %. Зарегистрировано 24

случая заболевания лептоспирозами, показатель заболеваемости составил 0,19 на 100 тыс. населения (в 2017 г. – 21 случай и 0,17 соответственно). Заражение москвичей лептоспирозами связано с активным посещением природных очагов во время отдыха в Тайланде, Индонезии, Малайзии, Филиппинах, Вьетнаме, в Республиках Дагестан и Карелия, в Ставропольском крае, Тульской, Пензенской и Московской областях при купании в водоемах (реки и озера), посещении джунглей, употреблении воды из природных источников, контакте с объектами окружающей среды, инфицированными грызунами. Заболевания протекали в среднетяжелой форме и 3 случая – в тяжелой форме. Подтверждены лабораторно: в реакции агглютинации и лизиса (РАЛ) со штаммами лептоспир серогрупп: *Sejroe, Pomona, Australis, Grippotyphosa, Icterohamorragiae;* методами ИФА и ПЦР. Один случай желтушной тяжелой формы лептоспироза установлен на основании клинической картины заболевания и данных эпидемиологического анамнеза (купание в водоеме). Все заболевшие – взрослые в возрасте от 22 до 83 лет. Среди заболевших преобладают мужчины 70,8 %, женщины –29,2 %. В 2018 г. зарегистрирован один случай лептоспироза с предположительным местом заражения на территории г. Москвы: мужчина посещал парк «Сокольники», купался в открытых водоемах. При проведении эпизоотологического обследования участка лесопарка площадью 2600 тыс. кв. м. были отмечены следы жизнедеятельности и поселения грызунов, проведен отбор 13 проб воды, выставлено 300 ловушко-суток и отловлено 11 грызунов для лабораторного исследования на лептоспирозы. Результаты серологического исследования были отрицательными.

В 2018 г. зарегистрировано 3 случая туляремии, показатель на 100 тыс. населения составил 0,02 (2017 г. – 2 случая). Заражение туляремией произошло трансмиссивным и контактным путем во время отдыха на природе, купания и рыбалки в водоемах Тайланда, Московской и Архангельской областей. Случаи туляремии протекали в среднетяжелой бубонной, ангинозно-бубонной, кожно-бубонной формах. Все больные проходили лечение в инфекционных стационарах города, где диагноз «туляремия» подтвержден лабораторно методом РНГА (титры 1:160 до 1:1280).

В городе в целях обеспечения эпидемиологического благополучия на открытых территориях и в закрытых объектах проводится эпизоотологический мониторинг природно-очаговых инфекций (ГЛПС, лептоспирозы, туляремия, листериоз, псевдотуберкулез) зоологом ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в городе Москве» и специалистами ГУП «Московский городской центр дезинфекции». Ежегодно в городе осуществляется учет численности и доставка грызунов для лабораторного исследования на наличие возбудителей природно-очаговых инфекций. Всего под наблюдением находится 60 линий на открытых территориях города. В открытых территориях города в 2018 г. было накоплено 15501 ловушко-суток, из них 27 % зоологом Центра (4200). Отловлено 733 экз. грызунов, из них – 32,8 % зоологом Центра (241). В период проведения учётов в закрытых объектах (помещениях) города специалистами ГУП МГЦД накоплено 98294 ловушко-суток и доставлено 395 экз. грызунов. Всего проведено 3057 лабораторных исследований грызунов, из них – 11 положительных от серых крыс: 1 – к возбудителю туляремии (титр 1:160) и 10 положительных результатов на лептоспироз (серогруппа *L. Javanica*) в титрах от 1:20 до 1:80. В дни активного таяния снега (февраль-март) проводился отбор проб талой воды и сбор подснежных гнезд для лабораторного исследования на туляремию. Было отобрано 24 пробы талой воды из 12-ти лесопарков города и собранно 5 подснежных гнёзд грызунов. Результаты исследований на наличие маркеров возбудителя туляремии были отрицательными.

За период 2014-2018 гг. по результатам зоолого-энтомологического мониторинга были отмечены локальные эпизоотии туляремии, лептоспирозов, листериоза в открытых и закрытых стациях на фоне увеличения численности грызунов. При лабораторном исследовании грызунов получено 38 положительных результатов (туляремия – 25, лептоспироз – 12, листериоз – 1). Учитывая активные миграционные процессы населения, связанные с туризмом, выездом на садовые участки, отдыхом на природе, а также проявления местных локальных эпизоотий в городе, можно сделать вывод о существовании условий и риска заражения москвичей природно-очаговыми инфекциями, в основном, завозного характера.

Ткаченко Е.А.[1,2], Синюгина А.А.[1], Ишмухаметов А.А.[1,2], Баловнева М.В.[1], Курашова С.С.[1], Егорова М.С.[1], Блинова Е.А.[1], Морозов В.Г.[3], Транквилевский Д.В.[4], Дзагурова Т.К.[1]

СОВРЕМЕННОЕ СОСТОЯНИЕ ПРОБЛЕМЫ ГЕМОРРАГИЧЕСКОЙ ЛИХОРАДКИ С ПОЧЕЧНЫМ СИНДРОМОМ В РОССИИ

[1]ФГБНУ «ФНЦИРИП им. М.П. Чумакова РАН»,
Москва, Россия;
[2]Первый Московский государственный медицинский университет им. И.М. Сеченова,
Москва, Россия;
[3]ООО Медицинская компания «Гепатолог»,
Самара, Россия;
[4]«Федеральный центр гигиены и эпидемиологии» Роспотребнадзора,
Москва, Россия

Геморрагическая лихорадка с почечным синдромом (ГЛПС) – вирусный нетрансмиссивный зооноз, широко распространенный в Евразии, а в России занимающий первое место по заболеваемости среди природно-очаговых инфекций. По данным Роспотребнадзора, только за период с 2000 по 2018 гг. было зарегистрировано более 137 тысяч случаев ГЛПС в 68 из 85 административных территорий, включая более 2,5 тысяч детей в возрасте до 14 лет. В более, чем 500 случаях заболевания ГЛПС тяжёлое клиническое течение болезни закончилось летальным исходом. 98,4 % от общего числа случаев ГЛПС в России было зарегистрировано в Европейской части и 1,6 % – в Азиатской части, главным образом, на Дальнем Востоке.

В результате комплексного клинико-эпидемиологического, эпизоотологического и лабораторного (включая вирусологические, иммунологические и молекулярно-генетические методы) обследования больных ГЛПС и мелких млекопитающих разных видов были выявлены и исследованы новые природные очаги циркуляции хантавирусов на территории России, определены иммунологические и генотипические взаимоотношения между известными и вновь выделенными хантавирусами, уточнён видовой состав мелких млекопитающих – носителей и природного резервуара хантавирусов, а также установлена этиологическая роль разных видов хантавирусов в структуре заболеваемости ГЛПС.

Полученные в последнее десятилетие данные существенно меняют сложившиеся представления об этиологической природе заболеваний ГЛПС на Европейской части России, где ранее все случаи заражения ГЛПС связывали только с хантавирусом Пуумала. Так, были выявлены природные очаги с циркуляцией высоко патогенных для человека вирусов – возбудителей ГЛПС, относящихся к двум геновариантам Куркино и Сочи хантавируса Добрава/Белград.

Шесть вирусов-возбудителей ГЛПС, включая Хантаан, Амур, Сеул (на Дальнем Востоке), Пуумала, Куркино и Сочи (в Европейской части), иммунологически и генетически значительно отличающиеся друг от друга, поддерживают своё существование в природе посредством шести разных видов мышевидных грызунов (восточный подвид полевой мыши *Apodemus agrarius mantchuricus,* восточно-азиатская мышь *Ap. peninsulae),* серая крыса *Rattus norvegicus,* рыжая полёвка *Myodes glareolus*), западный подвид полевой мыши *Ap. agrarius agrarius),* кавказская лесная мышь *Ap. ponticus*), являющихся источниками заражения людей.

Этиологические различия возбудителя определяют эпидемиологию и клинику инфекции, но не влияют на принципы лечения; имеют решающее значение при конструировании диагностических и вакцинных препаратов.

Несмотря на общие патогенетические механизмы, лежащие в основе ГЛПС, клинические проявления заболеваний, вызванных разными возбудителями, имеют существенные различия, касающиеся частоты и выраженности основных симптомокомплексов, а также тяжести течения болезни.

В настоящее время можно говорить о существовании на территории России шести этиологически, эпидемиологически и клинически различающихся нозологических форм хантавирусной инфекции, скрывающихся под одним названием – ГЛПС.

Проблема терминологии 6 хантавирусных форм ГЛПС в России и других странах Европы и Азии, а также, по крайней мере, 4-х форм «хантавирусного пульмонального синдрома» (ХПС) в странах Северной и Южной Америки, становится всё более и более обсуждаемой. Предлагается общее название для всех нозологических форм, этиологически обусловленных разными видами хантавирусов – «хантавирусная лихорадка». В пользу такого подхода говорит и то обстоятельство, что в последнее время все чаще обращается внимание на наличие существенных легочных поражений при ГЛПС и развитие острой почечной недостаточности (ОПН) при ХПС.

Отсутствие тенденции к снижению заболеваемости ГЛПС, расширение ареала инфекции, участившиеся случаи вспышек ГЛПС, ассоциированные с новыми, ранее не известными в России хантавирусами, тяжесть клинического течения инфекции, а также отсутствие специфических средств лечения и профилактики свидетельствует о возрастающей социальной и медицинской значимости ГЛПС.

Несмотря на определенную эффективность, дератизационные мероприятия для неспецифической профилактики ГЛПС обходятся довольно дорого и, кроме того, их применение обеспечивает лишь кратковременное снижение численности грызунов на обработанных территориях и не решает проблемы ликвидации природного резервуара хантавируса.

Наиболее эффективным методом борьбы с ГЛПС представляется специфическая профилактика, то есть вакцинация населения эндемичных регионов.

Универсальность разработанной в ФНЦИРИП им. М.П. Чумакова РАН поливалентной вакцины позволяет рассматривать её в качестве наиболее перспективного вакцинного препарата для специфической профилактики ГЛПС, как в европейских, так и в азиатских очагах этой инфекции. Создание вакцины против ГЛПС и её широкое внедрение в практику здравоохранения позволит в значительной степени уменьшить тяжесть социально-экономических последствий, связанных с высокой заболеваемостью ГЛПС, сопровождающейся, нередко, летальным исходом.

На современном этапе борьбы с ГЛПС к наиболее актуальным следует отнести три проблемы:

- повышение эффективности клинической диагностики и своевременное проведение специфической лабораторной диагностики ГЛПС;
- оптимизация мониторинга очагов ГЛПС с целью разработки подходов к прогнозированию эпидемической ситуации и своевременного проведения профилактических мероприятий;
- промышленное освоение производства и внедрение в практику здравоохранения вакцины против ГЛПС.

Хабалова Н.Р., Бутаев А.К.

СИБИРСКАЯ ЯЗВА В РСО-АЛАНИЯ

ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в РСО - Алания»,
Владикавказ, Россия

Практически вся территория Республики Северная Осетия – Алания является эндемичной по сибирской язве. Республика расположена в Крымско-Кавказской горной стране в пределах лесолугового ландшафтного пояса. Согласно кадастру стационарно неблагополучных по сибирской язве пунктов Российской Федерации (Черкасский Б.Л., 2005) все районы республики являются неблагополучными по данному зооантропонозу. Первые архивные материалы о сибирской язве в г. Владикавказ датируются 1887 годом. Наиболее высокие показатели заболе-

ваемости сибирской язвой среди людей и животных в республике отмечались в 20-, 30-е годы прошлого века. Начиная с 1960 г. от сибирской язвы пало 941 голов сельскохозяйственных животных и заболели 136 человек. Наибольшее количество больных людей и павших животных зарегистрировано в Пригородном, Ирафском, Дигорском и Правобережном районах.

В Алагирском районе заболеваемость сибирской язвой среди людей и животных регистрируется с 1926 г. В г. Алагир заболеваемость непрерывно регистрировалась с 1926 по 1965 гг., а также в 1984 и 1989 гг.. В колхозе «22 Партсъезд» и с. Суадаг сибирская язва также была зарегистрирована в 1988 г. В с. Ногкау в 1929-1973 гг. непрерывно регистрировалась сибирская язва, а также в 1982 и 1986 гг. В горном селении Зинцар сибирская язва была зарегистрирована только в 1953 г., а в равнинном селении Хаталдон в 1955 г. В с. Црау – в 1928, 1974 и 1989 гг. В Ардонском районе заболеваемость сибирской язвой регистрировалась также с 1926 г. В городе Ардон и в близлежащем селении Кадгорон с 1928 по 1968 г. непрерывно регистрировалась сибирская язва. В г. Ардон позже были случаи заболевания в 1975, 1978-1979 и 1988-1990 гг. В с. Кирово с 1928 по 1965 гг. сибирская язва регистрировалась ежегодно. В с. Красногор с 1926 по 1955 гг. также ежегодно регистрировалась заболеваемость, а также в 1967 г. В с. Коста – с 1953 по 1965 гг. регистрировалась сибирская язва ежегодно, а так же в 1977 и 1992 гг. В с. Нарт заболеваемость фиксировалась ежегодно с 1925 по 1975 гг. В с. Рассвет с 1953 по 1962 г. сибирская язва регистрировалась ежегодно. В с. Мичурино – только в 1988 г., а в с. НижнийФиагдон – в 1928 г. В 1964 г. заболеваемость сибирской язвой была выявлена у животных в фермерском хозяйстве «Госплемстанция». В Дигоском районе сибирская язва регистрировалась с 1926 г. в городе Дигора регулярно до 1972 г. и с 1976 по 1980 гг. В с. Карман-Синдзикау – с 1926 по 1974 гг. и в 1976 г., в с. Дур-Дур – с 1929 по 1969 гг., в с. Кора-Урсдон – в 1968, 1973, 1975-1976 гг. В с. Мостиздах сибирская язва регистрировалась только в 1964 г. В Ирафском районе в селении Чикола с 1928 по 1962 гг., а также в 1965, 1967, 1972 и 1981 гг. регистрировалась сибирская язва, в селении Сурх-Дигора с 1941 по 1962 гг. и в 1979 г., в селении Толдзгун – с 1956 по 1972 гг. В высокогорных селениях Ахсарисар, Дзинага и Махческ сибирская язва была выявлена только один раз в 1926 г., в с. Динифарс – в 1979 г., в с. Мацута в 1985 г., а в с. Новый Урух – в 1952 г. и через 10 лет в 1962 г..В Кировском районе в с. Дарг-Кох заболеваемость сибирской язвой регистрировалась с 1957 по 1973 гг. и в 1995 г., в с. Эльхотово – с 1961 по 1973 гг. и в 1977 г., в с. Комсомольское в 1960 и 1985 гг.. В с. Карджин сибирская язва выявлена только в 1954 г. В 1985 г. зарегистрирована вспышка сибирской язвы в совхозе «Цалык». В Моздокском районе длительных эпизоотий и эпидемий сибирской язвы выявлено не было. В 1928 г. в с. Хурикау была зафиксирована вспышка сибирской язвы. Через 32 года в 1960 г. в поселке Майский также была выявлена сибирская язва. В следующие 2 года в 1961-1962 гг. в совхозе «Октябрьский» также была зарегистрирована заболеваемость сибирской язвой. В 1963 и в 1988 гг сибирская язва была зафиксирована в станице Луковская. В 1968 г. заболевание выявлено в станице Веселое и совхозе «Октябрьский». В 1975-1976 гг. в с. Кизляр регистрировалась сибирская язва, в следующем 1977 году – в с. Нижний Малгобек. В 1980 г. через 52 года после первой вспышки сибирская язва снова была выявлена в с. Хурикау. В 1987 г. в совхозе «Терек» была зарегистрирована вспышка сибирской язвы. В 2007 г. в г. Моздок погибли 3 человека от сибиреязвенного менингита, заразившихся от купленной на рынке говядины, привезенной из с. Серноводское Ставропольского края. Позднее удалось установить генетическую идентичность штаммов сибиреязвенного микробов, выделенных с места забоя коровы и от больных, погибших от менингита. В Правобережном районе дольше всего сибирская язва регистрировалась в с. Ольгинское с 1926 по 1966 гг., в 1983- 984 гг. и в 1991 г. В с. Новый Батако – с 1929 по 1967 гг. и в 1973, 1979, 1982 гг., в г. Беслан с 1928 по 1956 гг. и в 1972, 1978, 1982 гг., в с Фарн – с 1928 по 1963 гг. и в 1973, 1988 и 1996 гг., в с. Старый Батако – с 1929 по 1942 гг., в с. Хумаллаг – с 1955 по 1967 гг., в с. Раздзог – с 1950 по 1974 гг. и в 1990 г. регистрировались вспышки сибирской язвы. Единичные вспышки заболеваемости сибирской язвой были зафиксированы в с. Зильги в 1929, 1955, 1979-1980 гг., в поселке БМК в 1953 г., в с. Брут в 1962- 1968 гг., в с. Заманкул в 1964, 1973, 1980, 1984, 1986 гг., в поселке Цалык в 1969 году, в колхозе «Иристон» в 1968 г. В Пригородном районе в станице Архонская сибирская язва регистрировалась с 1927 по 1964 гг., а в с. Гизель с

1927 по 1972 гг. С 1951 года в селениях Камбилеевская (до 1963 г.), Куртат (до 1969 г.), Сунджа (до 1964 г.), Чермен (до 1972 г.) регистрировалась сибирская язва. В том же 1951 г. заболевание выявлено в совхозе «Терек». Позднее сибирская язва регистрировалась в с. Донгарон (1961 г.), с. Дачное (1962 - 1964, 1984 гг.), с. Ногир (1962-1964, 1971-1972, 1975, 1988 гг.), с. Октябрьское (1962 г., 1969-1970гг., 1973 г.), п. Карца (1964 г.), с. Комгарон (1964 г.), Майское (1966 г.), Михайловское (1966 г.), учхоз «СОСХИ» (1966 г.), с. Сунджа (1967, 1974, 1976, 1989 г.), с. Камбилеевское (1967, 1981, 2002 г.), с. Джарах (1972, 1992 г.), с Куртат (1972, 1984 - 1985 г.), с. Чермен (1974, 1976 - 1977, 1980 г.), с. Алханчурт (1962, 1980 г.) , с. Куртат (1972, 1984- 985 г.), с. Даргавс (1985 г.), с. Тарское (1977 г.), совхоз «Терек» (1980 г.), с. Черноречeнское (1975, 1979 г.). В городе Владикавказ вспышки сибирской язвы регистрировались в 1942, 1962, 1975-1977, 1989 гг. В селении Верхний Ларс – в 1962 г., в поселке ГЭС – в 1975 и 1977 гг, в поселке Чми, поселке Южный– в 1976-1977 гг. За последние 50 лет в республике не наблюдались крупные вспышки среди животных, кроме одной в Алагирском районе в 1988 г. (30 голов крупного рогатого скота). Заболеваемость в основном носила спорадический характер, чаще всего заболевало по 1 - 2 головы в сезон. Начиная с 1970 г., заболеваемость людей постепенно снижалась и носила спорадический характер, однако в 1983 г. в Пригородном районе зафиксирована крупная вспышка сибирской язвы, заболели 16 человек. В основном заболеваемость среди людей не носила профессиональных характер, только случайно-бытовой, так как болели в основном люди, принимавшие участие в забое скота из личного подворья.

Прослеживается характерная сезонность заболеваемости – это период с мая по сентябрь. Видовой состав больных животных представлен в основном крупным и мелким рогатым скотом и свиньями. Чаще сибирской язвой болел крупный рогатый скот. Количество павшего от сибирской язвы крупного рогатого скота составило 97 %, овец – 2,2 %, свиней – 0,8 %. Наибольшую опасность возникновения заболевания сибирской язвой представляют сибиреязвенные скотомогильники и неучтенные места захоронения трупов сельскохозяйственных животных, павших или забитых во время эпизоотий. Любые работы на стационарно неблагополучных по сибирской язве пунктах, связанные с нарушением целостности поверхностно слоя почвы, всегда чреваты опасностью возникновения заболеваний сибирской язвой людей и животных. Несмотря на то, что в последние 10 лет в РСО–Алания сибирская язва не регистрируется, необходимо продолжить межведомственное взаимодействие и межгосударственное сотрудничество, санитарно-эпидемиологический и ветеринарный надзор, учет, паспортизацию и постоянный мониторинг активности стационарно неблагополучных пунктов, повышение уровня знаний среди медицинских работников, проведение иммунизации групп повышенного риска против сибирской язвы, с целью обеспечения санитарно-эпидемиологического благополучия по сибирской язве.

Хаметова А.П., Пичурина Н.Л., Забашта М.В., Орехов И.В.

ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ И ЭПИЗООТИЧЕСКАЯ СИТУАЦИИ ПО ИКСОДОВОМУ КЛЕЩЕВОМУ БОРРЕЛИОЗУ В РОСТОВСКОЙ ОБЛАСТИ

ФКУЗ Ростовский-на-Дону противочумный институт Роспотребнадзора, Ростов-на-Дону, Россия

Иксодовые клещевые боррелиозы (далее ИКБ) – группа зоонозных трансмиссивных инфекционных заболеваний с природной очаговостью, вызываемых спирохетами из рода *Borrelia*.

Географическое распространение ИКБ обширно, он встречается на всех континентах (кроме Антарктиды). В России инфекция распространена от Балтийского побережья до берегов Тихого океана в лесной и лесостепной зонах.

В естественных условиях боррелии паразитируют в крови многих видов полевых грызунов, диких животных и птиц, а также домашних животных – крупного рогатого скота, овец, собак и кошек. Циркуляция возбудителя в природных условиях поддерживается иксодовыми клещами. Для болезни Лайма среди животных характерно преобладание латентной, бессимптомной формы. Клинические проявления отмечаются, как правило, у небольшого числа животных.

В Ростовской области системные исследования, направленные на выявление возбудителей клещевого боррелиоза, начатые с 2007 года, позволили установить существование природного очага ИКБ и определить его современную пространственно-биоценотическую структуру.

За период исследования выявлены экологические связи возбудителей ИКБ с 12 видами млекопитающих (домовая мышь, малая лесная мышь, желтогорлая мышь, восточноевропейская полевка, малая белозубка, нетопырь-карлик, заяц-русак, европейская рыжая полевка, малый нетопырь, средиземноморский нетопырь, поздний кожан, серая крыса); 11 видами птиц (баклан большой, ворона серая, горихвостка чернушка, грач, кольчатая горлица, крачка речная, полевой-конек, сизый голубь, хохлатый жаворонок, цапля серая, чайка озерная); с 10 видами иксодовых клещей (*Dermacentor marginatus, D. reticulatus, Haemaphysalis punctata, Rhipicephalus rossicus, R. sanguineus, R. turanicus, Hyalomma marginatum, Ixodes ricinus, I. redikorzevi, I. kaiseri)*; семью видами кровососущих комаров *(Aedes annulipens A. vexans, A. caspius, A. cinereus, A. geniculatus, Coqulitidia richardii, Culix modestus*); с шестью видами мух-кровососок (*Hippobosca equina, Icosta ardea, Lepoptena cervi, Lepoptena fortisetosa, Ornitomia avicularia, Pseudolynchia canariensis*); с тремя видами слепней (*Tabanus autumnalis, Chrisops relictus, C. caecutiens)* и одним видом аргасовых клещей – *Carios vespertilionis.*

На основании полученных данных об обнаружении специфических фрагментов ДНК возбудителей ИКБ в пробах носителей и переносчиков установлено существование природного и антропоургического очагов на территории Ростовской области.

Установленный на настоящий момент, ареал *Borrelia s.l.,* в том числе *B. afzelii* охватывает 26 из 43 административных районов (Азовский, Аксайский, Багаевский, Боковский, Веселовский, Дубовский, Заветинский, Зерноградский, Кагальницкий, Каменский, Кашарский, Красносулинский, Куйбышевский, Матвеево-Курганский, Миллеровский, Мясниковский, Неклиновский, Октябрьский, Песчанокопский, Пролетарский, Ремонтненский, Сальский, Семикаракорский, Тарасовский, Усть-Донецкий, Шолоховский) и 13 городов (Батайск, Волгодонск, Гуково, Зверево, Каменск-Шахтинский, Новошахтинск, Ростов-на-Дону, Красный Сулин, Миллерово, Таганрог, Сальск, Шахты, Новочеркасск).

За последнее десятилетие показатели заболеваемости ИКБ среди населения увеличились во всех странах, где они существуют. Болезнь Лайма является самой распространенной клещевой болезнью в Северной Америке, и ее заболеваемость резко возросла в последнее десятилетие (с 10000 случаев в 1991 году до 28000 за последние пять лет). В Европе наиболее высокие показатели заболеваемости отмечены в этот период в ее центральной части (Германия, Австрия, Словения), и в Скандинавии (в Швеции). В пределах Российской части КБ занимает первое место по распространённости и частоте регистрации среди группы инфекций передаваемых клещами. В 2018 году в 76 из 85 территорий страны зарегистрированы случаи заболевания ИКБ (6481 случаев; 4,42 на 100 тыс. населения).

Заболеваемость КБ на территории Ростовской области регистрируется с 2012 года. Общее количество зарегистрированных больных с 2012 по 2018 гг составило 105 человек в 10 городах и 12 административных районах, что указывает на разлитой характер эпидемического процесса, с тенденцией увеличения – с трёх случаев в 2012 году до 31 в 2018 году.

В территориальном аспекте доля городского населения среди заболевших КБ составляет более половины от зарегистрированного числа случаев – 84,6 % (88 человек). Отмечена ежегодная регистрация заболеваемости ИКБ в городе Ростове-на-Дону, что с одной стороны, определяется настороженностью органов здравоохранения в плане возможного инфицирования возбудителями ИКБ, с другой – может быть обусловлено активностью природного очага в пойме р. Дон.

Заболеваемость ИКБ регистрируют с апреля по декабрь с наибольшим удельным весом в

мае – июле 65,4 %, что связано с реализацией трансмиссивного механизма передачи возбудителя посредством кровососущих членистоногих.

Анализ многолетней динамики заболеваемости позволил установить современный нозоареал ИКБ, в который вовлечены Азовский, Аксайский, Багаевский, Белокалитвенский, Волгодонский, Зерноградский, Каменский, Матвеево – Курганский, Мясниковский, Орловский, Сальский, Тарасовский районы. Стоит отметить, что нозоареал ИКБ значительно уже, чем ареал циркуляции его возбудителей.

С учетом проведенных исследований в 2018 году, а также в предшествующий период, прогноз по КБ в Ростовской области на 2019 год был определен как неблагоприятный.

Ходякова И.А.[1], Смольянинов Д.И.[1], Щукина И.А.[1], Бондарев В.А.[1], Бессонова В.Ф.[2], Дроздова В.Ф.[2], Зубчонок Н.В.[2], Коротков В.В.[2]

О РЕЗУЛЬТАТАХ МОНИТОРИНГА ЗА ЛИХОРАДКОЙ ЗАПАДНОГО НИЛА НА ТЕРРИТОРИИ ЛИПЕЦКОЙ ОБЛАСТИ

Управление Роспотребнадзора по Липецкой области, Липецк, Россия;
[2]ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Липецкой области» Роспотребнадзора, Липецк, Россия

Лихорадка Западного Нила (ЛЗН) является одной из актуальных природно-очаговых инфекций ряда регионов России разных климатогеографических зон. В последнее время отмечается расширение нозоареала ЛЗН в мире и Российской Федерации с вовлечением территорий, ранее не эндемичных. Основным источником и резервуаром вируса являются птицы водного и околоводного комплексов, ведущими переносчиками – орнитофильные комары. На территории Липецкой области насчитывается более 1500 рек, прудов, водохранилищ, обитает более 270 видов оседлых и перелетных птиц, в т.ч. эпидемиологически значимых для ЛЗН видов (чомга, серая цапля, озерная чайка, кряква) с местами зимования в Средиземноморье и Северной Африки, главные пути пролета которых проходят по долинам рек Дон, Воронеж.

Активизация эпидемических процессов на эндемичных территориях Южного и Северо-Кавказского федеральных округов России, регистрация заболеваемости на сопредельной территории Воронежской области с 2010 г., вспышечной заболеваемости в Липецкой области в 2012 г. обусловили необходимость совершенствования эпидемиологического надзора, микробиологического и энтомологического мониторинга на территории области.

Впервые лихорадка Западного Нила (ЛЗН) зарегистрирована на территории области в 2012 г., заболеваемость носила вспышечный характер (35 случаев, 2,99 на 100 тыс. населения), в последние годы – спорадический от 1 до 4-х случаев в год (всего за годы регистрации – 44 сл.), со снижением интенсивности эпидемического процесса (в 2017 г. – 1 случай, 0,09 на 100 тыс., в 2018 г. – случаи заболеваний не регистрировались). Заражение людей происходило на 8 территориях (7 сельских и г. Липецк).

Зооэнтомологический мониторинг на территории области показал связь заболеваемости населения с численностью комаров рода *Aëdes, Culex*. В конце апреля и мае в открытых биотопах доминантными видами являются комары рода *Aëdes*, к концу мая и началу июня с вылетом первых генераций нарастает численность комаров родов *Anopheles* и *Culex*, в это время наблюдается разнообразие видового состава членистоногих и их высокая численность. В августе в городской черте доминируют комары рода *Culex*. Так, в период вспышечной заболеваемости 2012 г. численность эпидемиологически значимых для ЛЗН комаров была максимальной (*Aëdes* в природных условиях – выше среднего многолетнего показателя

(СМП) в 1,5 раз, *Culex* в городской черте – выше СМП в 1,2 раза). В последующий период (2013–2017 гг.) численность комаров колебалась в пределах допустимых колебаний СМП. Энтомологическая ситуация сезона 2018 г. характеризовалась низкой численностью комаров из-за повышенного температурного режима и нехватки осадков, в июле и августе численность комаров была в 2-3 раза меньше СМП: *Aëdes* – 3,0 экз. и 1,0 экз. против 11,0 и 3,0 по методу Гуцевича, *Culex*. 12,3 экз. и 6,0 экз. против 25,0 и 15,0 соответственно.

Вероятность инфицирования в городской черте (48,8 %) и сельской местности (51,2 %) была практически одинаковой. У 98 % заболевших заражение связано с укусами комарами, у 2 % (1 чел.) – с укусом клеща, регистрировались случаи заражения жителей многоэтажных домов с передачей вируса через комаров, обитающих в подвалах. Сезонность летне-осенняя с максимальным числом больных в августе – сентябре (90,7 %).

Среди заболевших преобладало трудоспособное население 20 – 49 лет (53,5 %), удельный вес детей – 20,9 %, заболеваемость детей превышала заболеваемость взрослых (4,5 и 2,7 на 100 тыс. контингента соответственно). Заболеваемость городских жителей была в 2,8 раза выше сельских (3,9 и 1,4 на 100 тысяч контингента).

По клиническим проявлениям заболевания протекали в среднетяжелой форме (72,1 %), тяжелые формы составили 18,6 %, легкие – 9,3 %. Летальных случаев не зарегистрировано. Преобладали гриппоподобные формы – 74,4 %, нейроинвазивные составили 23,3 %. В 100 % случаев диагнозы верифицированы обнаружением антител классов Ig M и Ig G к вирусу лихорадки Западного Нила (ВЗН), в одном случае выделена РНК вируса из ликвора, результаты подтверждены в Референс-центре по мониторингу за возбудителем лихорадки Западного Нила на базе ФКУЗ «Волгоградский НИПЧИ» Роспотребнадзора.

Мониторинг популяционного иммунитета (изучено 1648 сывороток), проводимый с 2012 г., свидетельствует об активной циркуляции ВЗН, доля иммунных лиц на административных территориях, колебалась от 0 (на ряде сельских территорий) до 4 % (среди городских жителей). В 2018 г. продолжено изучение иммунной структуры в отдельных группах населения, в т.ч. в эпидемиологически значимой группе животноводов, доля серопозитивных к ВЗН составила 2 %.

В рамках микробиологического мониторинга за период 2012–2018 гг., было исследовано: 20113 экземпляров имаго комаров (415 пулов), 278 проб тканей мозга птиц, 110 проб печени и селезенки мелких грызунов, 1389 имаго иксодовых клещей (85 пулов), 400 образцов сывороток крови крупного рогатого скота (КРС). В 2015 г. в 2-х объединенных пробах комаров рода *Culex*, отловленных в пойме реки Воронеж, в местах гнездования водоплавающих птиц была выделена РНК ВЗН.

Мероприятия по профилактике ЛЗН регламентируются ежегодно принимаемыми Постановлениями Главного государственного санитарного врача по Липецкой области о мерах по борьбе с инфекциями, передающимися комарами, определяющими объемы гидротехнических мероприятий и ларвицидных обработок в соответствии с составленным кадастром водоемов, подлежащих обработкам. Так, в 2018 г. проведены ларвицидные обработки на 57 га водных объектов (в 2017 г. – 38 га); гидротехнические мероприятия – на 170 га (в 2017 г. – 218,3 га, в 2016 г. – 179,6 га), дезинсекционные обработки от комаров территорий – на 65,5 га (в т.ч. летних оздоровительных учреждений – 53,5 га), в подвальных помещениях жилого сектора – на 179 тыс. кв.м.

Проведенные исследования показали, что по своим природно-климатическим факторам (разнообразие видового состава переносчиков ВЗН, наличие представителей перелетной орнитофауны, зимующих на территориях энзоотичных по ЛЗН) и ландшафтно-географическим особенностям Липецкая область имеет экосистемы, способствующие формированию природных очагов ЛЗН. Учитывая результаты исследований полевого материала, серологического скрининга, регистрацию местных случаев заболевания можно сделать вывод, что на территории Липецкой области сформировались природные и антропургический очаги ЛЗН.

Проводимый мониторинг позволил выявить территории области с риском заражения людей, обосновать приоритетные направления комплекса профилактических мероприятий (объ-

емы, сроки санитарно-гидротехнических мероприятий, дезинсекционных обработок подвальных помещений жилых домов, ларвицидных обработок водоёмов в местах массового выплода комаров).

Для дальнейшего изучения природных очагов ЛЗН и прогнозирования заболеваемости необходимо продолжить комплексный мониторинг циркуляции ВЗН.

Чехвалова Е.В.[1], Манин Е.А.[2], Волынкина А.С.[2], Оробей В.Г.[3], Швец О.Г.[4], Беляев Г.В.[5], Куличенко А.Н.[2]

СОВРЕМЕННАЯ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ ОБСТАНОВКА ПО ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫМ ИНФЕКЦИЯМ В РЕГИОНЕ ГОРОДА-КУРОРТА СОЧИ

[1]Сочинский филиал ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Краснодарском крае», Сочи, Россия;
[2]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[3]Территориальный отдел Управления Федеральной службы по надзору в сфере защиты прав потребителей и благополучия человека по Краснодарскому краю в городе-курорте Сочи, Сочи, Россия;
[4]ФКУЗ Причерноморская противочумная станция Роспотребнадзора, Новороссийск, Россия;
[5]ФГАОУ ВО Первый МГМУ имени И.М. Сеченова Минздрава России (Сеченовский Университет), Москва, Россия

Комфортные природно-климатические условия и ландшафтно-географи-ческие особенности города-курорта Сочи, а также развитая структура рекреационно-спортивных комплексов, способствуют притоку большого количества временных контингентов в данный регион. При этом создаются условия для более тесного контакта населения с носителями и переносчиками возбудителей природно-очаговых инфекций, что способствует активизации механизмов передачи патогенов и сказывается на эпидемиологической ситуации.

Наиболее значимыми природно-очаговыми инфекциями (ПОИ) в данном регионе являются: геморрагическая лихорадка с почечным синдромом (ГЛПС), клещевой боррелиоз (КБ), туляремия, лептоспирозы, Ку-лихорадка, псевдотуберкулёз, кишечный иерсиниоз, бешенство и риккетсиозы. При этом заболеваемость ПОИ в г.-к. Сочи на протяжении последних 5 лет регистрировалась по следующим нозологическим формам: ГЛПС, КБ, кишечный иерсиниоз, лептоспироз.

В период с 2014 г. по 2018 г. заболеваемость ГЛПС в г.-к. Сочи регистрировалась ежегодно – всего выявлено 19 больных. В результате анализа было установлено, что все больные – жители г.-к. Сочи, которые связывали инфицирование возбудителем ГЛПС с работой или отдыхом в местных природных биотопах или с наличием мышевидных грызунов по месту проживания.

Активность природного очага ГЛПС в г.-к. Сочи подтверждается ежегодным обнаружением маркеров хантавирусов при эпизоотологическом обследовании. Положительные пробы выявлялись на всех обследованных территориях, однако максимальное их количество зарегистрировано в Адлерском районе (58 % от всех исследованных проб в г.-к. Сочи).

Молекулярно-генетический анализ изолятов нуклеиновых кислот хантавирусов, выявленных в трех пробах суспензий легкого грызунов в Адлерском и Хостинском районах, позволил определить нуклеотидную последовательность фрагмента L сегмента генома вируса размером

347 п.о. При филогенетическом анализе секвенированных последовательностей генома вируса установлено, что в исследуемых образцах содержатся варианты, относящиеся к двум видам хантавирусов: «Добрава/Белград» генотипа «Сочи» (Адлерский район) и «Адлер» (Хостинский район).

По эпидемическим проявлениям одна из наиболее часто регистрируемых природно-очаговых инфекций на юге России – клещевой боррелиоз (болезнь Лайма). В регионе г.-к. Сочи болезнь Лайма у людей диагностировали ежегодно (47 случаев). Пик заболеваемости пришёлся на 2017 год, когда было зарегистрировано 24 больных – местные жители, 90 % из которых связывали инфицирование с укусом клещом во время пребывания в природных биотопах в окрестностях г.-к. Сочи.

Циркуляция возбудителей клещевого боррелиоза установлена в горно-лесных ландшафтах причерноморской зоны. Интенсивные эпизоотологические проявления данной инфекции подтверждают активность её природного очага. С 2014 г. по 2018 г. доля положительных проб, обнаруженных в г.-к. Сочи, составляла в отдельные годы 71 % от общего числа положительных проб, выявленных в Краснодарском крае (2017 г. – 153 положительные пробы в Краснодарском крае, из них 109 в г.-к. Сочи).

В результате молекулярно-генетического типирования положительных проб, установлена циркуляция *Borrelia garinii* (ST 251) и *B. lusitaniae*, выявлено 3 новых сиквенс-типа боррелий.

В настоящее время заболеваемость лептоспирозами ежегодно регистрируется на территории г.-к. Сочи. Всего за период 2014 г. по 2018 г. зарегистрировано 25 больных. Около 50 % из них своё заболевание связывали с отдыхом у водоёмов, остальные – с уходом за сельскохозяйственными животными, работой на приусадебных участках, контактом с грызунами.

Циркуляция возбудителей лептоспирозов в природных биотопах г.-к. Сочи подтверждена ежегодными положительными результатами эпизоотологического мониторинга (27 проб), что свидетельствует о сохраняющейся активности природного очага.

Заболеваемость кишечным иерсиниозом в г.-к. Сочи в последние годы регистрируется ежегодно (22 случая). Источники и условия инфицирования связаны с несоблюдением мер личной гигиены, употреблением в пищу не обработанных овощей и фруктов.

При эпизоотологическом мониторинге положительные пробы выявлялись ежегодно в реакции непрямой гемагглютинации сывороток крови мелких млекопитающих.

В результате анализа данных эпизоотологического мониторинга, проводимого на территории города-курорта Сочи в период с 2014 по 2018 гг., было установлено, что природные очаги изучаемых инфекций являются сочетанными, что свидетельствует об их высокой эпидемической значимости.

Таким образом, современная эпизоотолого-эпидемиологическая ситуация по ПОИ в регионе г.-к. Сочи характеризуется сохранением активности природных очагов ГЛПС, лептоспироза, клещевого боррелиоза, кишечного иерсиниоза, псевдотуберкулёза, бешенства. Поддерживающими факторами существования очагов ПОИ в данном регионе являются достаточно благоприятные климатогеографические условия, способствующие широкому распространению носителей и переносчиков. Высокая плотность населения (особенно в периоды летней оздоровительной кампании и проведения массовых мероприятий), сказывающаяся на интенсивности контакта человека с переносчиками, а также сочетанность природных очагов – важные факторы эпидемиологического риска, требующие комплексных профилактических мер по борьбе с этими инфекциями.

Среди первоочередных задач – совершенствование тактики эпидемиологического надзора за природно-очаговыми инфекциями в данном регионе, включающее внедрение современных методов эпидемиологического анализа: ГИС-технологий, многопланового мониторинга эпизоотолого-эпидемиологической ситуации, геномного профилирования микробных патогенов территории для расследования как вспышек, так и отдельных случаев инфекционных заболеваний.

Шапошникова Л.И.[1], Жильцова А.Ю.[1], Юничева Ю.В.[2], Василенко Л.Е.[2], Русанова И.А.[2]

НОСИТЕЛИ ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫХ ЗООНОЗНЫХ ИНФЕКЦИОННЫХ ЗАБОЛЕВАНИЙ ЧЕЛОВЕКА НА ТЕРРИТОРИИ Г. СОЧИ

[1]*ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;*
[2]*ФКУЗ «Причерноморская противочумная станция» Роспотребнадзора, Новороссийск, Россия*

В регионе Сочи складываются благоприятные условия для существования природных очагов инфекционных заболеваний благодаря уникальному ландшафтно-географическому расположению города, погодно-климатическим условиям, видовому многообразию диких мелких животных – носителей и естественных резервуаров инфекций, а также интенсивно развивающейся в последние годы туристическо-рекреационной инфраструктуре, способствующей активному притоку отдыхающих. На территории Сочи ежегодно регистрируют случаи заболевания людей природно-очаговыми нетрансмиссивными зоонозными инфекциями: геморрагической лихорадкой с почечным синдромом (ГЛПС), лептоспирозами, псевдотуберкулёзом, кишечным иерсиниозом (Аналитический обзор, 2013, 2014, 2015, 2016, 2017, 2018).

В период проведения эпизоотологического мониторинга на природно-очаговые инфекции с 2014 по 2018 гг. на территории г. Сочи были отловлены и переданы для проведения лабораторного исследования 2865 экз. мелких млекопитающих 12-ти видов. Два вида являются доминирующими: мышь малая лесная (*Sylvaemus uralensis* Pallas) составляет 44,2 % от всех отловленных особей млекопитающих, мышь кавказская (*Sylvaemus ponticus* Sviridenko) – 37,2 %. Три вида – субдоминирующими: полевка кустарниковая (*Terricola majori* Thomas) – 9,2 %, мышь полевая (*Apodemus agrarius* Pallas) – 4,5 %, белозубка длиннохвостая (*Crocidura gueldenstaedtii* Pallas) – 2,3 %. Остальные семь видов – бурозубка кавказская (*Sorex satunini* Ognev), мышь домовая (*Mus musculus* Linnaeus), мышь-малютка (*Micromys minutus* Pallas), мышовка кавказская (*Sicista caucasica* Vinogradov), крыса черная (*Rattus rattus* Linnaeus), крыса серая (*Rattus norvegicus* Berkenhout), полевка гудаурская (*Chionomys gud* **Satunin**) составили 2,6 % от общего количества отловленных животных.

Лабораторное исследование проб внутренних органов мелких млекопитающих проводили на наличие маркеров возбудителей нетрансмиссивных зоонозных инфекций – ГЛПС, лептоспироза, псевдотуберкулёза, кишечного иерсиниоза.

Иммунологическим методом в реакции непрямой иммунофлуоресценции (РНИФ) выявлены маркеры хантовирусов (ГЛПС) в 110 пробах (из 2865), что составило 3,8 %. Положительные результаты получены от животных восьми видов: кавказской мыши – 47,3 %, малой лесной мыши – 30,9 %, кустарниковой полевки – 14,5 %, длиннохвостой белозубки, кавказской бурозубки, полевой мыши по 1,8 %, домовой мыши и гудаурской полевки по 0,9 %. Положительные находки по административным районам г. Сочи распределились следующим образом. В Лазаревском районе 5 % мелких млекопитающих (восемь видов) от исследованных обнаружены инфицированными, в Адлерском районе – 3,6 % животных (четырех видов), Хостинском районе – 3,3 % (одного вида грызунов), Центральном районе – 3,0 % (одного вида грызунов).

При исследовании проб мелких млекопитающих на наличие маркеров лептоспироза (*Leptospira Interrogans*) с помощью серологической реакции микроагглютинации (РМА) выявлены специфические иммуноглобулины в диагностическом титре. На территории Сочи от грызунов четырех видов (мышь кавказская, полевая, малая лесная и полевка кустарниковая) идентифицированы лептоспирозы серогрупп *Pomona*, *Sejroe*, *Australis* и *Icterohaemorrhagiae*. За период проведения мониторинга с 2014 по 2018 гг. маркеры определены в 0,8 % проб из трёх админи-

стративных районов. В Лазаревском районе 18,2 % грызунов (двух видов) от исследованных обнаружены инфицированными, в Адлерском районе – 10,7 % грызунов (четырех видов), Хостинском районе – 3,3 % (один вид грызунов).

Маркеры возбудителя псевдотуберкулёза (*Yersinia pseudotuberculosis*) и кишечного иерсиниоза (*Yersinia enterocolitica*) определены реакцией непрямой гемагглютинации (РНГА).

Положительные результаты на псевдотуберкулёз были получены от пяти проб грызунов двух видов (мыши малая лесная и кавказская), отловленных на территории Лазаревского и Адлерского районов, что составило 0,2 % от количества исследованных на инфекцию. В Центральном и Хостинском районах были получены отрицательные результаты.

Положительные результаты на кишечный иерсиниоз были получены от 13 проб грызунов четырех видов (мыши малая лесная, кавказская, полевая и домовая), отловленных на территории Лазаревского и Адлерского районов (по 5 проб), Хостинского (2 пробы), Центрального (1 проба), что составило 0,5 % от количества исследованных на инфекцию.

Таким образом, полученные результаты эпизоотологического мониторинга за природно-очаговыми зоонозными инфекциями и их эпидемиологические проявления на территории Сочи свидетельствуют о циркуляции патогенных микроорганизмов и требуют дальнейшего изучения для совершенствования системы эпидемиологического надзора и формирования «здоровой среды жизни» региона.

Юрченко Ю.А., Каримова Т.В., Вохмин Е.Ю., Рубцова Е.В., Чернышова Л.Ю., Семенова Е.В.

ОСОБЕННОСТИ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО ТУЛЯРЕМИИ НА ТЕРРИТОРИИ НОВОСИБИРСКОЙ ОБЛАСТИ

ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Новосибирской области», Новосибирск, Россия

Несмотря на достаточно хорошую изученность функционирования природных очагов туляремии в настоящее время слабо уделяется внимание особенностям их эпизоотического проявления в условиях трансформированных человеком территорий. Новосибирская область представлена большим разнообразием ландшафтов и растительных комплексов, от которых зависит фауна переносчиков и резервуаров природно-очаговых инфекций, и, соответственно, тип природного очага. В зависимости от ландшафтных особенностей, растительного покрова и структуры населения мелких млекопитающих территория области подразделяется на 4 ландшафтно-эпидемиологические зоны, основой для выделения которых послужили работы других авторов (Биологическое районирование, 1969), среди них: Барабинская зона с тремя подзонами (северная, центральная, южная), Кулундинская (преимущественно степные ландшафты), Приобская (пойма р. Обь) и Присалаирская (восточная часть области). В их пределах присутствуют практически все известные типы природных очагов туляремии: степные, лугополевые, предгорно-ручьевые, пойменно-болотные и лесные.

В эпидемическом отношении наиболее высоко активными являются очаги пойменно-болотного типа основного классического подтипа с основным резервуаров возбудителя - водяной полевкой (*Arvicola amphibius = Arvicola terrestris*). Они имеют весьма широкое распространение и встречаются почти повсеместно на территории области, охватывая площадь в 3257,8 тыс. га.

Первый случай выделения возбудителя туляремии на территории Новосибирской области зарегистрирован в Куйбышевском районе в 1930 году (от водяной полевки), а систематический отлов грызунов и их всестороннее изучение инициированы в начале 40-х годов прошлого

столетия (Биологическое районирование, 1969). До конца 90-х годов прошлого века основные эпизоотические очаги озерно-болотно-речного типа фиксировались в пределах Барабинской зоны, занимающей 2/3 территории области, а свыше 30% её территории занимают болота, являющиеся сосредоточением наиболее активных пойменно-болотных природных очагов туляремии. В эпизоотический процесс были вовлечены: водяная полёвка, ондатра (*Ondatra zibethicus*), полёвка-экономка (*Microtus oeconomus*), узкочерепная полёвка (*Microtus gregalis*), красная полёвка (*Myodes rutilus*), полевая мышь (*Apodemus agrarius*), сибирский бурундук (*Tamias sibiricus*) и бурозубки (*Sorex* sp.). Начиная с 2001 г. и по настоящее время подавляющее большинство культур возбудителя туляремии получены из районов Приобской и Присалаирской зон, преимущественно, с территорий с повышенной антропогенной нагрузкой (садовые участки и сельхозугодия).

В зоне Кулундинской степи очаги размножения водяной полевки в основном приурочены к крупным озерам с тростниковым бордюром, носят узколокальный характер, а численность животных не достигает высоких показателей. Поддержание природных очагов туляремии до конца прошлого века осуществлялась, преимущественно, за счёт ондатры. В настоящее время численность ондатры значительно снизилась, что способствовало снижению эпизоотической активности очагов туляремии и, соответственно, отсутствию заболеваемости населения.

После ввода в эксплуатацию Обского водохранилища (1956 - 1959 гг.) зона Приобской поймы претерпела значительную трансформацию, что изменило гидрологическое состояние водоёма, а поселения водяной полёвки, после затопления значительных участков, сократились. После периода адаптации этого вида с начала 80-х годов появились случаи заболевания людей, заразившихся в устье рек Зырянка и Н. Ельцовка, а также в Ордынском районе, где существуют ограниченные разобщенные популяции водяной крысы, сохраняющие элементарные очаги инфекции.

На зону Присалаирья приходится 4,9 % площади области. Рельеф местности рассечен системой оврагов. Около 40 % территории занимают берёзово-сосновые леса. До 2000 г. территория зоны характеризовалась относительным эпизоотическим благополучием. Малочисленные поселения водяной крысы встречались, в основном, по долинам рек, не проявляя эпизоотической активности. Начиная с 2000 г. при эпизоотолого-эпидемиологическом мониторинге в помете хищных млекопитающих и погадках хищных птиц были выявлены антигены *Francisella tularensis*, а также изолировано 5 культур возбудителя, что указывало на активизацию природного очага туляремии.

Активное освоение населением пойм рек Обь и Иня (массовое появление дачных участков), как мы предполагаем, способствовало улучшению условий обитания водяной полёвки, что в свою очередь привело в 2010-2011 гг. к массовому её размножению в пределах Присалаирской и частично Приобской зон. В 2010 г. впервые за всю историю наблюдений эпизоотическим процессом была охвачена крупная территория среднего и нижнего течения р. Иня (Присалаирье). Носителем возбудителя выступала водяная полёвка, а переносчиками кровососущие комары и слепни, высокая численность которых способствовала существенному подъему заболеваемости туляремией среди населения в эти годы (22 и 14 случая, соответственно). При этом, на территории Барабинской зоны в 2010 г. также были выявлены локальные популяции с высокой численностью водяной полевки, однако 3 культуры возбудителя были изолированы только от бурозубок (лесной тип очага). Несмотря на высокую численность переносчиков в границах Барабинской зоны в 2010-2011 гг. и активизацию эпизоотического процесса в популяциях мелких млекопитающих случаев заболевания среди населения не было зарегистрировано.

Кроме того, за период с 2007 по 2018 гг. из различных природных объектов выделено 18 культур возбудителя туляремии. Основное количество выделений *F. tularensis* было из воды (66,7 %), реже из мелких млекопитающих (27,8 %), единично из слепней (5,5 %). Бóльшая часть культур была изолирована в 2010 и 2011 гг. (13 и 4, соответственно), когда в пределах Присалаирской и Приобской ландшафтных зон (Новосибирский и Тогучинский административные районы) было выявлено массовое размножение водяной полёвки (Пудова и др., 2012).

Вспышка численности этого вида привела к активизации крупного очага туляремии, сочетающего в себе признаки луго-полевого и предгорно-ручьевого типов.

Таким образом, анализ особенности функционирования очагов туляремии за последние 50 лет указывает на постепенное смещение их эпизоотической активности из болотно-озерного комплекса стаций (зона Барабы), сначала в пойменно-речной (зона Приобья), а в последние годы, в восточную часть области (Присалаирье). Как мы предполагаем, основные причины этого связаны с массовым размножением водяной полёвки, для которой ранее были свойственны вспышки численности преимущественно в северо-западной части региона (Барабинская зона). Активная деятельность человека, освоившего обширные прибрежные участки р. Обь и р. Иня, создала благоприятные условия для интенсивного размножения водяной полёвки. При этом высокая плотность населения на протяжении практически всей обширной территории очага туляремии создавали благоприятные условия для инфицирования людей.

Якунин С.Н., Абибулаев Д.Э., Коваленко И.С., Зинич Л.С., Тихонов С.Н.

АНАЛИЗ ВОЗМОЖНОСТИ ВОЗНИКНОВЕНИЯ ПРИРОДНОГО ОЧАГА ЛИХОРАДКИ ЗАПАДНОГО НИЛА В КРЫМУ

ФГКУЗ «ПЧС Республики Крым» Роспотребнадзора,
Симферополь, Россия

Вирус Западного Нила (ВЗН), впервые изолирован в 1937 году в провинции Западный Нил в Уганде от лихорадящего больного. Исследования показали, что вирус имеет широкий ареал распространения, охватывающий не только страны Африки, но Европу, Азию, Америку (США, Канада, страны Южной Америки). В России ВЗН впервые выделен в 1963 г. из преимагинальных стадий клещей, а первые лабораторно подтвержденные случаи заболеваний людей лихорадкой Западного Нила (ЛЗН) зарегистрированы в 1967 г. в Астраханской области.

Тенденция потепления климата ведет к изменению условий обитания переносчиков ВЗН, что способствует расширению его ареала на более северные территории. В настоящее время ареал распространения вируса Западного Нила в России охватывает ландшафтные пояса пустынь, полупустынь, степи, лесостепи (Астраханская, Волгоградская, Ростовская, Воронежская, Липецкая, Самарская, Саратовская области, Краснодарский край, Западная Сибирь и Дальний Восток).

Мониторинг территории Крыма, как территории возможной циркуляции ВЗН проводился с 2015 г. Исследованию подлежали полевой материал (кровососущие комары, иксодовые клещи, птицы) а также сыворотки крови доноров. За этот период было исследовано более 3 тысяч проб. Положительных находок на ВЗН при исследовании полевого материала из объектов окружающей среды в Крыму до 2017 г., как и случаев заболевания людей лихорадкой Западного Нила в официальной статистике Республики Крым не зарегистрировано. Установлено, что около 8 % здорового населения республики являются серопозитивными к вирусу ЗН. Регистрацию положительных результатов на фоне отсутствия заболеваемости можно объяснить известным фактом частого бессимптомного протекания инфекции в организме человека (около 80 % случаев заражения). И всего лишь у 1 % зараженных людей проявляются симптомы болезни, как правило, у людей старше 60 лет.

В 2018 г. на территории г. Севастополя впервые для Республики Крым был зарегистрирован и подтвержден лабораторно случай заболевания ЛЗН. Эпизоотологическое обследование территории предположительного заражения выявило положительные находки ВЗН в пробах личинок комаров[1]. Методом секвенирования положительных образцов в референс-

[1]Исследования проведены в лаборатории ФБУЗ «ЦГиЭ по Республике Крым и г. Севастополе». Результаты получены в рамках соглашения о взаимодействии с ФБУЗ «ЦГиЭ по Республике Крым и г. Севастополе»

центре по мониторингу за возбудителем ЛЗН (Волгоградский НИПЧИ) был определен 4 генотип вируса ЗН.

Параллельно с исследованием образцов полевого материала проводился анализ параметров (наличие носителей (резервуаров) и переносчиков, влияние климатогеографических факторов), определяющих возникновение и циркуляцию ВЗН на территории Крыма.

Видовой состав орнитофауны Крыма (около 340 видов) широко представлен во все сезоны года. Территория полуострова, благодаря своему географическому положению и природным условиям является частью Черноморско-Средиземноморского миграционного пути перелетных птиц, поэтому в фауне наряду с оседлыми птицами представлены виды, прилетающие в Крым на летовку, зимовку или встречающихся на весенне-осенних пролетах. Мигрирующие птицы летят через Крым из стран Африки, Европы (страны Средиземноморья, Балтики и Скандинавии), Центральной и Европейской России, Сибири, стран Черноморского региона, Азии, в том числе, из регионов с традиционно устойчивыми очагами ЛЗН, и в комплексе с местными (оседлыми) представителями орнитофауны и переносчиками, могут стать одним из факторов формирования активных очагов на территории Крыма. Комары различных видов родов *Culex* и *Aedes*, реже *Anopheles,* которые являются основными переносчиками вируса ЗН, широко представлены в фаунистическом комплексе Крыма, и могут быть вовлечены в эпизоотический процесс.

В связи с тем, что сумма активных температур (выше 10 °С) на территории Крымского полуострова составляет 3500-3600 °С, а эндемичными для ЛЗН считаются районы, где среднегодовая сумма активных температур превышает 2800 °С, и интенсивная циркуляция вируса в теплое время года возможна при среднегодовой сумме температур более 2200 °С, территория по параметрам активных температур также является оптимальной для циркуляции ВЗН. Погодные условия в Крыму характеризуются, как правило, жарким летом и теплой осенью (так, например, в 2018 г. среднесуточная температура в июне-августе составила +25.6 С, а в сентябре-октябре – +18 °С). Такие показатели близки к оптимальным температурам для циркуляции вируса (нижний температурный порог для размножения ВЗН в слюнных железах комаров +14 °С) и достижения уровня вирусемии у птиц, достаточного для заражения человека.

Таким образом, исходя из климатогеографической характеристики Крыма, данных эпизоотологического обследования и лабораторных результатов, есть вероятность возникновения на территории полуострова активного очага ЛЗН и циркуляции вируса ЗН, что будет зависеть от природных факторов в весенне-осенний период. Для уточнения очагового статуса данной местности необходимо комплексное энтомолого-эпизоотологическое обследование территории в период сезонной активности источников (резервуаров) и переносчиков вируса ЗН в Крыму, а также необходим учет птиц и сбор материала на местах гнездовых колоний, местах их массовых скоплений во время миграций, отдыха, ночевок и кормления.

Ярославцева П. С., Чвала Ир. А., Волкова М. А., Осипова О. С., Сосипаторова В. Ю., Чвала И.А.

ЭПИЗООТИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО ГРИППУ ПТИЦ НА ТЕРРИТОРИИ РФ В 2017-2018 ГОДАХ

ФГБУ «Федеральный центр охраны животных», Владимир, Россия

Грипп птиц - высококонтагиозное заболевание диких и домашних птиц различных видов, характеризующееся, в первую очередь, поражением респираторного и кишечного тракта. Высокопатогенные штаммы вируса гриппа птиц вызывают генерализованную болезнь с высокой смертностью (до 100 %). Своевременная диагностика заболевания дает возможность провести противоэпизоотические мероприятия и не допустить распространения инфекции в другие хозяйства и регионы страны. Борьба с высокопатогенным гриппом птиц базируется на радикаль-

ных мерах: уничтожении всего восприимчивого поголовья птиц в очагах инфекции. В зонах повышенного риска заноса заболевания в качестве профилактической меры может применяться вакцинация. Ежегодное проведение лабораторных исследований в популяциях домашней и дикой птицы позволяет определить статус благополучия по гриппу птиц субъектов РФ.

В рамках мониторинговых мероприятий в 2017 году из 77 птицефабрик 17 субъектов РФ было исследовано 20275 проб сыворотки крови от кур, индеек, гусей и перепелов. В двух хозяйствах Приморского края, проводивших вакцинацию против гриппа птиц (подтип H9), были выявлены поствакцинальные антитела. Среди личных подсобных и фермерских хозяйств из 16 регионов РФ было исследовано 9908 проб сыворотки крови от домашних птиц. Поствакцинальные антитела к вирусу гриппа птиц подтипа H5 были выявлены менее, чем в 30 % исследованных проб из Астраханской и Ростовской областей, Чеченской Республики, Республик Дагестан, Ингушетия и Адыгея, что указывает на низкий уровень защиты восприимчивого поголовья. Выявление антител у не вакцинированной птицы в пробах из частных подворий Ростовской и Калининградской областей (к вирусу гриппа A/H5), и в Республике Крым (к вирусу гриппа типа А) свидетельствует об инфицировании птиц полевым вирусом.

По данным срочных сообщений ветслужб субъектов РФ в 2017 году, выявление высокопатогенного вируса гриппа птиц подтипа H5 (более 30 случаев) в стадах домашних птиц было зарегистрировано в 9 регионах: Ростовской, Московской, Нижегородской, Костромской и Самарской областях, в Республиках Чечня, Татарстан, Марий-Эл, Удмуртия. В Краснодарском крае и Калининградской области установлены случаи гриппа у диких мигрирующих птиц, в Воронежской области – в зоопарке.

В большинстве случаев источником инфекции предполагаются инфицированные дикие птицы, что допускает циркуляцию вируса в популяциях диких птиц в течение неопределенного времени, и появление новых очагов инфекции, особенно в период массовой сезонной миграции.

Таким образом, в связи с осложнением эпизоотической ситуации в 2018 году география серологических исследований была расширена с 17 до 24 субъектов РФ. Всего было исследовано 23399 проб сыворотки крови птиц (куры, индейки, утки, гуси) из 89 птицеводческих хозяйств. На двух птицефабриках Приморского края, не применявших вакцинацию против гриппа птиц, были выявлены постинфекционные антитела к вирусу гриппа A/H9 в 176 пробах сыворотки крови, что указывает на циркуляцию слабовирулентных штаммов, которые могут вызывать респираторно/кишечные расстройства различной тяжести без септических поражений и/или нервных симптомов и не связаны с массовой гибелью птицы. Поствакцинальные антитела против вируса гриппа A/H9 выявлены в 815 пробах от кур одной птицефабрики Амурской области и двух птицефабрик Приморского края, привитых против гриппа птиц (подтип H9). Среди домашней птицы частного сектора было исследовано 7415 проб сывороток крови от кур, индеек, уток, гусей, перепелов и цесарок из 14 субъектов РФ. Низкий уровень иммунного ответа у привитых птиц был установлен в Астраханской и Ростовской областях и Чеченской Республике, где проводилась плановая вакцинопрофилактика гриппа птиц A/H5. Постинфекционные антитела были обнаружены у не привитых кур из Смоленской области (подтип не установлен), Алтайского (подтип H5) и Приморского края (подтип H9). Вирус гриппа птиц A/H5 был обнаружен с использованием молекулярно-биологических методов в 15 регионах у домашней птицы из Курской, Орловской, Воронежской, Костромской, Смоленской, Саратовской, Самарской, Ульяновской, Пензенской, Нижегородской, Ростовской областей, Республик Удмуртия, Марий Эл, Чувашия, Татарстан (82 случая).

В настоящее время эпизоотическая ситуация по гриппу птиц на территории РФ остаётся крайне напряженной и дальнейшее распространение инфекции может привести к колоссальному ущербу, вызванному экономическими потерями и крайне негативными социальными последствиями. Поэтому, для своевременной локализации очагов инфекции и предотвращения распространения болезни владельцам птиц при первых признаках заболевания или внезапном падеже поголовья необходимо незамедлительно информировать ветеринарную службу. В свою очередь, ветеринарные специалисты птицефабрик должны обеспечить закрытый режим предприятий и их санитарную защиту.

II. ВОПРОСЫ СОВЕРШЕНСТВОВАНИЯ ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКОГО И ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОГО НАДЗОРА ЗА ИНФЕКЦИОННЫМИ БОЛЕЗНЯМИ, ОБЩИМИ ДЛЯ ЧЕЛОВЕКА И ЖИВОТНЫХ

Аракелян П.К.[1], Димова А.С.[1], Димов С.К.[1], Трегубов А.Н.[1], Руденко А.В.[1], Вергун А.А.[1], Ильин Е.Н.[1], Христенко Н.В.[1], Янченко Т.А.[2]

СОВРЕМЕННЫЕ ЭПИДЕМИОЛОГО-ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКИЕ ПРОБЛЕМЫ БРУЦЕЛЛЕЗА

[1]Научно-производственная лаборатория диагностики и профилактики бруцеллеза ГКУ СК «Ставропольская край СББЖ», Ставрополь, Россия;
[2]ФГБНУ «Омский аграрный научный центр», Омск, Россия

При бруцеллезе – одном из самых актуальных зооантропонозов, принципиально важным является наличие адекватных современным эпизоотической и эпидемической ситуациям, максимально эффективных систем противоэпизоотических и противоэпидемических мероприятий. На начало 2019 года в стране было зарегистрировано 179 неблагополучных пунктов по бруцеллезу крупного и мелкого рогатого скота (164 – по бруцеллезу крупного и 15 – мелкого рогатого скота). Подавляющее большинство из них (167 неблагополучных пунктов или 93,3 %) приходится на субъекты четырех федеральных округов (Северо-Кавказский, Южный, Приволжский и Сибирский) – 67,1; 10,1; 10,05; 6,05 %% от их общего количества в Российской Федерации соответственно. За 2018 год в стране был зарегистрирован 291 случай впервые выявленного бруцеллеза у людей или 0,20 на 100000 населения. При этом в вышеперечисленных четырех федеральных округах показатели заболеваемости людей составили соответственно 203/2,08; 52/0,32; 8/0,03; 19/0,10. Суммарное число случаев впервые выявленного бруцеллеза у людей в этих округах составило 282 или 96,9 % от общего числа случаев по стране.

Официально зарегистрированное количество неблагополучных по бруцеллезу пунктов не всегда может соответствовать действительности и тогда высокая заболеваемость бруцеллезом людей в том или ином регионе может быть связана с другими, официально не выявленными эпизоотическими очагами, причем находящимися не обязательно в этом регионе. С другой стороны, наличие большого числа пунктов, неблагополучных по бруцеллезу животных, не всегда сопровождается заболеваемостью людей. Во-первых, это может быть связано с отсутствием прямой эпидемической проекции. В Ставропольском крае, например, заболеваемость бруцеллезом людей, по официальной медицинской статистике, составила в 2015 году 118 случаев, в 2016 году – 101, в 2017 году – 77, в 2018году – 65 случаев. Однако напрямую она была связана с неблагополучными пунктами по бруцеллезу животных Ставропольского края в 2015 - 2018 годах в среднем в 25 % случаев. Остальная заболеваемость людей была связана главным образом с их заражением бруцеллезом через инфицированные продукты животноводства (молоко, сметана, сыр и др.), не поддающиеся идентификации из-за несанкционированного попадания в сферу потребления, а также с первичными контактами с животными неблагополучных по бруцеллезу пунктов других субъектов Российской Федерации. Во-вторых, на низкие цифры официальной заболеваемости людей могут влиять неполный охват исследованиями на бруцеллез людей, имевших прямые или опосредованные контакты, либо недовыявление инфицированных людей.

В этой связи, в интересах улучшения качества эпидемической и эпизоотической оценки неблагополучных по бруцеллезу территорий и повышения уровня их безопасности, диагностика бруцеллеза у людей требует совершенствования. Причем, целесообразно, на наш взгляд, использовать в определенной степени и положительный опыт, накопленный в этом направле-

нии в ветеринарии. Совершенствования требует и медицинская статистика в целях повышения эффективности противоэпизоотической и противоэпидемической работы.

Отдельного внимания заслуживает проблема специфической защиты людей, в том числе детей, от заражения бруцеллезом в эпизоотических очагах и угрожаемых зонах, прежде всего в условиях отгонного животноводства, с помощью безопасной вакцины. Существующими санитарными правилами и инструкцией по применению вакцины из штамма 19 предусмотрено применение ее только в очагах бруцеллеза мелкого рогатого скота и в возрасте 18 лет и старше.

Не подлежит сомнению тот факт, что эпизоотические очаги бруцеллеза обладают максимальной эпидемической угрозой за счет существования у людей прямых или опосредованных контактов с ними. Оперативно оценивать степень эпизоотической активности бруцеллезной инфекции, а, значит и ее эпидемической значимости в каждой отаре (стаде), в том числе на фоне вакцинации, стало возможным с помощью реакции иммунодиффузии (РИД) с О-полисахаридными (О-ПС) М-и А-антигенами (из *B. melitensis* и *B. abortus* соответственно). Она, уступая показаниям РА и РСК, является индикатором эпизоотической опасности и, соответственно, эпидемической значимости отары или стада.

При этом особая роль принадлежит О-ПС М-антигену, так как наличие у животных неблагополучных по бруцеллезу мелкого рогатого скота отар положительной РИД только с О-ПС М-антигеном, как показали результаты наших исследований, совпадает с высокой заболеваемостью острым бруцеллезом людей, контактировавших с животными таких отар. У крупного рогатого скота в ряде эпизоотических очагов бруцеллеза при исследовании сывороток крови в РИД с обоими антигенами превалировали показатели с М-антигеном, определенную видоспецифичность которого подтвердили возможностью миграции на крупный рогатый скот бруцелл вида *B. melitensis* на основании результатов их эпизоотологического обследования. Доказаны перспективы использования О-ПС антигена в ИФА по специальной методике, не уступающей по эффективности РИД, но позволяющей получать результаты в течение 2 часов (вместо 48).

В противоэпидемическом и противоэпизоотическом отношениях важно определять вид бруцелл, циркулирующих в эпизоотических очагах. Получение бруцеллезных антивидовых моноспецифических диагностических сывороток anti-melitensis и anti-abortus по предложенным нами новым схемам позволяет не только повысить и длительно сохранить их диагностическую активность, но и снизить трудоемкость процесса, максимально повысить его противоэпидемическую безопасность и объемы получаемых сывороток.

Эпизоотологический анализ показывает, что новые вспышки бруцеллеза происходят в последнее время главным образом на фоне отсутствия в угрожаемых и неблагополучных стадах и отарах животных надежного длительного противобруцеллезного иммунитета. Главным образом это мелкие частные хозяйства. Официальные схемы вакцинации там нетехнологичны. Противоэпизоотический эффективной и технологичной оказалась схема конъюнктивальной иммунизации крупного и мелкого рогатого скота вакциной из агглютиногенного штамма *B. abortus* 19 в уменьшенной дозе.

Есть положительные результаты экспериментов и производственных опытов на животных, свидетельствующие о повышении противоэпизоотического эффекта конъюнктивальной иммунизации условно здоровых животных на фоне предварительного введения им антибактериального препарата, обеспечивающего элиминацию вирулентных бруцелл.

Добиться надежных успехов в борьбе с бруцеллезом в современных эпизоотических, эпидемических и социально-экономических условиях реально возможно на основе адекватных эффективных схем объективной оценки эпидемической значимости и надежной противоэпизоотической и противоэпидемической защиты, которые необходимо как можно быстрее разработать совместными усилиями ветеринаров и медиков и внедрить в противоэпизоотическую и противоэпидемическую практику. При этом крайне важны разработка и реализация целевых региональных программ, которые при соответствующем ресурсном обеспечении позволят в значительной степени повысить уровень противобруцеллезных мероприятий у животных и людей.

Атрохова[1] С.В., Елетина[2] О.С., Кудесова[1] А.Н., Ризванов[1] Р.О., Пашкина[2] Ю.В.

АНАЛИЗ ФОРМИРОВАНИЯ ЗАРАЗНОЙ ПАТОЛОГИИ ОТДЕЛЬНЫХ ВИДОВ ДОМАШНИХ ЖИВОТНЫХ НА ТЕРРИТОРИИ ИЗУЧАЕМОГО РЕГИОНА

[1]ФГБУ «Всероссийский государственный центр качества и стандартизации лекарственных средств для животных и кормов»,
Москва, Россия
[2]ФГБОУ ВО «Нижегородская государственная сельскохозяйственная академия»,
Нижний Новгород, Россия

Известно, что на урбанизированной территории самыми яркими представителями животного мира являются домашние плотоядные (собаки и кошки). Все они живут рядом с человеком, а их популяции неоднократно подвергаются воздействию неблагоприятных факторов внешней среды, в т.ч. влиянию патогенных микробов и вирусов.

Многочисленными исследованиями, проведенными рядом отечественных ученых, установлено, что данные популяции в той или иной степени являются соактантами и активно участвуют в функционировании инфекционных и инвазионных паразитарных систем, в том числе осуществляя передачу возбудителей опасных для человека болезней.

Несмотря на ежегодный мониторинг эпизоотической ситуации в целом, а также разработку методов борьбы с доминирующими среди домашних животных инфекциями, до сих пор остается недостаточно изученными вопросы, касающиеся особенностей их эпизоотического проявления на конкретной территории и среди определенного вида животных.

В связи с этим перед нами была поставлена цель провести анализ формирования общей заразной патологии среди домашних плотоядных, установить роль и место каждой из представленных в нозологическом профиле нозоформ, определив их основные доминирующие позиции.

Работа выполнялась с 2012 по 2018 гг. на кафедре «Эпизоотология, паразитология и ветеринарно-санитарная экспертиза» ФГБОУ ВО «Нижегородская государственная сельскохозяйственная академия», на базе зооветеринарного центра «Фауна» (г. Н. Новгород), учебно-клинического центра ФГБОУ ВО «Нижегородская государственная сельскохозяйственная академия» (г. Н. Новгород), ветеринарной консультации «Амулет» (г. Н. Новгород), ветеринарной клиники «Лео-вет» (г. Н. Новгород).

Использовали клинико-эпизоотологические, статистические методы, а также комплексный эпизоотологический подход, включающий современные методы эпизоотологической диагностики болезней животных, линейно-графическое моделирование и элементы современной прогностики (прямая, косвенная и инверсивная верификации, фактография и экспертные оценки).

Направлениями исследований являлось изучение особенностей формирования нозологического профиля заразной патологии домашних плотоядных животных и установление доминирующей роли и места отдельных нозоформ.

В результате исследований нами определены особенности формирования нозологического профиля заразной патологии домашних плотоядных, установлена доминирующую роль отдельных нозоформ. Выяснили, что нозологический профиль заразной патологии собак в условиях г. Н. Новгорода формируют 17 нозоформ и группа реже регистрируемых болезней.

При этом данный показатель, в большей степени, совпадает с аналогичным по Нижегородскому району города, имея отклонения по количеству и составу нозоформ в Сормовском, Канавинском и Приокском районах, что подтверждает суждения о существовании не только региональных особенностей, но и специфичность по отношению к конкретным административным территориям. Это объясняется различиями в природно-климатических и социальных условиях в Нижней и Верхней части города, а также разной степенью концентрации в преде-

лах изучаемых территорий специализированных ветеринарных клиник и диагностических лабораторий.

Установили, что из 17 основных нозоформ, формирующих заразную патологию собак, наиболее часто регистрировались микроспория (16,0 % от общей заразной патологии этого вида животных), парвовирусный энтерит (13,1 %), чума плотоядных (10,6 %), отодектоз (10,6 %), демодекоз (9,9 %), токсокароз (8,5 %), трихофития (8,0 %), пироплазмоз (6,7 %).

В целом доминирующие положение в нозологическом профиле заразной патологии собак занимают инфекционные болезни (60,1 %), 30,5 % из них приходится на долю вирусных болезней, 24,0 % занимают дерматомикозы и лишь 5,6 % - бактериальные инфекции.

Значительную долю (51,0 %) в формировании заразной патологии занимают так называемые «кожные болезни», в т.ч. 23,0 % эктопаразитозы (отодектоз (10,6 %), демодекоз (9,9 %), саркоптоз (1,7 %) и хейлетиоз (0,8 %)), 24,0 % дерматофитозы (трихофития, микроспория и др.) и кожная форма чумы плотоядных (4,0 %).

Аналогичные исследования по изучению заразной патологии кошек за тот же период времени в условиях г. Н. Новгорода, также подтвердили доминирующую роль болезней инфекционной патологии на долю которых приходится 56,6 % от общего количества представленных в нозологическом профиле нозоформ.

Нозологический профиль кошек сформирован 12 нозоформами. Сравнительная оценка роли и места нозоформ, формирующих общую заразную патологию в отдельных популяциях домашних плотоядных. В ходе исследований определили перечень нозоформ, имеющих выраженные доминирующие позиции по отношению к другим.

Наиболее часто регистрировались микроспория (16,2 % от общей заразной патологии этого вида животных), трихофития (11,3 %), отодектоз (22,6 %), нотоэдроз (11,8 %), токсокароз (11,4 %), короновирусная инфекция (7,9 %), панлейкопения (7,0 %) калицивирусная инфекция (4,2 %), ринотрахеит (4,8 %).

На первом месте по общему числу зарегистрированных случаев находятся вирусные болезни (27,9 %), на втором месте – грибковые инфекции (24,1 %), а наименьшую долю занимают бактериальные инфекции (4,6 %).

Полученные данные имеют выраженное прикладное значение, позволяя своевременно определить главные стратегические направления в организации противоэпизоотической системы на городской территории, а также четко представить роль и место отдельных болезней в формировании общей заразной патологии каждого из видов животных.

Бренева Н.В.[1], Толмачева М.И.[1], Снеткова И.П.[2], Копылов П.В.[3], Балахонов С.В.[1]

ВОЗМОЖНАЯ СВЯЗЬ СЛУЧАЕВ ПОЧЕЧНОЙ НЕДОСТАТОЧНОСТИ С СИТУАЦИЕЙ ПО ЛЕПТОСПИРОЗАМ

[1]ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора, Иркутск, Россия
[2]ФБУЗ Центр гигиены и эпидемиологии в Еврейской автономной области, Биробиджан, Россия
[3]Управление Роспотребнадзора по Еврейской автономной области, Биробиджан, Россия

Во время наводнения 2013 г. на Амуре обращала на себя внимание высокая численность и инфицированность патогенными лептоспирами мелких млекопитающих на границе затопления в Еврейской автономной области (ЕАО). Данные мониторинга природных очагов инфекций указывали на высокий риск развития эпидемических осложнений не только по лептоспирозам,

но также по туляремии и геморрагической лихорадке с почечным синдромом (ГЛПС). Если заболевания туляремией и рост показателей по ГЛПС были закономерно зарегистрированы, то ни одного случая заболевания лептоспирозом у населения так и не было выявлено, хотя в природных очагах доминировал высокопатогенный возбудитель серогруппы *Icterohaemorrhagiae* (Носков А.К. и др., 2014; Бренёва Н.В. и др., 2014; Андаев Е.И. и др., 2017). Так как во второй половине прошлого века в ЕАО отмечались преимущественно единичные случаи, а после 1998 г. заболеваемость вообще отсутствовала, можно сказать, что лептоспирозы нехарактерны для данного региона (Бренёва Н.В. и др., 2014). С другой стороны, у лептоспирозов нет «классической клинической картины», лабораторная диагностика имеет ряд существенных трудностей и недостатков, в связи с чем лептоспирозы часто проходят незамеченными под маской других заболеваний, в том числе и неинфекционных (Ананьина Ю.В., 2010). При иктерогеморрагическом лептоспирозе часто развиваются тяжелые поражения почек и печени (Лебедев В.В. и др., 2001). При анализе данных статистических сборников Министерства здравоохранения российской Федерации по заболеваемости населения России неинфекционными болезнями за 2008-2017 гг., составленных ФГБУ ЦНИИОИЗ Минздрава РФ (https://www.rosminzdrav.ru), в европейской части страны, и особенно в Южном федеральном округе, по первично регистрируемой почечной недостаточности (ППН) выделяется наиболее эндемичный по лептоспирозам в РФ Краснодарский край, среднемноголетний показатель (СМП) заболеваемости ППН здесь в 1,5 раза, а лептоспирозами (http://fedstat.ru) – в 3,5 раза выше среднероссийского уровня, при этом доказана циркуляция возбудителя серогруппы *Icterohaemorrhagiae* (Лебедев В.В. и др., 2001). Так как ППН – одно из наиболее частых осложнений иктерогеморрагического лептоспироза, то вполне логично, что они могут быть связаны между собой. В ЕАО в 2013-2014 гг. обнаружен резкий рост ППН в 2,5 раза и в 2015 г. – снижение в семь раз на фоне относительно стабильных (с общей тенденцией роста) показателей по болезням почек и мочеточников в целом. Анализ структуры заболеваемости по данным Управления Роспотребнадзора по ЕАО показал, что в 2013 г. ППН значительно выросла только у трудоспособного городского населения, тогда как в 2014 г. – еще и у городского населения пенсионного возраста. Основная часть городского населения области (66,1 % по данным Росстата на 01.01.18 г.) сосредоточена в Биробиджанском районе, где в 2013 г. зафиксирована наиболее высокая инфицированность мелких млекопитающих (79,2 % по результатам ПЦР) на фоне их численности 49,3 % попадания, что было на 20,4 % выше среднемноголетнего уровня. В 2015 г. численность мелких млекопитающих в Биробиджанском районе составляла уже 14,2 % попадания, а их инфицированность снизилась практически в четыре раза – до 20,5 %, со сменой серогруппы циркулирующих возбудителей на *Sejroe u Grippotyphosa*, для которых не характерны тяжелые поражения почек. Учитывая все вышесказанное, можно предположить, что рост случаев ППН в ЕАО в 2013-2014 гг. был связан с ухудшением ситуации по лептоспирозам в результате обширного паводка, затоплении юга области и активной миграции инфицированных животных, в том числе из природных очагов в городские поселения. Для подтверждения гипотезы необходимы дальнейшие исследования. Целесообразно корректировать планы профилактических мероприятий в соответствии данными мониторинга природно-очаговых инфекций не только с целью их предотвращения, но и с целью своевременного выявления заболевания и профилактики возможных осложнений, в том числе развития почечной недостаточности.

Дмитриев А.Ф., Симонов А.Н.

АДЕКВАТНОСТЬ СИСТЕМЫ ПРОТИВОЭПИЗООТИЧЕСКИХ МЕРОПРИЯТИЙ СУЩЕСТВУЮЩИМ УГРОЗАМ ПРИ ЗООНОЗАХ

ФГБОУ ВО Ставропольский государственный аграрный университет, Ставрополь, Россия

Среда обитания конкретного вида возбудителя и способность его персистировать в популяциях различных видов животных и птиц - это весьма важный экологический признак, обеспечивающий выживание его в природе как биологического вида. Любой организм может находиться в состоянии скрытой, персистирующей инфекции и, естественно, он рассматривается как источник ее распространения. Персистентные, латентные и скрытые формы инфекционного и эпизоотического процессов значительно превалируют над манифестными.

В инфекционной патологии сельскохозяйственных животных весьма существенна доля ассоциативных инфекций в общей структуре заболеваний. Ассоциации носят динамический характер, сочлены постоянно меняются количественно и качественно. В организме не только болезнетворные, но и микроорганизмы других физиологических групп (условно-патогенные) находятся в сложных и многообразных взаимоотношениях.

Причины длительного неблагополучия крупного рогатого скота по инфекциям обусловлены использованием репродуктивного потенциала инфицированных животных или микробоносителей, внутриутробным инфицированием, формированием иммунологической толерантности у потомства, асимптоматическим носительством возбудителя и его продолжительной персистенцией.

Целью работы являлась оценка и анализ рисков распространения и длительного неблагополучия животноводческих ферм по инфекционным заболеваниям с генитальной формой проявления. Основой методологии исследований явилось структурно- функциональное единство инфекционного паразитоценоза, состоящего из обособленных, но взаимосвязанных и взаимодействующих ассоциаций различных физиологических групп микроорганизмов и их биологических хозяев при наличии общей среды обитания, представленной различными животноводческими объектами.

В системе мероприятий по обеспечению эпизоотического благополучия при возникновении хронических инфекций существенное значение имеет реновация стада. Она возможна лишь тогда, когда во всех категориях хозяйств, где регистрируются инфекционные болезни с нарушением воспроизводительной способности, на высоком уровне организовано использование репродуктивного потенциала только интактных (здоровых, неинфицированных) животных. Патология беременности, обусловленная агентами бактериальной, микозной или вирусной природы может быть вызвана и искусственным осеменением животных контаминированной спермой и подтверждена возможность трансплацентарного инфицирования. Не исключается возможность распространения возбудителей заболеваний и при вольной случке. Определенная часть молочно-товарных и племенных ферм является неблагополучной по вирусным (инфекционному ринотрахеиту, вирусной диарее, респираторно-синцитиальной инфекции, парагриппу-3, корона– и ротавирусной инфекции, энзоотическому лейкозу) и бактериальным инфекциям (туберкулез, бруцеллез, лептоспироз, кампилобактериоз, хламидиоз и др.).

Источником внутриутробного инфицирования может быть сам организм матери, или ее инфицирование во время стельности. Даже при нормальном течении беременности происходит угнетение иммунных реакций материнского организма, необходимое для вынашивания плода, а это обусловливает активизацию дремлющей инфекции.

Основными факторами, которые значительно увеличивают риск пренатального и раннего постнатального инфицирования являются: использование для воспроизводства коров, инфицированных возбудителями болезней, а также животных с клиническим проявлением болезни

или подозрительных по заболеванию; игнорирование результатов серологического тестирования при подборе родительских пар и искусственном осеменении или вольной случке; потомство, полученное от коров, инфицированных возбудителями, которое не исключается из дальнейшего хозяйственного использования; низкий уровень санитарной культуры при проведении отелов в родильных отделениях (боксах) и выпаивании молозива; выращивание телят на неблагополучных фермах с использованием сборного молока, полученного при совместном содержании животных с различным иммунным фоном и инфекционным статусом.

Эффективность оздоровительных мероприятий зависит от соблюдения принципа биологической и технологической адекватности, т.е. соответствия условий кормления, содержания, технологического обеспечения физиологическим потребностям организма животных и генетически заданному уровню продуктивности; своевременности, регулярности необходимой частоты и полноты охвата восприимчивых животных диагностическими исследованиями; комплексной, множественной и динамической характеристики инфекционного, иммунного и эпизоотического процессов при неблагополучии крупного рогатого скота в конкретных природно-климатических и хозяйственно-экономических условиях фермы, хозяйства; обязательного учета ассоциативного проявления инфекционных и инвазионных болезней сельскохозяйственных животных, многообразии связей структурных и функциональных систем паразитоценоза и организма хозяина, широкой популяционной вариабельности признаков на ранних стадиях развития; учета особенностей проявления инфекционного, иммунного и эпизоотического процессов при инфицировании крупного рогатого скота, их взаимосвязи, взаимообусловленности и изменчивости в аспекте общих закономерностей развития, адаптации, компенсации и защиты.

Таким образом, длительность неблагополучия по инфекционным болезням с генитальной формой проявления обусловлена использованием репродуктивного потенциала скрытых носителей инфекций, внутриутробной передачей возбудителей, иммунологической толерантностью и асимптоматическим носительством.

Дугаржапова З.Ф.[1], Салчак Л.К.[2], Свинтицкая Е.П.[3], Акимова И.С.[4], Ооржак А.А.[4], Монгуш О.С.[2], Глушков Э.А.[4], Косилко С.А.[1], Чеснокова М.В.[1]

ВСПЫШКА СИБИРСКОЙ ЯЗВЫ В РЕСПУБЛИКЕ ТЫВА В 2018 ГОДУ

[1]ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора, Иркутск, Россия;
[2]Управления Роспотребнадзора в Республике Тыва;
[3]ФБУЗ Центр гигиены и эпидемиологии в Республике Тыва;
[4]ФКУЗ Тувинская противочумная станция Роспотребнадзора

Республика Тыва относится к территориям с выраженным эпизоотолого-эпидемиологическим неблагополучием по сибирской язве в азиатской части Российской Федерации. В республике, согласно Кадастру стационарно неблагополучных по сибирской язве пунктов (СНП) РФ (2005),учтены 175 СНП и наблюдается их относительно высокая плотность (1,03 на 1000 кв.км). За период 1985-2018 гг. среднемноголетний показатель заболеваемости сибирской язвой СХЖ в республике (0,064на 100 тыс.гол.) ниже аналогичного показателя азиатской части страны ($0{,}620^0/_{0000}$) в 9,7 раза. При этом, заболеваемость людей в республике ($0{,}096^0/_{0000}$) выше аналогичного показателя азиатской части страны ($0{,}012^0/_{0000}$) в 7,9 и федерального ($0{,}015^0/_{0000}$) – 6,3 раза. Случаи заболевания сибирской язвой отмечались в 1996 г. в Чаа-Хольском районе, где после вынужденного убоя крупного рогатого скота (КРС) заболели три человека, в 2006 г. в местности Доргун Тес-Хемского района заболевания среди КРС не повлекли эпидемических осложнений.

В июле 2018 г. в Барун-Хемчикском кожууне (районе) произошла вспышка сибирской язвы, во время которой зарегистрированы заболевания трех голов КРС и двух человек. В ходе эпидемиолого-эпизоотологического расследования установлено, что в урочище Эдегей сибирская язва среди животных ранее регистрировалась в 1938 и 1982 гг. В Барун-Хемчикский межкожуунный медицинский центр 19 июля с высокой температурой и жалобами на отечность, зуд и покраснение в области папул на кистях рук и предплечий обратились мужчины в возрасте 31 и 34 года, жители г. Ак-Довурак. Заболевшим был поставлен предварительный диагноз «Инфицированная рана предплечья. Укус неизвестным насекомым» и назначено симптоматическое лечение в амбулаторных условиях. Только при повторном обращении, 20 июля больные госпитализированы с подозрением на сибирскую язву. В эпиданамнезе, со слов заболевших, 9 июля на чабанской стоянке в местности Кудук урочища Эдегей трое мужчин провели вынужденный убой заболевшего бычка. Первые проявления болезни у двух мужчин начались 15-16 июля с зудящих папул в области предплечий. 22 июля клинический диагноз кожной формы сибирской язвы у пациентов подтвержден детекцией ДНК *Bacillus anthracis* в материале кусочков струпов и отделяемых фурункулов, в этот же день больные переведены санитарной авиацией в инфекционную больницу г. Кызыл.

21 июля в эпидемическом очаге г. Ак-Довурак изъяты легкие и сердце КРС. При лабораторном исследовании в пробе легкого 22 июля обнаружен антиген возбудителя сибирской язвы методом реакции преципитации по Асколи, 23 июля – выявлена его ДНК, а 24 июля изолирована чистая культура *B. anthracis*. Это подтвердило факт инфицирования мужчин контактным путем передачи возбудителя при вынужденном убое больного животного в генерализованной стадии болезни без ветеринарного осмотра и освидетельствования.

Кроме того, 22 июля на соседней стоянке в местности Даг-Эдээ и 24 июля в с. Хонделен, находящихся соответственно в 0,5 и 18 км от первого эпизоотического очага пали по одной корове. Культуры возбудителя сибирской язвы изолированы из проб ушей павших животных.

В результате лабораторного исследования проб почвы трех эпизоотических очагов сибирской язвы (82) в трех пробах, отобранных в местностях Кудук (2) и Даг-Эдээ (1), обнаружена специфическая ДНК *B. anthracis*.При этом, в первом эпизоотическом очаге достоверно установлено место вынужденного убоя бычка с остатками кишечной массы животного, подтвержденное положительными результатами ПЦР в пробах почвы.

Основными условиями алиментарного инфицирования и заболевания бычка вместности Кудук урочища Эдегей стал пастбищный выпас животного на территории почвенного очага сибирской язвы, активизации которого способствовали сезонные природно-климатические условия, благоприятные для перехода вегетации сибиреязвенного микроба – теплый влажный июнь-июль 2018 г. с дневными температурами до +42 °С и обильными ливневыми осадками. Возникновению второго эпизоотического очага в местности Даг-Эдээ привело соседство пастбищ и мест водопоя на ручье Эдегей. Расположение очага ниже первого по течению ручья, обработка и промывание в проточной воде кишечного чрева бычка могло вызвать заражение коровы соседнего пастбища. Причины заболевания КРС в третьем эпизоотическом очаге не установлены, хотя заболевания в СНП Хонделен отмечалась пятикратно с 1946 по 1950 гг. [Кадастр СНП РФ, 2005 г.].

Распоряжением Главы Республики Тыва от 22.07.2018 г. № 319-РГ установлены ограничительные мероприятия (карантин) по сибирской язве на чабанской стоянке в местечке Кудук урочища Эдегей. В период вспышки сибирской язвы работал оперативный штаб в составе специалистов администрации Барун-Хемчикского района, управлений ветеринарии и Роспотребнадзора республики, Центра гигиены и эпидемиологии в Республике Тыва, Тувинской противочумной станции, Министерства здравоохранения республики и Иркутского научно-исследовательского противочумного института. В урочище Эдегей и с. Хонделен в пределах границ угрожаемых зон были развернуты оперативные лагеря и установлены шесть санитарно-полицейских постов. Трупы павших КРС сожжены и их зольные остатки захоронены. Места утилизации биологических отходов и вынужденного убоя бычка забетонированы. Проведены переучет поголовья, клинический осмотр и специфическая вакцинация сельскохозяйствен-

ных животных (СХЖ) на территории Барун-Хемчикского кожууна и г. Ак-Довурак. На время действия карантина, до 13 августа, были запрещены проведение выставок, ярмарок «выходного дня» и других мероприятий, связанных с передвижением и скоплением СХЖ, их вывоз и ввоз за пределы угрожаемых территорий. По эпидпоказаниям введены медицинское наблюдение (333 чел.), антибиотикопрофилактика (66 чел.), вакцинация (1064 чел.). В эпидемических очагах сибирской язвы заключительная и камерная дезинфекция проведены в спороцидном режиме под контролем их качества. В урочище Эдегей и с. Хонделен проведены полевая дезинсекция (3000 га) и поселковая дератизация (4140 кв.м).

Таким образом, своевременное эпизоотолого-эпидемиологическое расследование, эффективная лабораторная диагностика сибирской язвы, оперативное межведомственное взаимодействие всех служб позволили в кратчайшие сроки локализовать и ликвидировать вспышку сибирской язвы. С учетом выраженного эпизоотолого-эпидемиологического неблагополучия по сибирской язве в Республике Тыва необходимы: полный охват плановой специфической вакцинацией СХЖ; недопущение бесконтрольного вынужденного убоя СХЖ; обеспечение обязательного ветеринарного контроля за предубойным осмотром СХЖ, реализацией мяса и мясопродуктов; актуализация Кадастра СНП республики; оценка биологической опасности сибиреязвенных захоронений и скотомогильников; разъяснительная работа среди населения; подготовка медицинских работников по клинике, диагностике и мерам профилактики сибирской язвы.

Евченко Ю.М.[1], Таран Т.В.[1], Мозлоев Г.А.[2], Власов А.В.[2], Белогрудов В.А.[2], Тхакумашева С.А.[2]

ПРОГРАММА ПОЭТАПНОГО ОЗДОРОВЛЕНИЯ ЦЕНТРАЛЬНО-КАВКАЗСКОГО ПРИРОДНОГО ОЧАГА ЧУМЫ В 1982-1990 гг, РЕТРОСПЕКТИВНАЯ ОЦЕНКА РЕЗУЛЬТАТОВ

[1]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2]ФКУЗ «Кабардино-Балкарская противочумная станция» Роспотребнадзора, Нальчик, Россия

В силу своего географического расположения, Центрально-Кавказский высокогорный природный очаг чумы характеризуется широким разнообразием природных комплексов, привлекающих на его территорию большое количество туристов и экскурсантов. Благоприятные климатические условия и разнообразие растительности определили здесь значительное количество постоянного населения и высокоразвитое отгонное животноводство. Немаловажным обстоятельством является то, что сезонный пик эпизоотической активности очага (июль-август) совпадает по времени с пиком посещаемости его территории временным населением туристами, отдыхающими, пчеловодами и др. Все это в период активной жизнедеятельности носителя создает определенную эпидемиологическую угрозу в очаге, требующую системного осуществления профилактических мероприятий по предупреждению заражения человека чумой (Хацуков К.Х. и др., 2014). Для решения этой задачи Научно-исследовательским противочумным институтом Кавказа и Закавказья (ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора) в сотрудничестве с Кабардино-Балкарской противочумной станцией была подготовлена «Программа поэтапного оздоровления Центрально-Кавказского природного очага чумы в 1982-1990 гг.», утвержденная приказом Главного управления карантинных инфекций Минздрава СССР № 13 от 26 февраля 1982 года.

Целью данной работы был ретроспективный анализ результатов проведенных мероприятий в рамках упомянутой программы.

Выполнению «Программы оздоровления...» предшествовали широкомасштабные опытно-производственные работы по апробации методов борьбы с носителями и переносчиками чумы, проведенные институтом и станцией в I979-I98I годах. Работы по её реализации были разграничены на два этапа: с 1982 по 1985 год с 1986 по 1990 год. Вначале планировались ежегодные дезинсекционные обработки поселений горного суслика на физической площади в 7000 га, из них 2000 га необходимо было обрабатывать комбинированным методом (интегрированная борьба с носителями и переносчиками). На втором этапе предусматривалось увеличение объемов дезинсекционных обработок до 10000 тыс. га в год. При этом оздоровление должно было проводиться с учётом эпидемиологической значимости отдельных участков, т.е. в первую очередь в местах, наиболее часто посещаемых местными и приезжими людьми, в окрестностях населенных пунктов, туристических баз, вдоль транспортных магистралей и т.д.

Второй этап «Программы оздоровления...» предусматривал ежегодные дезинсекционные обработки в субальпийском и альпийском поясах гор на высотах более 2-х тыс. метров над уровнем моря. Погода здесь характеризуется частыми и обильными осадками, которые вносили существенные коррективы в выполнение плана по дустации. Так, в период проведения работ (июль-август) с 1986 по 1990 год в среднем около половины дней были с осадками, которые кроме того снижали пулецидную активность дуста ГХЦГ. Часто имели место случаи, когда истреботряд, выехав к месту работ, вынужден был их прекращать в связи с начавшимся дождем.

Всего, к окончанию работ практически вся доступная для автотранспорта территория была обработана тем или иным методом, что составило 37745 га при общем объеме выполненных работ в 65720 га (включая повторные обработки одних и тех же участков).

В процессе выполнения «Программы оздоровления...» были внесены изменения в методики регуляции численности носителей и переносчиков возбудителя чумы. Так было установлено, что в условиях влажного климата дуст быстро изменяет свои физико-химические свойства: превращается в комочки, замывается в почву и перестает в сколько-нибудь существенных количествах заноситься вглубь норы. В связи с этим была увеличена доза вносимого в нору дуста с 5 г до 10-12 гр. на I нору. При этом достигнут эффект увеличения технической эффективности дустации нор. Были предприняты попытки поиска и внедрения новых методов борьбы с переносчиками чумы. Так, в 1987 году в урочище Шашбоуат на площади 200 га были произведены опытно-производственные работы по дезинсекции нор с помощью, импрегнированной линданом ветоши. Послеотработочный контроль, проведенный через месяц и на следующий год после дезинсекции показал высокую техническую эффективность работ - общее снижение количества блох составило 87,4 - 99,5 % от исходного. В результате проведенной на участке дезинсекции нор с помощью импрегнированной ветоши, получен стойкий противоэпизоотический эффект. Эпизоотии чумы, регистрируемые здесь ежегодно до начала работ прекратились. Другим преимуществом метода дезинсекции с использованием импрегнированной линданом ветоши является её более низкая загрязняющая способность в сравнении с использованным 12% дустом гексахлорана при сплошных обработках поселений сусликов. Количество действующего вещества, подаваемого на I га площади, обрабатываемой импрегнированной ветошью при средней плотности нор (200 на I га) составляет 60 г. /га против 200 г./га при обработке 12% дустом гексахлорана. Кроме того, содержащееся в ветоши активное начало (γ - изомер гексахлорциклогексана) очень прочно связано с тканью, что предохраняет внешнюю среду от излишнего загрязнения.

Проблемным моментом оставался контроль технической эффективности дезинсекции. Численность блох их возрастная структура, постоянно меняются в соответствии с фенологическими циклами, затрудняя интерпретацию результатов контрольных учетов. Так проведение дезинсекции в весенний период сопровождается предотработочным контролем в апреле, когда численность имаго высока, а послеотработочный контроль в мае-июне приходится на период резкого снижения численности имаго за счет отмирания перезимовавших особей. Проведение дезинсекции в летний период сопровождается предотработочным контролем в период естественной низкой численности блох, а послеотработочным во время активного выплода имаго нового поколения. При такой ситуации в ряде случаев послеотработочные индексы обилия блох были близки к предотработочным и даже

превышали их. В результате полученной низкой технической и противоэпизоотической эффективности дезинсекции нор в соответствии с требованиями «Программы оздоровления...» такие участки станцией перерабатывались (некоторые из них перерабатывались практически ежегодно), а общая площадь переработок составила 30,4% от обработанной за весь период оздоровительных работ.

В результате проведенных работ в рамках реализации «Программы оздоровления...», несмотря на имевшие место недоработки как организационного, так и методического характера и полученную низкую противоэпизоотическую эффективность на некоторых участках очага, можно отметить снижение напряженного эпизоотического фона на эпидемиологически значимых участках. Так, в долине р. Баксан, от п. Былым до п. В. Баксан, где ранее эпизоотии регистрировались ежегодно, культуры чумы с 1983 года были изолированы лишь однажды в 1990 году. По той же причине прекратились эпизоотии в долине р. Хасаут и в ущелье Каинтюбе. Снят эпизоотический фон также на горностепных участках в долинах рек Кубань и Хурзук.

Ермаков А.В, Ковальчук И.В.

АКТУАЛЬНЫЕ НАПРАВЛЕНИЯ ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОГО НАДЗОРА ЗА ТУЛЯРЕМИЕЙ В СТАВРОПОЛЬСКОМ КРАЕ

Управление Роспотребнадзора по Ставропольскому краю,
Ставрополь, Россия

На территории Ставропольского края существует обширный и стойкий природный очаг туляремии степного типа с осенне-зимней сезонностью проявлений, охватывающий 18 сельских районов края или 70% сельской местности.

Основными носителями и источниками возбудителя туляремии являются полусинантропные грызуны, а в период разлитых эпизоотий существенная роль в инфицировании людей принадлежит зайцам-русакам, которые служат источником заражения охотников и членов их семей и обуславливают промысловый тип очага.

По многолетним наблюдениям активность очага туляремии проявляется, как правило, через 7-10 лет. При ранжировании энзоотичных районов по степени риска для населения в более чем половине районов сохраняется высокий риск для заражения населения туляремией. На фоне проводимых профилактических мероприятий в многолетней динамике заболеваемости более чем за 50 летний период наблюдений отмечалась тенденция к снижению заболеваемости населения.

По мере изменений в активности природного очага, хозяйственной деятельности населения изменились подходы к проведению иммунизации против туляремии с учетом определения рисков для населения и действующих нормативных документов. Прививкам против туляремии в настоящее время подлежит население, проживающее в активных очагах туляремии – это 35 населенных пунктов 10 энзоотичных районов, а также группа риска во всех энзоотичных районов.

С 1990 по 2016 гг. в крае зарегистрирован 61 случай туляремии в 11 энзоотичных районах. При исследовании полевого материала в период 2000-2015 гг. практические ежегодно имели место положительные серологические реакции на туляремию, в отдельные годы выделялась культуры возбудителя.

В указанном периоде в основном имела место спорадическая заболеваемость в осенне-зимний период с контактным механизмом передачи, с вовлечением охотников и членов их семей при разделке зайцев и их приготовлении, и сельских жителей при контакте с грызунами и их выделениями, в редких случаях заражение происходило аспирационным путем. В 2003-2004 гг. зарегистрированы две локальные групповые ситуации, связанные с водным путем передачи возбудителя туляремии через родниковую воду, используемую для водоснабжения сельских

населенных пунктов в двух энзоотичных районах с общим числом пострадавших 14 человек.

Учитывая результаты многолетнего эпидемиологического надзора за туляремией в крае, имеющиеся эпидемиологические риски для населения Управлением Роспотребнадзора по Ставропольскому во взаимодействии с органами исполнительной и муниципальной власти проводится комплекс санитарно-противоэпидемических (профилактических) мероприятий, направленный на минимизацию рисков для людей при активизации природного очага, включая дератизационные мероприятия, иммунизацию населения в рамках календаря по эпидпоказаниям, контроль за безопасностью факторов передачи возбудителя инфекции.

В осенне-зимний период 2016/2017 гг. прогноз по туляремии был неблагоприятным, ожидалась активизация природного очага. Данный прогноз оправдался ухудшением эпидемиологической обстановки по туляремии в начале 2017г. с вовлечением населения 7 энзоотичных районов и жителей г. Ставрополя, выезжавших на охоту. С января по март зарегистрировано 39 случаев туляремии. На долю жителей Петровского и Ипатовского районов пришлось 64 % от всех случаев.

Среди заболевших – 8 (20,5 %) дети от 5 до 17 лет. Из 31 заболевшего взрослого (от 19 до 79 лет) наибольшее количество случаев было в возрастной группе 30-39 лет – 12 больных (30,7 %).

У 22 больных (56,4 %) был реализован контактный путь заражения, в том числе у 17 (43,6 %) – при контакте с тушками зайцев, добытых на охоте, у 5 (12,8 %) – при контакте с грызунами и их выделениями; у 12 больных (30,7 %) имел место алиментарный путь заражения, в том числе у 9 больных (23,1 %) из сел Донская Балка и Константиновское Петровского района заражение произошло при употреблении питьевой водопроводной воды, подаваемой из родниковых каптажей, у 3 (7,8 %) при употреблении инфицированных пищевых продуктов; у 5 (12,8 %) – реализован аспирационный путь заражения.

Для установления факторов передачи возбудителя, изучения активности природного очага туляремии в Петровский районе организовано эпизоотолого-эпидемиологическое расследование с отбором проб питьевой воды, внешней среды с участием специалистов ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора. Роль водного фактора передачи возбудителя туляремии была подтверждена лабораторными исследованиями проб питьевой воды из водоисточников и разводящей сети, в том числе при исследовании проб, отобранных из кранов домовладений из домашних очагов больных туляремией. При исследовании 65 проб воды, отобранных с 26 января по 15 марта 2017 г., методом ПЦР получено 35 (53 %) положительных результатов, в 15 (23 %) пробах выделена культура возбудителя.

На основании эпизоотолого-эпидемиологического расследования было сделано заключение о регистрации эпидемиологических осложнений по туляремии в активных энзоотичных районах края на фоне прошедшей в осенний период 2016 г. разлитой эпизоотии среди грызунов с вовлечением промысловых животных – зайцев, с реализацией множественных путей и факторов передачи возбудителя инфекции, характерных для очага степного типа, в том числе с реализацией водного пути передачи через централизованный источник водоснабжения (родниковый каптаж) с формированием группой заболеваемости в Петровском районе.

Управлением Роспотребнадзора по Ставропольскому краю, с учетом результатов расследования, был организован и проведен многоуровневый комплекс санитарно-противоэпидемических (профилактических) мероприятий, направленный на снижение рисков для заражения населения, с учетом действующих путей и факторов передачи возбудителя инфекции. В их числе проведены в экстренном порядке дератизационные обработки на 866 эпидзначимых объектах с общей площадью 374 тыс. кв.м. Привиты по эпидпоказаниям 6 758 человек или 95 % от подлежащих. Приняты организационные и административные меры по исключению дальнейшее подачи населению инфицированной возбудителем туляремии водопроводной воды.

Таким образом, ситуация с активизацией природного очага туляремии еще раз показала существующие в крае риски для населения и необходимость проведения целенаправленных плановых профилактических мероприятий, включая иммунизацию населения, в том числе более широкий охват прививками охотников и членов их семей, систематические дератиза-

ционные мероприятия, проведение мероприятий по недопущению реализации водного пути передачи инфекции при использовании в качестве источников централизованного водоснабжения родниковых каптажей, проведение информационно- разъяснительной работы о мерах профилактики заражения туляремией в энзоотичных территориях.

Ермолова Н.В.[1], Артюшина Ю.С.[1], Лазаренко Е.В.[1], Медяник И.М.[2], Отставнова А.Д.[2]

НАХОДКИ КРОВОСОСУЩИХ КОМАРОВ *AEDES* (*STEGOMYIA*) *ALBOPICTUS* (SKUSE, 1895) – ПЕРЕНОСЧИКОВ ТРОПИЧЕСКИХ ЛИХОРАДОК В РАЗЛИЧНЫХ ВЫСОТНЫХ ПОЯСАХ КАВКАЗА И ЗАКАВКАЗЬЯ

[1]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия
[2]ФКУЗ «Причерноморская противочумная станция» Роспотребнадзора, Новороссийск, Россия

Адвентивные виды кровососущих комаров рода *Aedes* (*Aedes albopictus* и *Aedes* (*Stegomyia*) *aegypti* (L.,1762)) были вновь (после долгого перерыва) обнаружены на Черноморском побережье Краснодарского края (город Сочи) и на территории Республики Абхазия (города Гудаута, Сухум) в начале 2000-х годов (Рябова с соавт., 2005; Юничева с соавт., 2008). В дальнейшем комары *Aedes albopictus*, как более экологически пластичный вид в сравнении с *Aedes aegypti*, расселились в западном направлении по Черноморскому побережью и были обнаружены в 2015 – 2016 годах в городах Геленджике и Новороссийске (Ермолова, 2016, Забашта, 2016). Комары *Aedes aegypti* и *Aedes albopictus* являются эффективными переносчиками ряда арбовирусных инфекций. Лихорадки Денге, Чикунгунья, Зика, желтая лихорадка и широко распространены по всему миру.

С 2016 года проводится мониторинг за состоянием популяции *Aedes albopictus* на территории Черноморского побережья Кавказа и Республики Абхазия. Нами отмечено расселение комаров этого вида до г. Анапа (август 2018 года), а так же подтверждается расширение ареала в северном направлении (Федорова, 2018) до г. Майкопа (Республика Адыгея). Впервые обнаружены комары *Aedes albopictus* в городах Крымск, Белореченск и Краснодар Краснодарского края, и в поселках Каменномостский и Хамышки Республики Адыгея.

Следует отметить, что расселение *Aedes albopictus* происходит не только вдоль берега Черного моря, но так же и в северном направлении в сторону от побережья.

Биотопы, где были собраны *Aedes albopictus*, расположены в различных ландшафтных поясах Северо-Западного Кавказа и Закавказья. Так прибрежные города Анапа, Новороссийск, Сочи, Гагры, Сухум находятся на уровне моря (9 – 30 м над ур.м.). В поясе приморской растительности (100-300 м над уровнем моря) на южном макросклоне Западного Кавказа расположены курортные поселки: Абрау, Южная Озереевка, Мысхако (Краснодарский край), а так же Мысра, Баслата, Каман (Республика Абхазия). Города Хадыженск, Апшеронск, Белореченск (Краснодарский край), Майкоп (Республика Адыгея) расположены в таком же высотном диапазоне (100-300 м над уровнем моря) на северном макросклоне Западного Кавказа в ландшафтной зоне лесостепи. Имаго кровососущих комаров *Aedes albopictus* были найдены так же в горной местности Западного Кавказа (пояс субтропического леса: 300-600 м над уровнем моря) – поселок Красная Поляна (540 м над уровнем моря) и в высотном поясе лесостепи – поселки Каменомостский и Хамышки Республики Адыгея (400 и 570 м над уровнем моря соответственно).

Таким образом, ареал комаров *Aedes albopictus* в настоящее время расширяется по территории Западного Кавказа и Закавказья (Республика Абхазия) как в западном (по побережью

Черного моря до города Анапа), так и в северном направлении. Крайними населенными пунктами обнаружения комаров этого вида к северу от Черноморского побережья являются города Краснодар и Майкоп. Расселяются комары *Aedes albopictus* так же по северному и южному макросклонам Главного Кавказского хребта до высоты 600 м над уровнем моря.

В связи с расширением ареала комаров вида *Aedes albopictus*, являющегося эффективным переносчиком опасных для человека лихорадок, необходим постоянный мониторинг данных территорий на наличие эпидемически значимых кровососущих комаров.

Ефременко Д.В., Ефременко В.И.

БИОЛОГИЧЕСКИЕ ФАКТОРЫ ЭПИДЕМИЧЕСКОГО ПРОЦЕССА В ГОРОДЕ-КУРОРТЕ СОЧИ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

В субтропической зоне Краснодарского края сформирована стойкая биоценотическая структура истинных эндемий, характеризующихся проявлениями эпидемического процесса с преимущественно спорадической заболеваемостью, таких как болезнь Лайма, геморрагическая лихорадка с почечным синдромом (ГЛПС), лептоспироз, кишечный иерсиниоз, псевдотуберкулез.

В рамках мониторинга клещевых инфекций в регионе определен высокий процент зараженности иксодовых клещей *Borrelia burgdorferi* s.l. В 2016 г. в Краснодарском крае из 155 положительных пулов на наличие возбудителя клещевого боррелиоза, на долю города-курорта Сочи приходилось 24,5 % (38 пулов). Эпизоотологическое обследование территории на наличие возбудителей гранулоцитарного анаплазмоза человека (ГАЧ) и моноцитарного эрлихиоза человека (МЭЧ) выполняется с 2016 г. В семи пулах клещей, собранных в Хостинском районе была выявлена ДНК *Anaplasma phagocytophilum*, тогда как маркеры микроорганизмов из рода *Ehrlichia* обнаружены не были. Также проводятся исследования на наличие возбудителя клещевого энцефалита, но циркуляция вируса в регионе до сих пор не установлена. При лабораторном анализе иксодовых клещей, снятых с людей с лихорадкой неясной этиологии в период проведения Кубка конфедераций по футболу в 2017 г., были выявлены маркеры возбудителя болезни Лайма (в 2 пробах) и ГАЧ (в 1 пробе).

В 2015 - 2016 гг. проводилось обследование клещей на зараженность *Coxiella burnetii*. В результате маркеры возбудителя выявлены не были, что не исключает их обнаружение в дальнейшем, например, при заносе инфицированных клещей мигрирующими птицами.

Также в регионе необходима настороженность в отношении заболеваний из группы клещевых пятнистых лихорадок (КПЛ), в первую очередь марсельской лихорадки, вызываемых риккетсиями. В 2015 г. в Адлерском районе в полевом материале была обнаружена *Rickettsia helvetica*. Этот возбудитель инфекций из группы КПЛ распространен в некоторых европейских странах.

В рамках проведения эпизоотологического обследования и научно-исследовательской деятельности в городе-курорте Сочи и на приграничной территории также были выявлены возбудители целого ряда арбовирусных инфекций – Крымской геморрагической лихорадки, лихорадок Западного Нила, Синдбис, Батаи, Укуниеми, Калифорнийской серогруппы (Инко, Тягиня, зайца беляка).

В регионе для трансмиссивных инфекций в целом характерна сезонность с марта по ноябрь, связанная с жизненным циклом переносчиков. Максимальную эпидемиологическую значимость они приобретают в летние месяцы и до октября, когда Сочи посещает наибольшее число отдыхающих.

Основным резервуаром хантавирусов на территории города-курорта Сочи и в прилегающей местности является кавказская мышь. При изучении многолетней динамики численности этого животного в данном природном очаге отмечено, что их количество увеличивается от начала осени к концу весны и снижается в течение лета, в отличие от большинства других очагов, где положительная динамика наблюдается от весны к осени. При этом пики численности кавказской мыши могут быть в различные сезоны в зависимости от климатических условий. Таким образом, эпидемиологические риски по ГЛПС в регионе сохраняются в течение всего календарного года.

На изучаемой территории встречаются хантавирусы «Добрава» (генотип «Сочи», впервые выявлен в 2001 г.) и «Адлер» (впервые выявлен в 2008 г.). Данные гено- и биоварианты на настоящий момент циркулируют только в этом регионе. Вирусы «Добрава-Сочи» обладают повышенной вирулентностью, что обусловливает в ряде случаев тяжелое клиническое течение манифестной формы ГЛПС. Также установлена циркуляция в регионе хантавирусов «Добрава-Белград», «Тула» и «Пуумала». При этом маркеры двух последних вариантов определялись преимущественно у серых полевок.

Из инфекционных болезней, общих для человека и животных, основным источником которых служат грызуны, в городе-курорте Сочи встречаются лептоспироз, псевдотуберкулез и кишечный иерсиниоз. Заболеваемость этими инфекциями имеет спорадический, редко вспышечный характер, регистрируется круглогодично с пиковыми показателями, как правило, в осенние месяцы.

В ходе эпизоотологического мониторинга установлена циркуляция возбудителя лептоспироза на территориях Адлерского и Лазаревского районов города-курорта Сочи в популяциях грызунов различных видов, однако по результатам исследований, доминирующим носителем определена полевая мышь. Начиная с 2015 г. грызунов, отловленных в Сочи и на прилегающей к городу территории Туапсинского района, регулярно обследуют на наличие возбудителя кишечного иерсиниоза. Положительные находки регистрируются ежегодно, в качестве источников инфекции подтверждена значимость кавказской мыши, малой лесной мыши, полевой мыши и домовой мыши. В 2014 г. наличие маркеров возбудителя псевдотуберкулеза выявлено в крови у двух особей вида малая лесная мышь, пойманных на территории города.

Из других природно-очаговых инфекций непосредственно на территории города сохраняется опасность заболевания людей бешенством, что связано с циркуляцией вируса в популяции красных лисиц с вовлечением в эпизоотический процесс домашних и диких животных. В частности, в 2014 г. в городе-курорте Сочи выявлен один неблагополучный пункт по бешенству среди кошек.

Во время летнего сезона обостряется ситуация по острым кишечным инфекциям (ОКИ) и энтеровирусной инфекции. Этим заболеваниям более подвержен детский контингент, что связанно с высокой коммуникабельностью, пренебрежением к санитарным нормам и несформированным до конца иммунитетом у данной возрастной группы. В организованных коллективах отдыха заболеваемость зачастую приобретает вспышечный характер. Напряженная обстановка по инфекциям вирусной этиологии связана с санитарным состоянием некоторых объектов окружающей среды в регионе. В частности, в ряде территорий города-курорта Сочи функционирует ливневая система канализации, ее стоки выходят в море в непосредственной близости от пляжей и зон отдыха. Глубоководные выпуски некоторых очистных сооружений не соответствуют по своей протяженности современным нормам. Это приводит к загрязнению моря в прибрежной зоне. Также эпидемиологическую значимость имеет занос инфекций, отличающихся высокой контагиозностью, с других территорий прибывающими инфицированными лицами, в результате чего происходит распространение болезней среди местного населения и отдыхающих. В целом интенсивность эпидемического процесса по ОКИ значительно превышает среднемноголетние показатели в Российской Федерации. Сложившаяся ситуация требует эффективных управленческих решений в области улучшения условий городской среды, выявления и этиологической расшифровки случаев заболевания для своевременного предот-

вращения дальнейшей передачи возбудителя, а также повышения санитарно-гигиенической культуры у жителей и гостей Сочи.

Заболеваемость острыми респираторными вирусными инфекциями (ОРВИ) ниже, чем в целом по России, но выше краевых показателей. Также краевые значения существенно превосходит заболеваемость в городе-курорте Сочи внебольничными пневмониями. Эпидемический процесс по инфекциям, управляемым средствами специфической профилактики, несмотря на высокие относительно среднероссийских показатели охвата населения прививками, поддерживается за счет не привитых и лиц, не имеющих сведений о проведенном курсе специфической иммунизации.

Среди социально значимых инфекций по уровню заболеваемости на первое место, опередив туберкулез, вышла болезнь, вызванная вирусом иммунодефицита человека (ВИЧ) – пиковые значения были достигнуты в 2015 г., после чего в течение последних трех лет демонстрируется последовательное умеренное снижение интенсивности эпидемического процесса. Заболеваемость ВИЧ по городу-курорту Сочи статистически достоверно превышает соответствующие показатели по Краснодарскому краю и в целом по России. Значения кумулятивной инцидентности по туберкулезной инфекции, напротив, в последние годы стабильно снижаются.

Таким образом, важными биологическими факторами (причинами) эпидемического процесса, определяющими эпидемиологические риски в городе-курорте Сочи, являются: наличие стойкой биоценотической структуры истинных эндемий – болезнь Лайма, ГЛПС, лептоспироз, кишечный иерсиниоз и псевдотуберкулез; циркуляция возбудителей ряда арбовирусных инфекций, ГАЧ, КПЛ; циркуляция вируса бешенства в популяции красных лисиц с угрозой вовлечения в эпизоотический процесс домашних и диких животных; обострение эпидемиологической обстановки в летний сезон по ОКИ вирусной этиологии и энтеровирусной инфекции; высокая интенсивность эпидемического процесса относительно показателей по Краснодарскому краю по ОКИ, ОРВИ, внебольничным пневмониям; возрастающая интенсивность эпидемического процесса по ВИЧ и снижение уровня заболеваемости туберкулезом.

Ефременко Д.В., Ефременко В.И.

СОЦИАЛЬНЫЕ И ПРИРОДНЫЕ ФАКТОРЫ ЭПИДЕМИЧЕСКОГО ПРОЦЕССА В ГОРОДЕ-КУРОРТЕ СОЧИ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Сочи – относительно молодой город, урабанизационный процесс в котором начал формироваться только в середине шестидесятых годов девятнадцатого столетия. В настоящее время в результате внешней миграции и повышения рождаемости наблюдается стабильная положительная динамика изменения численности населения, что также связано с благоприятными для проживания климатическими условиями и наличием свободных рабочих мест. Территория города разделена на четыре района – Лазаревский, Центральный, Хостинский, Адлерский (с севера на юг), к которым административно относятся 1 поселок городского типа (Красная Поляна) и 11 сельских округов, совместно образующих муниципальное образование город-курорт Сочи. Численность населения по данным на 2018 г. – 424281 чел., в том числе мужское население составляет 46,3 %, женское – 53,7 %.

На территории Сочи расположен важный транспортный узел. Здесь сосредоточены международный аэропорт, семь железнодорожных вокзалов, два морских порта. В городе находятся четыре таможенных поста: «Аэропорт Сочи» (воздушный), «МАПП Адлер» (автомобильно-пешеходный на границе с Республикой Абхазия), Сочинский центральный (морской с филиалами в Центральном (2 шт.) и в Адлерском районах), «ЖДПП Адлер» (железнодорожный).

Город-курорт Сочи является всесезонным курортом. В последние годы наблюдается стабильная тенденция в сторону увеличения туристических потоков. Так, в 2016 г. его посетили 5,2 млн туристов, что на 5,9 % больше чем в предыдущем. Всего к 2016 г. в городе насчитывалось 705 классифицированных средств размещения, в том числе 618 гостиниц, 66 санаториев, 20 пансионатов и баз отдыха, 1 водолечебница. Их среднегодовая заполняемость составляла 77 %, но различалась по сезонам, преобладая с конца мая и до конца сентября.

По большинству социальных факторов (заработная плата, инвестиции в основной капитал, расходы на здравоохранение, доступность к получению медицинской помощи и др.), оказывающим существенное влияние на показатели здоровья населения и смертности, Сочи превосходит среднекраевые и среднероссийские значения. В последние годы наблюдается естественный прирост населения.

Показатель трудовой миграции, как внутренней, так и внешней, значительно превышает среднероссийское значение. Рабочая сила, прибывающая из субъектов РФ, занята преимущественно в сфере питания и сервисного обслуживания туристов, тогда как большая часть иностранцев занята в строительстве. Маятниковая трудовая миграция (в пределах Сочинской агломерации) выражена, прежде всего, по направлению в Центральный район, менее выражена по направлению в Адлерский район.

Состояние проблемы профилактики иммуноуправляемых инфекций в области ее практического решения в городе-курорте Сочи находится на достаточно высоком уровне относительно всей территории России. Доля привитого населения от туберкулеза и гепатита В в различных декретированных возрастных группах, как и в целом в отношении других инфекций из «Национального календаря профилактических прививок», в последние годы стабильно превышает среднекраевые и среднероссийские показатели. В результате эффективной работы с населением Краснодарский край и его отдельные административные территории занимают лидирующие позиции в стране по охвату прививками против гриппа (в сезоне 2016 - 2017 гг. этот показатель достиг 47,4 %). Охват прививками против кори в крае превышает регламентированные показатели в каждой декретированной возрастной группе. Доля вакцинированных детей в 2013 - 2015 гг. составляла около 99,8 %, тогда как показатель своевременного охвата (в 24 месяца) к 2015 г. достиг 99,6 %, ревакцинации – 99,2 %, привитого взрослого населения (в возрасте от 18 до 35 лет) – 99,9 %. Удельный вес своевременно привитых детей (в 24 месяца) и ревакцинированных от краснухи и от эпидемического паротита к 2015 г. увеличился до уровня 99,6 %. Показатель вакцинированных детей в возрасте 12 месяцев против коклюша и дифтерии составил 99,2 %, повторно вакцинированных в возрасте 24 месяца – 99,0 % и 98,9 % соответственно. Удельный вес иммунизированных от полиомиелита в возрасте 12 месяцев был на уровне 99,5 %, в 24 месяца – 99,1 %, в 14 лет – 99,8 %. Выполняемые объемы вакцинации в настоящее время против таких болезней как ветряная оспа, менингококковая, пневмококковая и ротавирусная инфекции не оказывают существенного влияния на эпидемический процесс в регионе. Несмотря на это, доля охвата целевых категорий соответствующими прививками по годам неуклонно растет, приобретая всю большую эпидемиологическую значимость.

Общая площадь города-курорта Сочи составляет 3502 км^2, плотность населения к 2013 г. достигла 127 чел./км^2 (в Центральном районе – 4743 чел./км^2). Под населенные пункты отводится всего 8,1 % земельного фонда, тогда как 81 % территории приходится на особо охраняемые объекты – Сочинский национальный парк, Сочинский общереспубликанский государственный природный заказник, Кавказский государственный природный биосферный заповедник. Общая протяженность береговой линии Черного моря составляет около 145 км. На расстоянии 30-50 км находятся вершины Главного Кавказского хребта (2000-3500 м над уровнем моря), от которого в сторону города отходит ряд поперечно расположенных хребтов, создавая сложный рельеф территории, характеризующийся большим количеством ущелий и долин, образующих русла рек, протекающих по направлению к Черному морю. Ландшафт прибрежной зоны отличается наличием небольших покатых горных вершин и холмистых возвышенностей преимущественно с обильной растительностью.

Географические особенности расположения города определяют существование нескольких

природно-климатических зон в его границах: до 200 м над уровнем моря – прибрежная зона (где проживает абсолютное большинство жителей города и расположено основное количество классифицированных средств размещения); 201-600 м – предгорная зона; 601-1000 м – среднегорная зона; 1001-1700 м – высокогорная зона; 1701-1800 м – альпийская зона. Формирование климата происходит под влиянием теплого эффекта Черного моря и защитного эффекта Главного Кавказского хребта, ограничивающего вторжение холодных воздушных масс с северного и восточного направлений в зимний период. Климат прибрежной зоны (ширина 450-2000 м) влажный субтропический.

Благоприятные ландшафтно-географические и климатические условия (абиотические факторы) предопределяют существование различных биоценотических систем и разнообразие флоры и фауны. Несмотря на действующую национальную стратегию сохранения естественных эволюционно сложившихся фаунистических комплексов в регионе, антропогенное влияние на них неуклонно увеличивается. На ранее не освоенных территориях строятся инфраструктурные и жилые объекты, появляются новые рекреационные зоны и туристические маршруты. Организация большого количества массовых международных мероприятий в последние годы только ускорила данный процесс. Человек, активно воздействуя на биоценотическую структуру истинных эндемий, характерных для региона, способен существенно изменить сложившуюся многолетнюю динамику эпидемического процесса.

Среди региональных биотических факторов следует отметить многообразие видового состава кровососущих членистоногих (клещей, комаров, слепней и др.), диких и синантропных грызунов, наличие миграционных маршрутов перелетных птиц. Как следствие в Сочи сформированы природные очаги таких инфекций как болезнь Лайма, ГЛПС, лептоспироз, кишечный иерсиниоз, псевдотуберкулез. Также установлена циркуляция возбудителей ряда арбовирусных и других трансмиссивных болезней.

Природные и социальные факторы формируют условия развития эпидемического процесса в регионе, и определяют особенности эпидемиологической обстановки. Высокая плотность населения в зонах проживания и рекреации (особенно в летний сезон) и, как следствие, дополнительные нагрузки на объекты жизнеобеспечения создают соответствующие условия для реализации механизмов передачи возбудителей. Показатель заболеваемости инфекционными и паразитарными болезнями в городе-курорте Сочи стабильно превышает среднекраевые значения. Это может быть связано с рядом причин. Среди них стоит отметить большое количество туристов, посещающих город, легальных и нелегальных рабочих мигрантов, которые не учитываются в цифрах официальной статистики численности населения, но обращаются за медицинской помощью. Сочи занимает лидирующие позиции в РФ по показателю миграционной нагрузки. Изменение климатических и бытовых условий, а в некоторых случаях и часовых поясов может отрицательно сказываться на иммунной системе приезжающих, в период акклиматизации приводить к повышенной восприимчивости к различным болезням. Также в данном аспекте определенное значение имеет доступность медицинской помощи для населения, наличие достаточного количества квалифицированных специалистов, амбулаторий и койко-мест в инфекционных стационарах города, что ведет к уменьшению случаев неоказания необходимых услуг и самолечения, в результате увеличивая общую статистику обращения граждан.

Захарова И.Б., Кузютина Ю.А., Тетерятникова Н.Н., Васильева К.В., Топорков А.В., Викторов Д.В.

МЕЛИОИДОЗ И САП – СОВРЕМЕННОЕ СОСТОЯНИЕ ПРОБЛЕМЫ

ФКУЗ Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора,
Волгоград, Россия

Мелиоидоз и сап – опасные инфекционные заболевания людей и животных. Возбудители обеих инфекций (*Burkholderia pseudomallei* и *B. mallei*, соответственно) способны выживать, персистировать и размножаться в различных типах клеток млекопитающих, включая фагоцитирующие [Lazar Adler et al., 2016]. Оба микроорганизма обладают высокой естественной резистентностью к большинству антибиотиков [Dance, 2014; Cummings and Slayden, 2017]. Более того, описаны многочисленные факты быстрого развития устойчивости к рекомендуемым препаратам в процессе лечения, что значительно сокращает достаточно короткий перечень эффективных средств терапии. Несмотря на значительные успехи в изучении особенностей патогенеза инфекций и многочисленные исследования по созданию вакцин [Titball et al., 2017], средства специфической профилактики для мелиоидоза и сапа отсутствуют [Wiersinga et al., 2018]. Аэрогенное заражение, как правило, ведет к фатальному исходу, в связи с чем возбудители мелиоидоза и сапа относятся ко второй группе патогенных для человека микроорганизмов и категории «В» потенциальных средств биотеррора [Онищенко и др., 2016; Gilad et al., 2007].

Сап – известный с древних времен антропозооноз, имевший в исторической перспективе глобальное распространение и ликвидированный в странах Северной Америки, Европы и в СССР лишь к середине XX века. Заболевание характеризуется летальностью до 95% в отсутствии специфического лечения и до 50 % при антибиотикотерапии. Резервуаром и основным источником инфекции для человека являются больные животные, преимущественно непарнокопытные (лошади, ослы, мулы, верблюды) [Elschner et al., 2017].

За последние 20 лет зарегистрировано всего два случая заболевания людей сапом: в результате внутрилабораторного заражения (2000 г., США) [Srinivasan et al., 2001] и в 2017 г. – заражение фермера от больной лошади в Бразилии (ProMED-mail Archive Number 20170824.5272067).

Эндемичными по сапу лошадей официально объявлены Иран и Бразилия, сап животных встречается в ряде стран Ближнего и Среднего Востока, Азии, Центральной и Южной Америк, среди которых сопредельные с Россией Монголия, Турция и Китай. В Российской Федерации в Читинской области отмечены вспышки сапа лошадей в 2007 и 2013 гг. (по данным OIE http://www.oie.int/wahis_2/public/wahid.php/Diseaseinformation). В последние 10 лет в мире наблюдается тенденция к увеличению числа вспышек сапа среди породистых лошадей и других непарнокопытных. Наибольшее количество зарегистрированных в OIE вспышек за период с 2009 по 2018 гг. приходится на Иран (242, пораженных особей – 541), Индию (143/339) и Бразилию (105/253). Причиной всех современных зарегистрированных завозных случаев сапа животных в Европе и Северной Америке являлся импорт инфицированных особей, то есть, потенциальный риск завоза сапа в свободные от этой инфекции регионы получает реальные подтверждения. В странах, где сап был искоренен многие десятилетия назад, случаи заражения местного поголовья животных могут быть своевременно не распознаны, что создает опасность заражения людей и реинтродукции инфекции. Регламентированные методы контроля на таможенной границе Евразийского экономического союза инфицированности животных сапом – тест «малеиновая проба», РСК, РА с сапным антигеном недостаточно надежны и часто показывают ложно негативный результат, что позже было установлено при вскрытии трупов животных и методом ПЦР [Elschner et al., 2017]. В связи с этим, перечень регламентированных средств контроля целесообразно дополнить быстрыми и более точными генодиагностическими методами.

Мелиоидоз распространен в тропических и субтропических областях Южной и Юго-Восточной Азии, Западной и Центральной Африки, Южной и Центральной Америк, а также

в Северо-Восточной Австралии, где возбудитель входит в состав микробиоты почвы и воды стоячих водоемов [Limmathurotsakul et al., 2016].

Поскольку случаи мелиоидоза в большинстве стран мира не подлежат уведомлению и нет официальной статистики, реальный уровень заболеваемости населения и смертности от этой инфекции в мире неизвестен. По аналитическим оценкам, глобальное бремя мелиоидоза составляет 165 000 (доверительный интервал 68 000–412 000) случаев мелиоидоза в год, при уровне смертности, достигающем 58 %, что сопоставимо со смертностью от кори [Limmathurotsakul et al., 2016]. Австралия, Бруней и Сингапур имеют сопоставимые с оценками данные национального эпиднадзора. Данные Таиланда по заболеваемости и смертности за 2017 год ниже оценочных. Причины такого расхождения, по официальным данным, обусловлены быстрой смертью пациентов до установления диагноза, а также ошибочной диагностикой инфекции, связанной с неверной идентификацией возбудителя [Annual Epidemiological Surveillance Report 2017, Thailand].

Диагностика мелиоидоза на основании только клинических данных невозможна в силу значительного полиморфизма проявления инфекции. Сложности есть и в лабораторной диагностике заболевания, в которой, несмотря на многообразие существующих методов, остается ряд проблемных вопросов. Отсутствие сероконверсии в 30% случаев мелиоидоза определяет неоднозначность результатов иммунодиагностики. Характерная для *B. pseudomallei* так называемая I-диссоциация, межштаммовая вариабельность морфологии колоний и невысокая скорость роста значительно затрудняют распознавание патогена при исследовании материала из нестерильных сайтов, особенно при отсутствии соответствующего опыта. Способность переходить в жизнеспособное, но некультивируемое состояние [Inglis and Sagripanti, 2006] делает патоген невыявляемым методами классической бактериологии и, вероятно, является одной из причин невысокой диагностической эффективности (60,2 %) метода выделения культуры [Limmathurotsakul, 2010]. Применение коммерческих биохимических анализаторов значительно ускорило идентификацию возбудителя, однако следует учитывать, что около 15 % штаммов *B. pseudomallei* определяются неверно [Kiratisin et al., 2007; Podin et al., 2013; Zakharova et al., 2018]. Показаны отличные результаты идентификации *B. pseudomallei* методом MALDI-ToF с использованием внутриучрежденческих баз данных эталонных масс-спектров [Suttisunhakul et al., 2017], но в коммерческих базах данных эталонные масс-спектры для буркхольдерий комплекса «*pseudomallei*» либо отсутствуют, либо представлены недостаточно. Методы ПЦР-диагностики также не исключают вероятности получения ложных результатов из-за высокой частоты геномных рекомбинаций [Spring-Pearson et al., 2015; Price et al., 2017]. В связи с этим, рекомендуется тестирование не менее двух генетических локусов, а в сложных случаях верификация результата методом МЛСТ.

В рамках деятельности Референс-центра по мониторингу за возбудителями мелиоидоза и сапа специалистами ФКУЗ Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора разработаны и зарегистрированы современные иммуно- и генодиагностические тест-системы для исследования объектов, подозрительных на зараженность возбудителями мелиоидоза и сапа [Лемасова и др., 2016; Zakharova et al., 2017]; определен набор ключевых тестов, влияющих на корректность идентификации *B. pseudomallei* системой Vitek 2 GN [Zakharova et al., 2018]; разработан методологический подход к идентификации *B. pseudomallei* и *B. mallei* методом MALDI-ToF [Лопастейская и др., 2016], полученный набор эталонных масс-спектров вошел в зарегистрированную базу данных «Белковые профили масс-спектров микроорганизмов I-II групп патогенности для программы MALDI Biotyper».

Зинич Л.С., Коваленко И.С., Тихонов С.Н.

ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ ЗНАЧИМОСТЬ ЦИРКУЛИРУЮЩИХ В РЕСПУБЛИКЕ КРЫМ ХАНТАВИРУСОВ

ФГКУЗ «ПЧС Республики Крым» Роспотребнадзора,
Симферополь, Россия

В Европейской части России выявлена циркуляция трех патогенных для человека серотипов хантавирусов: *Puumala, Hantaan, Dobrava (Belgrad, Kurkino, Sochi)*. Кроме того, широко распространен непатогенный для человека серотип хантавируса *Tula*.

Изучение геморрагической лихорадки с почечным синдромом (ГЛПС) Крыму в 1985 - 1989 гг. не показало сходства ни с одним из патогенных серотипов, и на том этапе изучения эпидемиологическая значимость циркулирующих хантавирусов не была определена окончательно, однако было сформулировано предположение, что циркулирующие в Крыму среди полевок рода *Microtus* штаммы хантавирусов, не имеют этиологической значимости в структуре заболеваемости ГЛПС. Системный мониторинг природных очагов ГЛПС в Крыму начался с 2015 года. При проведении мониторинга циркуляции хантавирусов в объектах окружающей среды полуострова Крым в течение 2015 - 2018 гг. положительные на наличие хантавирусов находки (метод ТИФА, 2016 г.) выявлены у 15 грызунов, относящихся к 4 видам: *Sylvaemus witherbiy, Crocidura suaveolens, Microtus socialis, Mus musculus,* которые не являются основными резервуарами патогенных хантавирусов для региона Евразии.

Несмотря на наличие природных очагов и выявленной циркуляции хантавирусов на территории Крымского полуострова, в официальной статистике за период статистического наблюдения с 1985 по 2018 гг. местные случаи заболевания людей ГЛПС не зарегистрированы. Для определения иммунной прослойки в 2015-2016 гг. был проведен скрининг здорового населения на наличие IgG к хантавирусам. Был осуществлен отбор материала из 15 административных территорий. Всего из обследованных 1508 человек имели антитела (IgG) к хантавирусам 0,4 %. Иммунные к хантавирусам лица выявлены в 6 регионах: в гг. Бахчисарай, Судак, в Кировском, Красногвардейском, Нижнегорском, Советском районах. Учитывая, что заболеваемость геморрагической лихорадкой с почечным синдромом у местных жителей не регистрируется, обнаружение антител у практически здоровых людей может свидетельствовать о не диагностированном эпидемическом процессе или о естественной иммунизации населения. В 2017 г. в Республике Крым был зарегистрирован 1 завозной случай заболевания ГЛПС у туриста, прибывшего в г. Ялту из г. Рязани. Диагноз лабораторно подтверждён лабораторией ФГКУЗ «Противочумная станция Республики Крым» Роспотребнадзора. С использованием метода ИФА в сыворотке крови больного были выявлены антитела IgM в титре 1:800 и IgG в титре 1:3200, а также выявлен антиген хантавирусов.

Для подтверждения положительных находок и определения эпидемиологической значимости циркулирующих возбудителей в Республике Крым все полученные за 3 года пробы положительные на наличие хантавирусов: суспензии легких мышевидных грызунов, сыворотки крови доноров, сыворотки крови больного (завоз из Рязани) были в 2017 г. отправлены в Референс-центр по мониторингу за возбудителем ГЛПС (Институт полиомиелита и вирусных энцефалитов им. М.П. Чумакова РАН)[1]. В Референс-центре биоматериал от мелких млекопитающих с целью поиска антигена хантавируса был исследован методом прямого ИФА. Сыворотки крови людей для определения IgM и IgG к хантавирусу – возбудителю ГЛПС (серотипы *Puumala, Hantaan,*) были исследованы с помощью непрямого метода флюоресцирующих антител (АТ (МФА), который остается стандартом при сравнении специфичности и чувствительности вновь создаваемых диагностических препаратов для серодиагностики ГЛПС. Результаты исследований Референс-центра по мониторингу за возбудителем ГЛПС подтвердили наличие антител к патогенному для человека хантавирусу серотипа *Puumala* только в 2-х сыворотках

[1]В соответствии с приказом №1112 от 01.12.2017 г. в качестве референс-центра по ГЛПС определен ФБУН «Казанский научно-исследовательский институт эпидемиологии и микробиологии» Роспотребнадзора

крови больного, заражение которого произошло в г. Рязани. Сыворотки крови доноров не получили подтверждения наличия антител к патогенным для человека серотипам хантавируса *Puumala, Hantaan, Dobrava*. В биологическом материале от мышевидных грызунов антиген патогенных для человека серотипов хантавируса не выявлен.

Таким образом, в природных очагах на территории Республики Крым в 2015-2018 гг. установлена циркуляция хантавирусов, которые не относятся к патогенным для человека серотипам Puumala, Hantaan, Dobrava. Обнаружение серопозитивных доноров свидетельствует о естественной иммунизации населения, вызванной циркуляцией непатогенного для человека хантавируса серотипа Tula, либо другого серотипа, что требует продолжения изучения.

Калинкина Е.В.[1], Евстафьев И. Л.[1], Мутных Е.С.[2,3], Товпинец Н.Н.[1], Самодед Т.Н.[1], Ракитов А.Л.[1]

ОЧАГИ ТУЛЯРЕМИИ В ТАМБОВСКОЙ ОБЛАСТИ И РЕСПУБЛИКЕ КРЫМ: СРАВНИТЕЛЬНЫЙ АСПЕКТ

[1] ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Республике Крым и городе федерального значения Севастополе», Симферополь, Россия;
[2] ФГБНУ «Институт общей генетики им Н.И. Вавилова» РАН,
[3]Российский экономический университет им Г.В. Плеханова, Москва, Россия

Туляремия – природно-очаговое заболевание, официальная регистрация которого введена в СССР с 1941 года. Ареал возбудителя туляремии *Francisella tularensis* охватывает практически все регионы Российской Федерации, а природные очаги приурочены к разнообразным ландшафтам и распространены в различных природно-климатических зонах.

Природные очаги туляремии активны как на территории Тамбовской области, расположенной в центральной части ареала возбудителя, так и на Крымском полуострове, который находится на юге ареала этой инфекции, и в значительной степени изолирован от основной части ареала. Тамбовская область расположена в южной части Восточно-Европейской равнины, занимая центральную часть Окско-Донской низменности. Ее рельеф пологоволнистый, расчлененный балками и оврагами. Территория Крыма представляет из себя своеобразный «остров», северная часть которого имеет равнинный или слабо холмистый характер, а юг полуострова занимают Крымские горы. Большая часть территории Тамбовской области, как и Степного Крыма распахана.

Именно такое географическое положение обусловило деление Тамбовской области по природно-климатическим условиям на две части, северная часть отнесена к северной лесостепи, а южная часть – к типичной лесостепи. Условная граница имеет широтную направленность и проходит примерно по г. Тамбов. Равнинную часть Крымского полуострова (включая Керченский полуостров) занимает степная зона, а южную – горно-лесная. При этом, в настоящее время большую часть территории Тамбовской области и Равнинного Крыма занимают поля сельхозкультур, по периметру которых высажены лесополосы из различных древесных пород. Разнообразие различных биотопов и ландшафтов на фоне различных мезоклиматических условий обусловило формирование в рассматриваемых регионах весьма своеобразных природных очагов туляремии, кардинально отличающихся комплексом хранителей возбудителей и особенностями эпизоотического процесса.

Роль резервуара и источника инфекции в пределах ареала туляремии играют различные, как правило, фоновые и наиболее многочисленные, виды мелких млекопитающих. При этом, основная роль в развитии и поддержании эпизоотий туляремии принадлежит. главным обра-

зом. видам I группы чувствительности: обыкновенным, рыжим и водяным полевкам; лесной, желтогорлой и домовой мышам, зайцам, землеройкам и некоторым другим. Именно эти животные способны обеспечить наиболее эффективную передачу возбудителя за счет интенсивного размножения туляремийного микроба в их организме и последующего выделения его в окружающую среду.

Основу териокомплексов природных очагов Тамбовской области составляют рыжая, водяная и восточноевропейская полевки, полевая, малая лесная, желтогорлая мыши, ондатра, обыкновенная и малая бурозубки. В природных очагах туляремии Степного Крыма основу териокомплекса составляют общественная полевка *Microtus socialis*, степная *Sylvaemus witherbyi*, домовая *Mus musculus* и курганчиковая *M. spicilegus* мыши, а также малая и белобрюхая *Crocidura leucodon* белозубки. В природных очагах туляремии в Горном Крыму другой комплекс мелких млекопитающих: «обыкновенная» полевка *Microtus obscurus*, малая лесная *S. uralensis* и желтогорлая мыши *S. flavicollis*, малая белозубка *C. suaveolens*; определенную роль в функционировании очагов туляремии в предгорных районах могут играть степная, домовая и курганчиковая мыши, малая белозубка.

В структурно-функциональную экопаразитарную систему природного очага туляремии кроме популяции возбудителя и млекопитающих – хранителей возбудителей, входят и специфические переносчики туляремии – иксодовые клещи. В Тамбовской области в эпизоотическом процессе участвуют клещи *Dermacentor marginatus*, в степном Крыму это *D. marginatus*, *Hyalloma marginatum, Haemaphysalis parva*, в горно-лесном – *Ixodes ricinus, D. marginatus, D.reticulatus, H. marginatum.*

В зависимости от структуры и ландшафтной приуроченности выделяют 6 основных ландшафтных типов природных очагов туляремии. Из них на территории Тамбовской области зарегистрированы очаги: пойменно-болотного, луго-полевого и лесного типов, которые можно отнести к арвиколярному типу (болотно-озерно-ручейному); на Крымском полуострове – очаги степного (в степной зоне) и лесного (в горно-лесной зоне) типов. Природные очаги имеют сложную биоценотическую структуру, отличаются длительностью существования, стойкостью и способностью проявлять активность через много лет эпидемического и эпизоотического спокойствия.

Человек вовлекается в эпизоотический процесс и заражается возбудителем туляремией в результате прямого контакта с инфицированными животными, алиментарным путем через инфицированные грызунами пищевые продукты и воду, а также трансмиссивным путем через укусы кровососущих членистоногих-переносчиков.

Наиболее массовые вспышки заболеваемости людей регистрировались в пределах ареала туляремии в 40-е годы прошлого века, когда на территории бывшего СССР выявлялось до 100-140 тысяч случаев заболевания туляремией среди населения страны. В эти годы зарегистрированы первые случаи массового заболевания людей туляремией на территории Тамбовской области (более 70 тысяч человек) и Республики Крым (на территории Керченского полуострова и прилежащих территориях заболело 252 человека). В дальнейшем, благодаря проводимой массовой иммунизация населения против туляремии, удалось кардинально снизить заболеваемость людей. Но, несмотря на это, туляремия остается актуальной проблемой, так как проявляется нерегулярной спорадической заболеваемостью и редкими эпидемическими вспышками.

В последние десятилетия на территории Тамбовской области точки выделения культур и места находок туляремийного антигена приурочены к околоводным ландшафтам, чаще всего расположенным в дельтах рек и рядом с водоёмами. Здесь и формируются экопаразитарные системы природных очагов туляремии с разнообразным комплексом хранителей и переносчиков возбудителя и находятся стойкие ядра очаговости.

На территории Тамбовской области за время эпизоотологического мониторинга на протяжение последних 50-ти лет из различных объектов внешней среды изолировано 95 культур возбудителя туляремии: первые – в 1975 г., последние в 2003 и 2006 гг. В Крыму выделена 161 культура туляремии с 1978 по 2003 гг; больные (всего 25 чел.) регистрировались с 1981 по 2016 гг.

Регулярно проводимый мониторинг туляремии на территории Тамбовской области и Крыма показал, что периодически имеют место находки антител к возбудителю инфекции среди мелких млекопитающих, туляремийного антигена в иксодовых клещах и в полевом материале: объектах внешней среды и погадках хищных птиц.

Полученные данные на территориях Республики Крым и Тамбовской области, являющихся эндемичными по туляремии, позволяют констатировать весьма напряженную эпидемическую и эпизоотическую ситуация по данной инфекции. Существование и определенную активность природных очагов туляремии на отмеченных территориях обеспечивает комплекс ее носителей, которые одновременно являются прокормителями паразитических членистоногих, выступающих в роли переносчиков и, которые в целом и обеспечивают функционирование очагов и постоянную циркуляцию здесь возбудителя туляремии.

Котти Б. К.

ПЕРЕНОСЧИКИ В ПОЛЕВОЧЬИХ ОЧАГАХ ЧУМЫ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора,
Ставрополь, Россия

В степной и пустынной природных зонах на территории России и сопредельных стран обитают блохи 266 видов (Котти, 2016). Природные очаги чумы полевочьего типа распространены в этих государствах на Кавказе, в Средней и Центральной Азии (Онищенко и др., 2004; Адъяасурэн и др., 2014; Кутырев, Попова, 2016).

Целью работы является составление обзора сведений и обсуждение роли, которую играют блохи в природных очагах чумы полевочьего типа на территории России и соседних стран.

Оценивая значение вида членистоногого в эпизоотическом процессе, считают основным того переносчика, который имеет ведущее значение в трансмиссивном пути циркуляции возбудителя в данном очаге, а второстепенным – переносчика, имеющего подчиненное по отношению к основному значение (Крючечников, 1983).

Роль каждого вида блох в природном очаге чумы может быть характеризована по совокупности данных о паразитировании на основных носителях чумы, частоте и регулярности встреч зараженных возбудителем чумы особей в природе, сезонности существования и продолжительности жизни имаго, уровне численности блох, их способности заражаться, хранить микроб и передавать его здоровым зверькам своими укусами (Куницкий, 1962; Новокрещенова, 1974; Косминский, 1976).

Полевки, являющиеся основными носителями чумы в Закавказском высокогорном, Восточно-Кавказском высокогорном, Гиссарском высокогорном и Джунгарском высокогорном (смешанного типа) природных очагах, относятся к роду *Microtus*. Это обыкновенная полевка (*M. arvalis*) на Кавказе, арчовая полевка – *M. carruthersi* на Памиро-Алае и киргизская полевка *Microtus kirgizorum* в Джунгарском Алатау.

Массовые блохи обыкновенной полевки в Закавказском высокогорном очаге *Callopsylla caspia, Nosopsyllus consimilis, Frontopsylla caucasica*, *Amphipsylla rossica, Stenoponia ivanovi, Ctenophthalmus teres, C. wladimiri*.

На территории Восточно-Кавказкого высокогорного очага это: *Amalaraeus dissimilis, Callopsylla caspia, N. consimilis, Megabothris turbidus, F. caucasica, Amphipsylla rossica, Stenoponia ivanovi, Ctenophthalmus intermedius*.

Среди блох арчовой полевки в Гиссарском высокогорном очаге к массовым паразитам относят *Callopsylla caspia, F. glabra, Amphipsylla phaiomydis*.

В Джунгарском высокогорном очаге чумы массовые блохи киргизской полевки *N. consimilis, F. elata, Ctenophthalmus assimilis*.

Таким образом, в природных очагах полевочьего типа регулярно паразитируют на основных носителях чумы блохи 14 видов из 8 родов: *Ctenophthalmus* – 4 вида, *Frontopsylla* – 3, *Amphipsylla* – 2 вида, *Amalaraeus*, *Callopsylla*, *Nosopsyllus, Megabothris*, *Stenoponia* - по одному. Для всех этих блох установлена естественная зараженность возбудителем чумы в природе (Гончаров и др., 2013).

Типы паразитизма членистоногих – это особенности их временных, пространственных и трофических связей (Балашов, 2009). Сведения о характере паразитизма имеются для многих видов блох. В ряде случаев это не только данные о распределении имаго между хозяином и его убежищем, но и такие аспекты жизнедеятельности, как частота кровососаний и яйцекладок при разной температуре (Дарская и др., 1965; Дарская, Тифлов, 1972; Котти, 2014).

По характеру связи между прокормителем и его убежищами большинство блох относятся к гнездово-норовым паразитам с кратковременным питанием. Среди них есть представители двух морфоэкологических групп, отличающихся особенностями строения, физиологии, поведения, экологии (Ващенок, 1988; Медведев, 2005).

Одна группа включает виды, редко покидающие прокормителя и находящихся на нем большую часть жизни при питании до 4 раз в сутки, не утрачивая при этом способности свободно передвигаться и менять хозяина («блохи шерсти»). Они нуждаются в частом питании (Ващенок и др., 1985), у них стабильная яйцепродукция при разных температурных условиях обитания хозяина (Дарская и др., 1965), строгая зависимость обилия от динамики численности хозяев (Дарская и др., 1970; Lundqvist, 1987). Имаго имеют килевидную голову и удлиненную грудь с гибким соединением сегментов для быстрого перемещения в шерсти хозяина (Медведев, 2005). В полевочьих очагах два вида этой группы – представители рода *Amphipsylla*.

Другие виды пребывают на хозяине короткое время, необходимое только для приема пищи 1 – 2 раза в сутки («блохи гнезда»). Из блох полевок – переносчиков чумы – это виды родов *Stenoponia* и *Ctenophthalmus* (Брюханова, 1966, 1987; Куницкая и др., 1965).

Обе эти группы связаны между собой рядом промежуточных форм, среди которых виды родов *Amalaraeus, Callopsylla, Megabothris, Nosopsyllus* и *Frontopsylla* – паразиты полевок.

Следуя классификации блох по их способности к образованию «блока» преджелудка и связанной с этим возможностью передавать чуму (Ващенок, 1988), только *Callopsylla caspia* является активным переносчиком, *Nosopsyllus consimilis, Megabothris turbidus* и *Frontopsylla caucasica* – малоактивными переносчиками, а блохи *Amphipsylla rosica,* и *Stenoponia ivanovi* оказались неспособными к передаче чумы. Для *Ctenophthalmus intermedius* показана трансмиссия чумы «неблокированными» особями (Дегтярева и др., 1990).

Сезонные изменения в жизни блох определяются изменениями метеорологических факторов и жизни хозяев. У блох полевок в высокогорье имаго имеются в природе круглый год, причем обилие больше в холодный период, чем в теплый. Лето – период частого питания и интенсивного размножения. В холодное время года для большинства блох характерно снижение интенсивности яйцекладки, вплоть до полного прекращения (виды родов *Ctenophthalmus* и *Frontopsylla*). В период генеративного покоя значение этих видов в сохранении бактерии чумы увеличивается в связи с большой продолжительностью жизни покоящихся особей. Наряду с этим, уменьшается их роль в трансмиссии возбудителя, хотя передача чумы и возможна за счет более многочисленных, чем летом имаго.

Теплый период года (июль – сентябрь) – самое благоприятное время для трансмиссии чумы при высокой активности питания и размножения большинства особей блох нескольких видов.

Кузнецова И.А., Смелков С.Н., Сивков С.А., Коноплев В.И., Ширяева Н.И.

ТУЛЯРЕМИЯ В ВЕЛИКОУСТЮГСКОМ РАЙОНЕ ВОЛОГОДСКОЙ ОБЛАСТИ: ПРИЧИНЫ И УСЛОВИЯ ВОЗНИКНОВЕНИЯ, МЕРЫ ПРОФИЛАКТИКИ

Управления Роспотребнадзора по Вологодской области,
Вологда, Россия

Началу официальной регистрации туляремии в Великоустюгском районе Вологодской области положила водная вспышка ангинозно-бубонной формы заболевания 1950 года, в которой пострадал 31 человек. В 1957 году возникла трансмиссивная вспышка с количеством пострадавших 29 человек. В дальнейшем, с периодичностью в 7–10 лет, регистрировались только спорадические случаи туляремии.

Ситуация по заболеваемости туляремией осложнилась в 2005 году, когда было зарегистрировано 6 случаев. В 2009 году зарегистрировано 2 случая на территории города Красавино Великоустюгского района, в 2011 году – 1 случай на территории города Великий Устюг.

В течение 2012 года на территории Вологодской области было зарегистрировано 18 случаев туляремии (все в Великоустюгском районе), что составило 14% от всех случаев, зарегистрированных в Российской Федерации в указанный год. Резкое осложнение эпидемиологической ситуации по туляремии связано с регистрацией в августе-сентябре 2012 года вспышки среди населения, проживающего на территории городского поселения Красавино Великоустюгского района, с общим числом пострадавших 13 человек, в т. ч. 3 детей (численность населения г. Красавино в 2012 году составляла 6783 человека). Вспышка носила трансмиссивный характер: заболевания возникли после укусов кровососущих насекомых; форма заболевания – бубонная.

Далее заболеваемость регистрировалась только на спорадическом уровне: по одному случаю было выявлено в 2014 и 2016 годах, два случая – в 2018 году.

Причиной возникновения туляремии является активный природный очаг пойменно-болотного типа, расположенный вдоль рек Сухона и Малая Северная Двина и связанный с территорией Котласского района Архангельской области. Со стороны Великоустюгского района данный очаг проходит по территории 11 сельских поселений, городского поселения Красавино, а также затопляемой части города Великий Устюг. Постановлением главного государственного санитарного врача по Вологодской области от 13.11.2012 №11 указанные территории включены в «Перечень энзоотичных (эндемичных) по туляремии территорий Вологодской области».

Заболеваемость туляремией в Великоустюгском районе имеет выраженную летне-осеннюю сезонность, что связано с активизацией указанного природного очага.

Немаловажными факторами, способствующими поддержанию туляремийного очага в активном состоянии, является расположение города Великий Устюг в узле слияния рек Сухона и Юг, гидравлическое взаимодействие которых и образующиеся вследствие русловых процессов ледяные заторы на верхних 20 километрах Малой Северной Двины приводят к наводнениям территорий города Великий Устюг и Великоустюгского района. Вероятность наводнений в районе Великого Устюга составляет 0,28 (в среднем 1 раз в 3–4 года), при этом характер опасного гидрологического явления они приобретают 1 раз в 15 – 20 лет.

Вспышка туляремии 2012 года в городе Красавино была наиболее масштабной за последние годы. К эпидемиологическим особенностям данной вспышки можно отнести: наличие общего места предполагаемого заражения (территория городского поселения Красавино); трансмиссивный (инокулятивный) механизм заражения, связанный с укусами, летающими кровососущими членистоногими (во всех случаях установлена достоверная связь с выходом в природный очаг туляремии и укусами слепнями); схожей клинической картиной у заболевших (уплотнение в месте укуса членистоногим, развитие бубонов на 1-й – 5-й день заболевания, лихорадка до 38,0 -39,0 гр. С).

Важнейшими предпосылками возникновения вспышки явились: расположение города Красавино в границах активного природного очага, возникшем на территориях Великоустюг-

ского района Вологодской области и Котласского района Архангельской области, пойменно-болотный тип местности и сложившиеся летом 2012 года благоприятные погодные условия для выплода слепней – переносчиков возбудителя, а также крайне низкая (0,7%) привитость населения города Красавино против туляремии (фактически привитыми против туляремии были только 43 человека, 37 из которых проживает на затопляемой территории города).

Для локализации и предотвращения дальнейшего распространения вспышки была организована работа четырех прививочных бригад, открыто 2 дополнительных прививочных кабинета: по эпидемическим показаниям привито 2598 человек в том числе 598 детей – привитость жителей г. Красавино достигла показателя в 42,7 %; проведена сплошная дератизация на территории поселения на площади 54,05 га. Указанные выше противоэпидемические мероприятия, а также активная санитарно-просветительская работа, проведенные в целях локализации вспышки и предотвращения новых случаев, были эффективными, о чем свидетельствует отсутствие регистрации вспышечной заболеваемости последующие годы.

С целью контроля за циркуляцией возбудителя туляремии в природном очаге, принятия своевременных и адекватных мер, направленных на минимизацию рисков заражения людей, в 2013 - 2018 годах в рамках эпидемиологического мониторинга продолжен отбор и исследование проб из объектов внешней среды на наличие возбудителя туляремии или его антигена. В речной воде возбудитель обнаруживался в 2014-м (в 6,7 % проб), в 2016-м (в 10,7 % проб) и в 2017 (в 5,0 % проб) годах; в гнездах мелких млекопитающих обнаружено 4 положительных находки (по две в 2017 и в 2018 годах); в погадках хищных птиц антиген возбудителя обнаруживался в 2014 году в 32 %, в 2015-м – в 8 %, в 2017-м – в 12 %, в 2018-м – в 4 % исследованных проб.

Периодические находки возбудителя и его антигена в объектах внешней среды, отобранных в поймах рек Северная Двина, Сухона и Юг, регистрация заболеваемости среди населения подтверждают существование активного природного очага туляремии. Это требует постоянного внимания со стороны органов, осуществляющих государственный санитарно-эпидемиологических надзор, в том числе за проведением дератизационных мероприятий, а также за привитостью проживающего на эндемичной территории населения против туляремии.

На сегодня привитость населения на эндемичных по туляремии территориях Великоустюгского района поддерживается в пределах 70 – 75 %, привитость населения, проживающего на территориях возможного подтопления, составляет 95 %.

Лазаренко Е.В., Жильцова А.Ю., Гнусарева О.А., Волынкина А.С., Котенёв Е.С.

ВЕКТОРНЫЙ ПОТЕНЦИАЛ ПРИРОДНО-ОЧАГОВОЙ ТЕРРИТОРИИ ГОРОДА СОЧИ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Сочи – уникальный курортный регион, расположенный на юге европейской части России. Интенсивное развитие санаторно-курортного комплекса, туристическо-рекреационной инфраструктуры способствует большому притоку туристов в данный регион. Природно-климатические факторы в районе Сочи сформировали условия, благоприятные для существования биоценотической структуры природных очагов инфекционных болезней и создали благоприятный фон для укоренения инфекций в случае их заноса из других регионов. Эти обстоятельства обусловливают повышенные требования к обеспечению санитарно-эпидемической безопасности населения.

При проведении эпизоотологического мониторинга на территории г. Сочи в период с 2013

по 2016 гг. было собрано 2462 экземпляра иксодовых клещей семи видов, относящихся к шести родам: *Hyalomma marginatum* Koch (ИД 4,5 %), *Ixodes ricinus* (L.) (ИД 20,8 %), *Dermacentor marginatus* (Sulzer) (ИД 0,2 %), *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille) (ИД 7,1 %), *Haemaphysalis inermis* Birula (ИД 0,6 %), *Haemaphysalis concinna* Koch (ИД 19,2 %), *Boophilus annulatus* (Say) (ИД 47,6 %). Находки еще двух видов – *Ixodes redikorzevi* Olenev и *Ixodes laguri* Olenev – известны по литературным данным (Мишурина и др., 1971).

Лабораторное исследование проб иксодовых клещей проводили на наличие маркеров возбудителей туляремии, Ку-лихорадки, группы иксодовых клещевых боррелиозов (ИКБ), Крымской-Конго геморрагической лихорадки (ККГЛ), клещевого энцефалита (КЭ), гранулоцитарного анаплазмоза человека (ГАЧ), моноцитарного эрлихиоза человека (МЭЧ).

Молекулярно-генетическим методом (ПЦР) обнаружена:

– ДНК возбудителя туляремии – *Francisella tularensis* – в двух пробах клещей *I. ricinus*, собранных в Адлеровском районе, из 339 исследованных проб, что составило 0,6 %;

– ДНК возбудителя Ку-лихорадки – *Coxiella burnetii* – в одной пробе клещей *B. annulatus*, собранных в Центральном районе, из 73 исследованных проб, что составило 1,4 %;

– РНК вируса ККГЛ в одной пробе клещей *I. ricinus*, собранных в Лазаревском районе, из 62 исследованных проб, что составило 1,6 %;

– 16s РНК возбудителей комплекса *Borrelia burgdorferi* sensu lato в двух пробах клещей *I. ricinus*, собранных в Центральном и Хостинском районах, из 47 исследованных проб, что составило 4,3 %.

При лабораторном исследовании проб иксодовых клещей маркеры возбудителей КЭ, ГАЧ и МЭЧ не обнаружены.

По литературным данным (Мишурина и др., 1971) известно о находках на территории города-курорта Сочи 12 видов гамазовых клещей: *Androlaelaps glasgowi* (Ewing), *Hyperlaelaps arvalis* Zachv, *Haemogamasus horridus* Mich, *Hg. nidi* Mich, *Hg. hirsutus* Berl, *Eulaelaps stabularis* (C.L. Koch), *Laelaps echidninus* Berl, *L. algericus* Hirst., *L. pitymydis* Lange, *L. agilis* (C.L. Koch), *Hirstionyssus musculi* Johnst, *Hi. isabellinus* (Oudem.). Для гамазин характерны тесные гостально-топические и трофические связи с позвоночными хозяевами и их гнездами. Некоторые из этих видов гамазовых клещей могут участвовать в циркуляции возбудителей таких природно-очаговых инфекций, как туляремия (*A. glasgowi*, *Hg. nidi*, *L. algericus*, *Hi. isabellinus*), клещевой боррелиоз (*Hg. nidi*, *L. agilis*), геморрагическая лихорадка с почечным синдромом (*A. glasgowi*), природные очаги которых имеются на территории г. Сочи.

Двукрылые членистоногие – кровососущие комары – переносчики трансмиссивных арбовирусных инфекций представлены в регионе значительным списком видов (около 45). В связи с возросшей угрозой заноса возбудителей тропических лихорадок – желтой лихорадки, лихорадки денге, лихорадки Зика – с эндемичных районов мира, специалисты службы с 2014 г. возобновили мониторинг за специфическими переносчиками инфекций на территории г. Сочи. Сборы кровососущих комаров представлены следующими видами: *Aedes albopictus* (Sk.) (ИД 46,2 %), *Aedes aegypti* L. (ИД 1,9 %), *Aedes geniculatus* Ol. (ИД 30,2 %), *Aedes koreicus* Edw. (ИД 17,8 %), *Aedes cataphylla* Dyar (ИД 0,9 %), *Aedes vexans* (Mg.) (ИД 0,2 %), *Anopheles algeriensis* Theob. (ИД 0,9 %), *Anopheles plumbeus* St. (ИД 0,2 %), *Culex pipiens pipiens* L. (ИД 1,7 %). Эпидемически наиболее значимы первые два вида.

Как показал анализ численности комаров *Ae. albopictus*, проведенный по урбанизированным биотопам, вид практически отсутствует в поймах рек, системе ливневой канализации, прибрежной полосе, природных и искусственных водоемах с отсутствием твердых стенок и проточной водой. Местами обитания с высокими индексами обилия имаго и преимагинальных фаз *Ae. albopictus* являются – территория городских кладбищ, частная малоэтажная застройка и придомовая территория многоэтажных домов, т.е места с большим количеством пластиковых и других ёмкостей. Наибольшую активность голодные самки проявляют в дневное время суток с максимумом нападения с 17 до 19 часов (Федорова и др., 2017). Максимальные индексы обилия имаго *Ae. albopictus* отмечены с июля по сентябрь.

Результаты лабораторных исследований комаров на трансмиссивные арбовирусные инфекции – лихорадка Западного Нила, лихорадка денге, лихорадка Чикунгунья, лихорадка Зика – за период проведения мониторинга отрицательные.

Таким образом, природно-климатические особенности г. Сочи с его ландшафтным разнообразием территории, процессами антропогенного влияния на экосистемы, наличием кровососущих членистоногих – переносчиков заболеваний человека и животных создают благоприятные условия для формирования природных очагов трансмиссивных инфекций. Это обусловливает необходимость мониторинга территории для установления особенностей распространения, колебаний численности переносчиков трансмиссивных инфекций и своевременного проведения профилактических и истребительных мероприятий.

Лучинина С.В., Чистова А.В., Валеуллина Н.Н., Галкина Е.А., Усольцева Н.М., Христофорова И.А.

ВЛИЯНИЕ ЧИСЛЕННОСТИ, ВИДОВОГО СОСТАВА И ИНФИЦИРОВАННОСТИ ХАНТАВИРУСОМ МЫШЕВИДНЫХ ГРЫЗУНОВ НА АКТИВНОСТЬ ПРИРОДНОГО ОЧАГА ГЛПС В АШИНСКОМ РАЙОНЕ ЧЕЛЯБИНСКОЙ ОБЛАСТИ ПО АНАЛИЗУ 2009 - 2018 гг.

Управление Роспотнебнадзора по Челябинской области, ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Челябинской области»,
Челябинск, Россия

В северо-западной части Челябинской области на территории горнолесной зоны Ашинского района функционирует стойкий природный очаг ГЛПС, который граничит с территорией Республики Башкортостан, где расположен один из самых крупных и активных очагов ГЛПС в Российской Федерации.

Лесные массивы занимают две трети Ашинского района. Леса в районе в основном представлены широколиственными породами с густым подлеском (дуб, клен, ильма, орешник), а также имеются хвойные породы деревьев. Такой характер леса обеспечивает стабильную кормовую базу для мышевидных грызунов. Именно на территории данного природного очага расположены крупные населенные пункты, что многократно увеличивает риск заражения людей.

Заболевания ГЛПС в Ашинском районе регистрируются ежегодно с 1964 года. За период с 1964 по 2018г.г. зарегистрировано 5994 случая ГЛПС, периодичность активизации природного очага составляет от 2 до 4 лет. Самый высокий подъем уровня заболеваемости отмечался в 1997 году, когда показатель заболеваемости на территории Ашинского района составил 524,3 на 100 тыс. населения. За период наблюдения 2009-2018 гг. пик заболеваемости зарегистрирован в 2009 г. и составил 238,0 на 100 тыс. населения.

Мышевидные грызуны в очагах ГЛПС являются пожизненным вирусоносителем. Поэтому, важна работа по оперативному прогнозированию эпидемиологической ситуации, оценке генеративного статуса популяций, включающую определение общей численности грызунов, а также наличие или отсутствие подснежного (зимне-осеннего) размножения. Превышение численности многолетних средних показателей, раннее появление молодых особей являются признаками активизации эпизоотического процесса.

В настоящей статье представлен анализ данных наблюдений за десятилетний период с 2009 по 2018 годы. При проведении ежегодного мониторинга и оценке эпизоотологической активности природного очага ГЛПС было установлено, что среднемноголетний показатель численности мышевидных грызунов и насекомоядных за данный период составил 10,9% на 100 ловушко-суток. Многолетними наблюдениями в районе была установлена прямая зависи-

мость заболеваемости населения ГЛПС от численности лесных мышевидных грызунов. Годы подъема численности грызунов отмечались в 2009г. (процент попадания составил 21,3 %), 2011 г. (14,1 %) и 2014 г. (13,9 %), соответственно и рост показателей заболеваемости отмечался в эти же годы и составил в 2009 г. -238,0 на 100 тыс. населения, в 2011 г. – 119,9, в 2014 г. – 156,3 на 100 тыс. населения. При вычислении коэффициента корреляции на зависимость заболеваемости среди населения от численности грызунов установлена прямая, средней силы связь с достоверностью 98 – 99 %.

Из 9 видов мышевидных грызунов и насекомоядных, обитающих на территории Челябинской области, в отловах встречались 6 видов: европейская рыжая полевка – 66,1 % особей, лесная мышь – 15 % особей, желтогорлая мышь – 13,9 % особей, бурозубка обыкновенная – 4 % особей, обыкновенная полевка – 0,7 % особей и полевая мышь – 0,4 % особей. Таким образом, рыжая полевка является доминирующим видом, а также основным носителем и резервуаром хантавируса в Ашинском районе Челябинской области, соответственно инфицированность и численность рыжей полевки служат индикаторами прогнозирования по течению эпидемического процесса в природном очаге. В период с 2009-2018гг. было проведено 1966 исследований на определение антигена Хантавирусов из проб легких от мышевидных грызунов и насекомоядных с помощью иммуноферментной тест-системы «Хантагност» (производства ФГБНУ «ФНЦИРИП им. М.П. Чумакова РАН»). На долю основного природного резервуара хантавируса Пуумала на территории Челябинской области - европейскую рыжую полевку пришлось 1299 проб или 66,1 %. Общая инфицированность грызунов за период 2009-2018 гг. составила 13,9 %, в т. ч. в 81 % случаев это были особи европейской рыжей полевки. Наибольшая инфицированность грызунов отмечена в 2009г. – 15 % проб, из которых 100 % проходится на рыжую полевку, в 2014г. - 26,6 % проб, из которых 86% проходится на рыжую полевку и 2018г. – 43 % проб, из которых 62,8 % проходится на рыжую полевку, между пиками наблюдается плавное нарастание. При вычислении коэффициента корреляции зависимости заболеваемости населения от инфицированности грызунов установлена прямая, средней силы связь с достоверностью 80 %.

Изучив ситуацию за десятилетний период наблюдения можно сделать вывод, что численность и инфицированность рыжей полевки текущего сезона в Ашинском районе оказывают влияние на заболеваемость последующего года и являются прогностическим признаком.

С 2008г. организовано проведение исследований сыворотки крови больных с подтвержденным диагнозом ГЛПС и от лиц, обследованных на напряженность иммунитета в референс-лаборатории ФГБУН «Институт полиомиелита и вирусных энцефалитов им. М.П. Чумакова», по результатам серотипирования сывороток установлено наличие антител к хантавирусу Пуумала, только в 2016 г. была обнаружена 1 проба с наличием антител к хантавирусу Добрава, что свидетельствует о вовлечении в процесс полевой мышы.

Учитывая отсутствие специфической профилактики, основным средством оздоровления природного очага ГЛПС является комплекс заблаговременных и экстренных мероприятий по неспецифической профилактике заболеваний ГЛПС. Действенной эффективной профилактической мерой по снижению заболеваемости и предотвращению заражения людей ГЛПС, является проведение дератизационных мероприятий на территории природного очага, направленных на снижение численности источника. Общая площадь ежегодной обработки территорий составляет от 25 до 30 %. Коэффициент корреляции зависимости количества грызунов от площади обработки установил обратную, средней силы связь с достоверностью 50 %.

Таким образом, на фоне проводимых дератизационных мероприятий, отмечается снижение численности мышевидных грызунов и снижение заболеваемости среди населения, что подтверждается проведенными расчетами и доказывает эффективность проводимых мероприятий.

Маркарян А.Ю., Вялых И.В., Леленкова Е.В., Мальчиков И.А., Смирнова С.С.

РОЛЬ ПАНДЕМИЧЕСКОГО ВИРУСА ГРИППА A(H1N1)PDM09 В СТРУКТУРЕ ТЯЖЕЛЫХ ОСТРЫХ РЕСПИРАТОРНЫХ ИНФЕКЦИЙ В ЭПИДЕМИЧЕСКИЙ СЕЗОН 2017-2018 гг. В Г. ЕКАТЕРИНБУРГЕ

ФБУН «Екатеринбургский НИИ вирусных инфекций» Роспотребнадзора, Екатеринбург, Россия

Вирус гриппа типа А подразделяют на различные субтипы в соответствии со строением основных поверхностных антигенов (гемагглютинина и нейраминидазы). На данный момент выявлено 18 субтипов гемагглютинина и 11 субтипов нейраминидазы. При этом установлено, что естественными хозяевами всех известных вирусов гриппа типа А являются птицы, в то время как в человеческой популяции в основном циркулируют возбудители с комбинациями гемагглютинина (H1, H2 и H3) и нейраминидазы (N1 и N2).

Согласно теории, разработанной Д.К. Львовым с соавторами (с 1979 г. по настоящее время), межвидовой барьер вирус гриппа преодолевает в процессе мутаций и реассортаций, затрагивающих рецепторсвязывающий сайт. Так, клетки слизистых оболочек трахеи свиней и перепелов содержат два типа рецепторов: α-2,3-сиалилгалактозу, обусловливающую связывание гемагглютинина вируса гриппа птичьего происхождения, и α-2,6-сиалилгалактозу, способную связывать гемагглютинин вирусов как птичьего, так и человеческого происхождения. Соответственно, в случае одновременного проникновения в клетки данных видов животных вирусов гриппа птичьего, свиного и человеческого происхождения возможно возникновение реассортантных вирусов, способных инфицировать людей и активно передаваться от человека к человеку. Подтверждением данной теории свидетельствовало появление в 2009 г. в Мексике и Калифорнии пандемического вируса гриппа A(H1N1)pdm09, филогенетический анализ которого позволил установить его происхождение в результате тройной реассортации вирусов гриппа птиц, свиней и человека [В.В. Цветков с соавт., 2014].

Контагиозность нового вируса и степень его патогенности свидетельствовали о его высоком пандемическом потенциале. Вирус распространился более чем в 210 странах мира и вытеснил из активной циркуляции эпидемический вирус гриппа A(H1N1). По мнению А.А. Сомининой с соавторами (2018), вирус гриппа подтипа A(H1N1)pdm09 до сих пор является основным этиологическим фактором летальных исходов и тяжелых форм гриппа в России.

Целью данной работы являлось изучение роли пандемического вируса гриппа A(H1N1) pdm в этиологической структуре тяжелых острых респираторных инфекций (ТОРИ) у госпитализированных пациентов в эпидемический сезон 2017 - 2018 гг. в г. Екатеринбурге.

Материалы и методы. В исследование были включены 403 пациента различных возрастных групп и гендерных различий с общепринятыми определениями случаев ТОРИ и ОРИ по МКБ-10. При проведении лабораторной части исследования у пациентов брали мазки со слизистой глотки и носовой полости.

Исследование клинического материала проводили методом ОТ-ПЦР в режиме реального времени с использованием коммерческих наборов реагентов «РИБО-преп», «АмплиСенс Influenza virus A/B-FL», «АмплиСенс Influenza virus A-тип-FL», «АмплиСенс Influenza virus A/H1-swine-FL», производства ФБУН «ЦНИИ эпидемиологии» Роспотребнадзора, Москва.

Результаты. По результатам исследования определено, что частота выявления респираторных инфекций вирусной этиологии, в том числе гриппа у больных ТОРИ, составила 54,3 %. Такие клинические случаи чаще всего были обусловлены вирусом гриппа В – 46,5 %, достоверно реже выделяли вирус гриппа A(H1N1)pdm09 – 20,2 % и вирус гриппа A(H3N2) – 10,5 % ($p < 0,05$).

По результатам обследования установлено, что случаи ТОРИ чаще всего регистрировали среди детей младшей возрастной группы, они были обусловлены вирусом гриппа В линии Yamagata и вирусом гриппа A(H1N1)pdm09.

Среди пациентов, включенных в исследование, лишь 1,5 % больных были госпитализированы в отделение интенсивной терапии. Это были взрослые пациенты. Тяжесть состояния большинства пациентов была обусловлена наличием гриппозной инфекции, у таких больных структура выделенных вирусов в 60 % случаев была представлена вирусами гриппа A(H1N1) pdm09. Летальных исходов не зарегистрировано.

Выводы. Таким образом, в эпидемический сезон 2017 - 2018 гг. тяжелые острые респираторные инфекции были обусловлены вирусом гриппа В линии Yamagata, однако каждый пятый лабораторно подтвержденный случай был вызван вирусом гриппа A(H1N1)pdm09. Поэтому, несмотря на полиэтиологичность острых респираторных инфекций, вирус гриппа пандемического варианта A(H1N1)pdm09 играет важную роль в формировании тяжелых форм инфекции.

Медведева Н.В., Лобанова И.Ф., Калугина Е.Н.

ОСОБЕННОСТИ ЭПИДЕМИЧЕСКОГО ПРОЦЕССА ПСЕВДОТУБЕРКУЛЕЗА СРЕДИ ДЕТЕЙ КЕМЕРОВСКОЙ ОБЛАСТИ

ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Кемеровской области»,
Кемерово, Россия

За последние 15 лет в Кемеровской области произошли существенные изменения эпидемического процесса псевдотуберкулеза. Уровень заболеваемости в 2018 г. снизился по сравнению с 2004 г. в 32 раза и составил 1,6 $^{0}/_{0000}$ [95% ДИ = 1,15 – 2,14]. Такое снижение заболеваемости было достигнуто путем организации работы по обследованию объектов Кемеровской области на заселенность синантропными грызунами – основными переносчиками возбудителя псевдотуберкулеза. Ежегодно, начиная с 2007 г. специалистами ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии» и его филиалов обследованию на заселенность грызунами и оценке санитарно-технического состояния подвергалось от 8 до 48 % эпидемически значимых объектов от числа существующих в Кемеровской области. В результате проводимой работы удалось сократить количество заселенных грызунами объектов с 25,5 % в 2008 г. до 8,1 % в 2018 г. Несмотря на это в 2018 г. удельный вес заселенных объектов Кемеровской области вырос по сравнению с 2015 г. (2,4 %), а уровень заболеваемости превысил Российский (0,32 $^{0}/_{0000}$) в 5 раз.

При анализе заболеваемости псевдотуберкулезом по социально-возрастным группам было установлено, что ее максимальный уровень регистрируется среди детей, посещающих детские дошкольные учреждения. Так, за период с 2004 по 2007 годы (до начала активизации работы по оценке заселенности объектов грызунами) уровень заболеваемости «организованных» детей псевдотуберкулезом в среднем составлял 421,5 $^{0}/_{0000}$, что в 1,5 раза превышало уровень заболеваемости школьников и в 2,6 раза уровень заболеваемости «не организованных» детей. Это может объясняться формированием благоприятных условий в овощехранилищах детских дошкольных учреждений для проникновения, размножения и расселения синантропных грызунов.

Несмотря на значительное, в 4,6 раза, снижение уровня заболеваемости псевдотуберкулезом в группе «организованные» дети, в период с 2008 по 2018 годы (91,1 на 100 тыс. населения) заболеваемость в этой группе детей по-прежнему превалирует над заболеваемостью в остальных возрастных группах, что требует дальнейшей работы в направлении усиления контроля за организацией дезинфекционных мероприятий в детских дошкольных учреждениях.

Несмотря на значительные успехи по снижению уровня заболеваемости псевдотуберкулезом среди населения Кемеровской области, ее показатель превышает Российский

уровень, показатель заболеваемости «организованных» детей выше, чем во всех остальных возрастных группах, а заселенность объектов области грызунами за последние 3 года выросла на 5,7 %, все это требует усилить работу по выявлению нарушений на объектах Кемеровской области, приводящих к созданию условий для проникновения, расселения и размножения грызунов, а также активизировать работу по организации дезинфекционных мероприятий.

Медведева Н.В., Первакова Е.О., Спирина Ю.М., Ларионова В.П.

ОСОБЕННОСТИ ЭПИДЕМИЧЕСКОГО ПРОЦЕССА ПСЕВДОТУБЕРКУЛЕЗА НА ТЕРРИТОРИИ КЕМЕРОВСКОЙ ОБЛАСТИ

ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Кемеровской области», Кемерово, Россия

Заболеваемость псевдотуберкулезом населения Кемеровской области в настоящее время имеет спорадический характер. В последнее десятилетие отмечается ее значительное снижение.

Целью работы было проведение анализа заболеваемости псевдотуберкулезом на территории Кемеровской области для изучения эпидемического процесса и разработки профилактических мероприятий.

Проведен эпидемиологический анализ заболеваемости псевдотуберкулезом в Кемеровской области за период 2004–2018 г.г. Изучены результаты обследования объектов Кемеровской области на заселенность грызунами, 7646 случаев заболевания псевдотуберкулезом. Определены доверительные интервалы для доверительной вероятности 95 %. В настоящее время заболеваемость регистрируется на спорадическом уровне (40 – 90 случаев заболевания в год). Средний многолетний уровень заболеваемости за изучаемый период составил 26,9 $^{0}/_{0000}$ с максимальным показателем в 51,07 $^{0}/_{0000}$ [95% ДИ = 48,47 – 53,76] в 2004 г. и минимальным 1,6 $^{0}/_{0000}$ [95% ДИ = 1,15 – 2,14] в 2018 г. За период наблюдения произошло снижение заболеваемости в 32 раза ($T_{пр}$ = - 19,39 %), что может объясняться активным вмешательством в эпидемический процесс и влиянием на его звенья.

Снижение заболеваемости псевдотуберкулезом было достигнуто путем организации работы по обследованию объектов Кемеровской области на заселенность синантропными грызунами – основными переносчиками возбудителя псевдотуберкулеза, после выхода постановления главного санитарного врача Российской Федерации Г.Г. Онищенко от 29.08.2006 № 7 «О мерах по борьбе с грызунами...». Ежегодно обследованию на заселенность грызунами подвергалось от 6 до 11 тыс. объектов (от 8 до 48 % от существующего количества), имеющих эпидемиологическое значение (предприятия пищевой промышленности, общественного питания, торговли, жилые здания, в том числе гостиницы, общежития, медицинские, образовательные организации и т.д.), из них на 50 – 90 % объектов выявлялись нарушения требований санитарного законодательства, в части наличия условий для проникновения, расселения и размножения грызунов. В результате проводимой работы количество заселенных грызунами объектов снизилось с 25,5 % в 2008 г. до 8,1 % в 2018 г.

В результате проводимых мероприятий по оценке заселенности объектов Кемеровской области грызунами, организации мероприятий по их устранению, снижению количества заселенных объектов, удалось активно повлиять на эпидемический процесс и добиться снижения заболеваемости псевдотуберкулезом среди населения Кемеровской области до спорадического уровня.

Механтьев И.И.[1], Стёпкин Ю.И.[2,3], Платунина Т.Н.[1], Жукова А.И.[2], Гайдукова Е.П.[2,3], Мокоян Б.О.[2], Попова Т.И.[2], Герик Е.П.[2], Квасов Д.А.[2], Игнатова Е.Г.[2]

РЕТРОСПЕКТИВНАЯ ОЦЕНКА СИТУАЦИИ ПО ЛИХОРАДКЕ ЗАПАДНОГО НИЛА В ВОРОНЕЖСКОЙ ОБЛАСТИ

[1]Управление Роспотребнадзора по Воронежской области, Воронеж, Россия;
[2]ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Воронежской области», Воронеж, Россия;
[3]ФГБОУ ВО «Воронежский государственный медицинский университет им. Н.Н. Бурденко» Министерства здравоохранения РФ, Воронеж, Россия

Лихорадка Западного Нила (ЛЗН) – природно-очаговая зоонозная трансмиссивная инфекция, вызываемая арбовирусом семейства *Flaviviridae*. Вирус лихорадки Западного Нила (ВЗН) впервые выделен в 1937 году в Уганде. Роль переносчиков вируса играют комары рода *Culex*, реже – *Aedes* и *Anopheles*, не исключается участие в передаче иксодовых и аргасовых клещей, которые к тому же участвуют в сохранении вирусной популяции в межэпизоотический период. Естественный резервуар для вируса Западного Нила – дикие птицы. В циркуляцию вируса могут включаться дикие и домашние животные (лошади).

В 2010 году было впервые диагностировано 27 случаев заболевания ЛЗН у жителей г. Воронежа и области. Все случаи были подтверждены лабораторно методом ИФА обнаружением в сыворотке крови антител (иммуноглобулинов классов М и G). Ранее, в 2003 году, изучались иммунная структура населения к геморрагическим лихорадкам. При исследовании 1108 сывороток от жителей 15 районов в 0,6 % образцов содержались антитела к вирусу ЗН, что не исключает наличия заболеваемости на территории области в предшествующие годы. В 2011 году при исследовании 550 сывороток крови на наличие антител класса IgG к вирусам Западного Нила, Батаи, Тягиня, Инко, Крымской-Конго геморрагической лихорадки (ККГЛ) выявлены антитела к вирусам: Батаи – 4,2 %, Тягиня, Инко (Калифорнийская серогруппа (КСГ)) – 3,2 %, ЗН – 2 %, ККГЛ – 0,4%. В последующие годы скрининговое обследование населения региона показало рост иммунной прослойки. Ежегодно исследуется до 550 сывороток на наличие антител к ВЗН, так в 2012 году доля лиц с иммунным ответом составляла 4,44 %, в 2013 г. – 12 % и к 2018 г. – 9,4 %.

За годы регистрации с 2010 по 2018 год выявлено 140 случаев заболевания ЛЗН в 17 районах области и г. Воронеже, при этом на г. Воронеж приходится 94 случая, что составляет 67 % от общего числа заболевших. В 2010-2012 гг. регистрировалось от 27 до 50 случаев заболевания ЛЗН, в 2013-2018 гг. – от 2 до 8 случаев. В структуре заболевших преобладают мужчины – 64 % и 36 % – женщины; 53 % составили служащие, рабочие и инженерно-технический персонал, доля неработающих и пенсионеров – 40 %, учащихся школ и студентов – 7%.

По возрасту заболевших случаи ЛЗН распределились следующим образом: 7–14 лет – 0,7 %; 15–19 лет – 7,1 %; 20–29 лет – 17,1 %; 30–39 лет – 19,3 %, 40–49 лет – 12,1 %, 50–59 лет – 29,3 %, 60–69 лет – 7,9 %, 70 лет и старше – 6,4 %. Среди заболевших нет детей до 6 лет. Заболеваемость ЛЗН среди детей (трое) зарегистрирована только в 2011 году (год с максимальной заболеваемостью): 1 – до 14 лет и 2 – до 17 лет.

По клиническим формам в 48 % случаев заболевание протекало с поражением ЦНС, в 34 % – без поражения ЦНС, в 18 % наблюдалась стертая форма. По тяжести течения лидировали среднетяжелые случаи – 73 % (102 абс.), легкая форма наблюдалось в 22 % (31абс.) случаев, тяжелая – в 5 % (7 абс.), один случай из 140 закончился летальным исходом (0,7 %).

Более 87 % случаев заболевания ЛЗН выявлены в августе-сентябре – 122 из 140 сл., в июле заболело 9 % (13 сл.), в сентябре 2 % (3 сл.); 2% (по одному случаю) в сумме составили заболевшие в июне, октябре и феврале (завозной).

Во всех случаях регистрации заболевания ЛЗН проводилось эпидемиологическое и энтомологическое обследование очагов лихорадки Западного Нила, обследованы места, выплода переносчиков инфекции (подвалы по месту проживания, водоёмы в 3-х километровой зоне от места проживания, места отдыха и временного пребывания больного в инкубационный период). Чаще всего инфицирование происходило во время пребывания на дачных участках, где циркуляция вируса Западного Нила возможна из-за выплода комаров р. *Culex* в ёмкостях с водой для полива.

С целью мониторинга инфицированности популяций основных носителей и переносчиков вируса в природных стациях Воронежской области с 2010 по 2018 год в лаборатории особоопасных инфекций ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Воронежской области» проведено исследование 2889 проб комаров, 1466 проб иксодовых клещей, 1684 мелких млекопитающих. Подтверждением существования природного очага ЛЗН на территории области служат положительные находки исследуемого материала, свидетельствующие о циркуляции вируса. В 2010 г. методом ИФА антиген вируса Западного Нила выявлен в трех пробах органов мышевидных грызунов, добытых в окрестностях с. Подколодновка Богучарского района; в 2011 году – при исследовании пробы клещей *Dermacentor reticulatus*, собранных вдоль береговой линии р. Дон в Россошанском районе, а в 2012 г. – в пробе клещей *Ixodes ricinus* из Верхнехавского района. В 2014 г. антиген вируса Западного Нила обнаружен в пробе комаров *Culex p. pipiens* из очага больного ЛЗН в г. Воронеже и в пробе мелких млекопитающих (рыжая полевка) из Верхнехавского района. В 2015 г. антиген вируса Западного Нила обнаружен в 1 пробе птиц (*Anas platyrhynchos*), добытой окрестностях села Старотолучеево в Богучарском районе и в 1 пробе комаров *Aedes* из Новохоперского района. В 2016 г. антиген вируса Западного Нила вновь обнаружен в 2 пробах комаров *Aedes*, добытых в Новохоперском районе.

Антиген вируса Западного Нила из объектов окружающей среды не выделялся только в 2013, 2017 и 2018 гг.

Таким образом, в Воронежской области существует природный очаг ЛЗН, выявлены переносчики и резервуары инфекции в природных стациях. Начиная с 2010 года, ежегодно регистрируются от 2 до 50 случаев заболевания людей ЛЗН.

В целях снижения риска заражения ЛЗН жителей Воронежской области организуются и проводятся мероприятия, направленные на снижение численности основных переносчиков ВЗН – кровососущих комаров рр. *Aedes, Culex,* ведется санитарно-просветительная работа, разработаны и распространяются памятки с информацией о путях заражения ЛЗН и мерах личной профилактики.

НафеевА.А.[1,2], Салина Г.В.[1], Жукова Е.Ю.[1], Васильев Д.А.[3], Золотухин С.Н.[3]

БЕШЕНСТВО – УПРАВЛЯЕМЫЙ ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫЙ ЗООНОЗ? СОВРЕМЕННАЯ ХАРАКТЕРИСТИКА ЭПИЗООТИЧЕСКОГО ПРОЦЕССА В УЛЬЯНОВСКОЙ ОБЛАСТИ

[1]Федеральное бюджетное учреждение здравоохранения «Центр гигиены и эпидемиологии в Ульяновской области», Ульяновск, Россия;
[2]ФГОУ ВПО Ульяновский государственный университет, медицинский факультет, Ульяновск, Россия;
[3]Ульяновский государственный аграрный университет им. П.А. Столыпина. Научно-исследовательский инновационный центр микробиологии, вирусологии, эпизоотологии и ветеринарно-санитарной экспертизы пищевых продуктов, Ульяновск, Россия

По оценкам ВОЗ, бешенство входит в пятерку инфекционных болезней, общих для человека и животных, наносящих наибольший социальный и экономический ущербы.

Эпизоотическая и эпидемиологическая ситуация по бешенству в России по данным информационно-аналитического центра Россельхознадзора РФ (ФГБУ ВНИИЗЖ, г. Владимир, 2017 год) ситуация по бешенству оценивается следующим образом: сочетанная эндемичность: природно-очаговая и городская; очаговая инцидентность (п =11) = 1,2; эпидемический порог по неблагополучию не превзойдён; краткосрочные тренды по неблагополучию и заболеваемости убывающие.

Эпизоотический процесс бешенства на территории Ульяновской области к настоящему времени не в полной мере ещё изучен. Недостаточность знаний о причинах возникновения эпизоотических волн, сезонности и стационарности болезни, приуроченности ее к определенным ландшафтам обуславливают проблемы борьбы с заболеванием.

В дикой природе основным резервуаром и источником рабической инфекции в Ульяновской области многие годы считалась и остаётся рыжая лисица, тогда как остальные дикие животные играют второстепенную и малозначительную роль. При средней плотности популяции лисиц 5 голов и более на 250 га обеспечивается высокий уровень поддержания и распространения эпизоотии бешенства среди лисиц, которые появляются прежде всего на территориях с массовым распространением грызунов - основного источника корма для них.

В своей работе мы придерживались положения, что заболеваемость (в данном случае – количество заболевших бешенством особей) – более показательный фактор, чем неблагополучие (количество неблагополучных пунктов).

Анализ эпизоотической обстановки по заболеванию бешенством животных в Ульяновской области ранее за 1953-2014 гг. показал, что в этот период было зарегистрировано 2318 инцидента, что составило в общей сложности 1447 неблагополучных пунктов.

Удельный вес сельскохозяйственных животных (крупный рогатый скот, мелкий рогатый скот, лошади) от общего количества заражённых составил 47,6% (1104 гол.); домашних животных (собаки, кошки) 26,2% (606 гол.); диких животных 26,2% (всего 608), в том числе рыжая лисица – 578 (95,1%).

За последние годы (2015-2018 гг.) бешенство регистрировалось в 84 случаях. Бешенство среди домашних животных (собаки, кошки) стало доминирующим – 50 случаев (59,5 %) – рост составил 33,3 %; дикие животные (рыжая лисица) составили 24 случая (28,6 %); на сельскохозяйственных животных пришлось всего 8 случаев (9,5 %) – снижение на 38,1 %. В одном случае была летучая мышь - это второй инцидент в истории бешенства у летучих мышей в Ульяновской области за весь период регистрации. Отмечается изменение положения бешенства по сельскохозяйственным и домашним животным – они поменялись местами (на первое место вышли домашние животные); по диким животным осталось неизменным. Прослеживается взаимосвязь – спад регистрации бешенства по сельскохо-зяйственным животным наблюдается на фоне снижения чис-

ленности рыжей лисицы. Уменьшение поголовья и плотности лисицы объясняется её отстрелом, в целях ограничения её численности и возможности нарастить популяцию зайцев - охота на которых в последние годы стала очень привлекательной. Так если в 2014 году численность рыжей лисицы составляла 4491 голову, то в 2018 году 2584 головы. Прямо пропорционально уменьшается и количество случаев бешенства у лисиц – в 2014 году 17 случаев (всего по всем видам животных 40 случаев), в 2018 году ни одного (случаи бешенства среди животных не регистрировались).

Заболевания животных бешенством в области регистрируются ежегодно за исключением 2002 и 2018 годов. К положительным результатам в 2018 году привела активно проводимая ветеринарной службой области повсеместно, в течение нескольких лет подряд, массивной иммунизации всех видов животных (диких, домашних, сельскохозяйственных).

В группе диких животных на рыжую лисицу приходится в отдельные годы до 10,0–12,0 % причин обращения за антирабической помощью. Особого внимания заслуживает также высокая обращаемость населения по поводу контактов с мышевидными грызунами, которая составляет не ниже 70% от всех контактов с дикими животными. Отдельную группу, требующую изучения в последние годы, составляют животные контактных зоопарков, удельный вес которых (преимущественно среди городских жителей) порой достигает 20,0%.

При анализе наблюдающейся эпизоотической ситуации по бешенству установлено, что на территории населённых пунктов Ульяновской области, как и в большинстве субъектов Российской Федерации сформирован и существует уличный тип бешенства. С учетом того, что популяция собак (и кошек), в сельских населённых пунктах, как правило, не является обособленной, более правильно будет определение смешанный или улично-лесной (дикий) тип заболевания бешенства.

Полученные результаты исследований дают основание сделать заключение следующего характера - динамика эпизоотической ситуации рабической инфекции находится под многофакторным воздействием экологических, трофических и эволюционно-биологических и социальных причин; эпизоотийные явления, зарождаясь в дикой природе, перемещаются в агроценоз и урбанизированные территории. На снижение риска инфицирования населения вирусом бешенства огромнейшее значение оказывают системно проводимые эпизоотологические мероприятия в адекватных эпизоотической обстановке объёмах, среди которых первостепенное значение занимает оральная иммунизация.

Никифорова Е.А.[1], Харламов М.В.[2], Ивченко И.В.[1], Пьяных В.А.[2], Савинова Т.А.[2], Андреева Е.В.[2], Серебренникова Г.Б. [2], Маруденко А.А.[1]

ЗООЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКИЕ ОСОБЕННОСТИ НЕКОТОРЫХ ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫХ ИНФЕКЦИЙ В НОВГОРОДСКОЙ ОБЛАСТИ

[1]Управление Роспотребнадзора по Новгородской области,
Великий Новгород, Россия;
[2]ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Новгородской области»,
Великий Новгород, Россия

Территория Новгородской области разделена на 4 ландшафтно-климатические зоны: северо-западная (Волхово-Ильменская низменность); северо-восточная; юго-западная (низинная); юго-восточная (Предвалдайская и Валдайская возвышенности). В каждой зоне определены пункты многолетнего наблюдения, с целью определения численности мелких млекопитающих, как основных носителей возбудителей природно-очаговых инфекций.

Среднемноголетний показатель численности грызунов для Новгородской области составляет 4,1 %. Пороговый уровень численности для области, после которого начинаются вспышки природно-очаговых инфекций, составляет 13 %. В настоящее время численность грызунов ко-

леблется в пределах среднемноголетних значений от 3 % до 6 %. В 2018 году она составила 4,4 % на 100 ловушко/суток.

Наиболее актуальными для Новгородской области остаются такие природно-очаговые инфекции, как туляремия, геморрагическая лихорадка с почечным синдромом (далее ГЛПС).

Первые сведения о заболеваемости людей туляремией в Новгородской области относятся к 1942 году, когда была зарегистрирована вспышка с количеством пострадавших 383 человека. В дальнейшем показатели заболеваемости ежегодно снижались и с 2000 года регистрация заболевания отсутствует. За весь период наблюдения за туляремией было зарегистрировано 38 эпизоотических проявлений в природном очаге водно–болотного типа; 29 - в очаге лугополевого типа и 4 в природном очаге лесного типа. Эндемичными по туляремии являются 15 из 22-х административных территорий Новгородской области.

Начиная с 1942 года и по настоящее время, было выделено 402 культуры возбудителя туляремии, из них: 333 культуры из воды открытых водоемов; 53 культуры из органов грызунов; 9 культур из клещей; 6 культур из гнезд; 1 культура из комара.

Случаи заболевания ГЛПС регистрируются в Новгородской области с 2008 года, при этом частота регистрации ГЛПС в последние годы активизировалась. В период с 2014 по 2018 гг. показатель заболеваемости ГЛПС колебался в пределах от 1,12 до 3,16 на 100 тыс. населения (от 7 до 21 случая в год).

По результатам зоологических наблюдений природные очаги ГЛПС выявлены на всех административных территориях. Результаты проведенного комплекса зоологического обследования территорий Новгородской области в 2018 году следующие:

- на ГЛПС исследовано 188 биопроб грызунов, в 36-ти (19%) обнаружен хантавирус; положительные находки на ГЛПС выявлены среди грызунов, отловленных на территории 10 муниципальных районов;
- на лептоспироз в 2018 году исследовано 482 грызуна – положительных находок не было;
- на туляремию исследовано 220 проб воды открытых водоемов, 57 образцов внешней среды (погадки, погрызы, помет), 100 экз. комаров, клещей, слепней – положительных находок не обнаружено; исследовано 811 грызунов - в 2-х установлены положительные находки.

Таким образом, сложившиеся природно-климатические особенности территории Новгородской области определили формирование и устойчивое сохранение природных очагов ряда заболеваний, в первую очередь туляремии и ГЛПС, в связи с чем, требуется планомерное и регулярное проведение комплекса мероприятий по профилактике этих инфекционных заболеваний, в том числе проведения вакцинации.

Новикова М.Д., Кулаков Ю.К.

ИТОГИ РАБОТЫ МЕЖВЕДОМСТВЕННОЙ НАУЧНО-МЕТОДИЧЕСКОЙ КОМИССИИ ПО БОРЬБЕ С БРУЦЕЛЛЕЗОМ В ПЕРИОД 1958–1981 гг.

ФГБУ Национальный исследовательский центр эпидемиологии и микробиологии им. Н.Ф. Гамалеи Минздрава России, Москва, Россия

В 30-х гг. прошлого века с выявлением широкого распространения бруцеллеза на территории СССР стали использоваться научно разработанные мероприятия по борьбе с этой инфекцией. В 1934 г. была выпущена первая инструкция, регулирующая порядок проведения противобруцеллёзных мероприятий. Диагностика бруцеллёза строилась на бактериологическом, серологическом и аллергическом методах. С 50-х гг. в широкую практику была введена активная профилактическая вакцинация людей и животных против бруцеллеза. Но к концу 50-х гг. оставались неблагополучными по бруцеллезу ряд областей и республик, которые обуславливали в среднем по стране высокую заболеваемость.

В этой ситуации возникла потребность в координирующем органе, для методического руководства мероприятиями по борьбе с бруцеллёзом, проводимыми министерствами сельского хозяйства и здравоохранения и направляющего научно-исследовательскую работу медицинских и ветеринарных институтов по снижению и ликвидации бруцеллёза сельскохозяйственных (с/х) животных и людей.

В октябре 1958 г. Министерством здравоохранения СССР и Министерством сельского хозяйства по инициативе проф. П.А. Вершиловой была организована межведомственная научно-методическая комиссия по борьбе с бруцеллезом. В состав первоначальной комиссии вошли известные специалисты противочумных, ветеринарных и военных научно-исследовательских институтов СССР, представители из республиканских министерств (И.Ф. Таран, М.Н. Покровская, Г.П. Руднев, Е.И. Кайтмазова, М.Ф. Шмутер, И.К. Каракулов, Е.С. Орлов, С.М. Смирнов, Н.И. Александров и др.). Председателями были назначены проф. П.А. Вершилова (НИИЭМ им. Н.Ф. Гамалеи АМН СССР) и проф. М.М. Иванов (Ветеринарный контрольный институт).

В период 1958–1981 гг. было проведено 38 заседаний и сделано 73 доклада, их основная прикладная тематика посвящалась вопросам снижения и ликвидации заболеваемости бруцеллёзом с/х животных и людей в эндемичных районах, внедрению чувствительных и специфичных методов диагностики и эффективных живых вакцинных штаммов для профилактики бруцеллеза животных и людей.

Наиболее активными докладчиками на этих совещаниях были представители НИИЭМ им. Н.Ф. Гамалеи: П.А. Вершилова, М.И. Чернышева, Р.Г. Асланян, Е.И. Кайтмазова; Противочумным институтом Кавказа и Закавказья: И.Ф. Таран; Среднеазиатским противочумным институтом: М.Ф. Шмутер; ветеринарными институтами: Е.С. Орлов, М.М. Иванов, А.С. Коротич, К.В. Шумилов; Минздрав Украинской СС: А.А. Мелентьев.

Сложная проблема снижения и ликвидации заболеваемости бруцеллёзом была в центре обсуждения 15 заседаний. В этой связи примечательным и показательным на 4 заседании комиссии в 1959 г. являлся доклад А.А. Мелентьева на тему «Пути ликвидации бруцеллёза в Крымской области», на основании которого, с учетом эффективности применения радикального метода в Крыму (путём убоя всего больного поголовья овец) было принято решение о внесении изменений и дополнений в инструкцию по борьбе с бруцеллёзом.

В докладах Р.Г. Асланяна, В.Н. Тер-Вартанова, Н.В. Софронова, П.А. Петрова, Б.С. Зиновьева, Р.М. Алехина, Д.С. Сайфутдинова и др., была представлена характеристика эпидемической и эпизоотической ситуаций по бруцеллёзу. Рассматривались отдельные регионы Сибири, Кавказа и Закавказья, республики Средней Азии и в целом по стране, с обсуждением проблемных вопросов ликвидации бруцеллёза. На основании эффективного опыта ликвидации очагов бруцеллёза с/х животных в отдельных областях и республиках (Крым, Украина, Белоруссия, Прибалтика) члены комиссии составляли и корректировали комплексные плановые мероприятия по ликвидации заболеваний людей и животных. По результатам совместной научно-практической работы медицинских и ветеринарных специалистов, доложенных на заседаниях комиссии, были усовершенствованы нормативно-методические документы.

Внедрению чувствительных и специфичных методов диагностики в лабораторную практику были посвящены доклады М.И. Чернышевой, О.И. Морякова, М.Ф. Шмутера, Е.И. Скаршевской, Ю.Ф. Щербака, А.А. Строганова и др.

В результате в практику были внедрены новые способы диагностики: кольцевая реакция с молоком (КР), Роз–Бенгал тест, реакция пассивной гемагглютинации (РПГА), люминесцентно-серологический метод, реакция непрямой гемагглютинации (РНГА), реакция связывания комплемента (РСК), реакция нейтрализации антител (РНАт). Также стартовал организованный промышленный выпуск для масштабов страны диагностикума для постановки реакции агглютинации, стандартной национальной сыворотки и единого бруцеллёзного антигена.

Проблеме вакцинопрофилактики бруцеллёза у с/х животных и людей комиссия уделяла заостренное внимание. На 1-м заседании комиссии в докладах П.А. Вершиловой и А.А. Голубевой, М.Ф. Шмутера, Х.А. Касымова, И.Ф. Тарана детально обсуждался вопрос о введении

накожной вакцинации и ревакцинации людей штаммом *Brucella (B.) abortus* 19-ВА в сравнении с подкожным методом. В результате сравнительного изучения эпидемиологической эффективности этих методов вакцинации в неблагополучных по бруцеллёзу мелкого рогатого скота (МРС) областях, была разработана инструкция. При этом на основе опыта вакцинации было внесено важное положение о необходимости вакцинировать профессионально связанные группы населения с источником заражения *B. melitensis* только после отбора по строго отрицательным серологическим и аллергическим реакциям.

Материалы изучения живых вакцин вида *B. melitensis*: Rev-1, Невский-12, К-24, и *B. abortus*: 82, 104-М, 89/23, используемых для вакцинации с/х животных, были представлены на четырёх заседаниях в 70-х г. в докладах М.М. Иванова, П.А. Вершиловой, П.С. Уласевич, Т.И. Малахова, К.В. Шумилова.

В результате рассмотрения комиссией в 1973 г. опыта вакцинации МРС вакциной из штамма *B. melitensis* Rev-1 (патогенного для человека) было рекомендовано обеспечить строгий контроль применения вакцины на местах, с организацией изучения эпидемиологической обстановки в районах ее использования.

В результате доклада К.В. Шумилова по изучению вакцинного штамма *B. abortus* 104-М на крупном рогатом скоте (КРС), комиссией было рекомендовано провести дополнительное испытание вакцины в производственных условиях.

Примечательно, что на заседании комиссии проф. П.А. Вершилова доложила, что потенциально вакцинный штамм *B. abortus* 82 был детально изучен в ее лаборатории и являлся нестабильным, как по культуральным, так и вирулентным свойствам. На основании этого было вынесено заключение о его несоответствии требованиям, предъявляемым к вакцинным штаммам. Комиссия рекомендовала Минздраву СССР проводить изучении эпидемиологической обстановки в зонах широкого испытания новых живых вакцин для с/х животных (*B. melitensis* Rev-1, *B. abortus* 82).

Таким образом, работа межведомственной научно-методической комиссии по борьбе с бруцеллезом была продуктивной на этапах теоретических обобщений и координационного внедрения более 20 методических, регламентирующих и приказных документов. В результате более 20–летней работы комиссии была усовершенствована научно-обоснованная система мероприятий по борьбе с бруцеллёзом во взаимодействии работы медицинских и ветеринарных специалистов. В практику здравоохранения были внедрены новые современные методы лабораторной диагностики и вакцинопрофилактика людей и животных.

За 20-летней период, в стране ветеринарной службой были ликвидированы многие очаги бруцеллёза МРС и КРС, при этом комплексные противобруцеллёзные мероприятия способствовали резкому снижению, в 14,5 раза, показателя заболеваемости людей по стране (1960 г. – 13,8, а к 1982 г. – 0,95 на 100 тыс. населения). Однако, практическая реализация существующих инструкций и приказов в масштабах огромной по территории страны не везде сопровождалась ликвидацией или значительным снижением заболеваемости в силу многофакторности проблемы бруцеллеза.

Пурмак К.А., Маркова М.Ю., Соломащенко Н.И., Хализева В.А., Сироткина С.А., Гудзь О.С.

ИКСОДОВЫЕ КЛЕЩИ *IXODES RICIUS* КАК НОСИТЕЛИ ВОЗБУДИТЕЛЕЙ ИКСОДОВЫХ КЛЕЩЕВЫХ БОРРЕЛИОЗОВ, ГРАНУЛОЦИТАРНОГО АНАПЛАЗМОЗА ЧЕЛОВЕКА И МОНОЦИТАРНОГО ЭРЛИХИОЗА ЧЕЛОВЕКА В ПРИРОДНЫХ БИОТОПАХ СТАВРОПОЛЬСКОГО КРАЯ

ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Ставропольском крае», Ставрополь, Россия

В последние годы накоплен значительный объем информации по эпидемиологии природно-очаговых инфекций и изучению их возбудителей. Существенно расширились представления и о распространении клещевых инфекций в Ставропольском крае. Возрастанию интереса к этой группе инфекций способствовал рост заболеваемости иксодовыми клещевыми боррелиозами (ИКБ) и появлению «новых», до недавнего времени неизученных для нашего региона инфекций - гранулоцитарного анаплазмоза человека (ГАЧ) и моноцитарного эрлихиоза человека (МЭЧ).

Иксодовые клещевые боррелиозы (синонимы: Лайм-боррелиоз, боррелиоз Лайма, болезнь Лайма), ГАЧ, называвшийся в прошлом гранулоцитарный эрлихиоз человека, и МЭЧ – острые трансмиссивные инфекционные заболевания, переносимые клещами.

Возбудители ИКБ относятся к роду *Borrelia* семейства *Spirochaetaceae*. Патогенные для человека и животных виды боррелий объединяют в комплекс *Borrelia burgdorferi sensu lato (s.l.)*.

Анаплазмы и эрлихии - облигатные внутриклеточные микроорганизмы (*Anaplasma phagocytophilum* для ГАЧ, *Ehrlichia muris* и *Ehrlichia chaffeensis* для МЭЧ), относящиеся к семейству *Anaplasmataceae*. Эти бактерии поражают лейкоциты (преимущественно гранулоциты, при ГАЧ, а в случае МЭЧ – моноциты и мононуклеарные фагоциты) и эндотелиальные клетки сосудов.

В условиях удлинения продолжительности сезона активности клещей, в последние годы отмечается увеличение периода контакта населения с клещами в природных очагах. В основном это характерно для городского населения и, возможно, связано с ростом популярности отдыха на природе, нарастающей «автомобилизацией», интенсивным рекреационным освоением.

Целью работы явилось изучение инфицированности клещей Ставропольского края возбудителями ИКБ, ГАЧ, МЭЧ. Основными переносчиками боррелий, анаплазм и эрлихий на территории края являются клещи *Ixodes ricinus*, которые и послужили материалом для исследований.

Сбор материала производили с апреля по октябрь 2016-2018 гг. в соответствии с принятыми методиками - на 1 флаго/км. Обследованием охвачено 11 административных территорий Ставропольского края.

На выделенных маршрутах учитывали видовое разнообразие, относительную численность и половозрастной состав иксодовых клещей. За анализируемый период в эпидсезон на территории Ставропольского края специалистами ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Ставропольском крае» собрано и определено более 2500 особей иксодид вида *Ixodes ricinus*.

Зараженных возбудителями иксодовых клещей выявляли при помощи метода полимеразной цепной реакции (ПЦР) с гибридизационно-флуоресцентной детекцией. В связи с тем, что к настоящему времени у клещей установлена трансфазовая передача возбудителей, пулы формировались с учетом стадий развития. Всего исследовано 599 пулов клещей *Ixodes ricinus* в т.ч.: 552 пула имаго, 46 пулов нимф и 1 пул личинок.

В результате исследования в 89 % пулов обнаружена РНК ИКБ, в 19,4 % – ДНК ГАЧ, в 2,3 % – ДНК МЭЧ.

РНК возбудителя ИКБ обнаружена в иксодовых клещах, отловленных на восьми админи-

стративных территориях, в т.ч.: г. Кисловодск (Курортный парк) – 38,4 % исследуемых пулов; г. Ессентуки - 36,9 %; г. Ставрополь - 20,1 %; Левокумский район - 1,9 %; Георгиевский район - 1,7 %; Новоалександровский район - 0,6 %; Кировский район и г. Пятигорск - по 0,2 %.

ДНК возбудителя ГАЧ обнаружена в клещах, собранных на 4 территориях Ставропольского края, в т.ч.: г. Ставрополь - 56,9 %; г. Кисловодск - 21,6 %; г. Ессентуки - 19,8 %; Георгиевский район - 1,7 %.

ДНК возбудителя МЭЧ обнаружена в клещах, собранных на 3 территориях Ставропольского края, в т.ч.: г. Кисловодск - 68,7 %; г. Ессентуки - 25,0 %;г. Ставрополь - 6,3 %.

Следует отметить, что в 110 пулах иксодид из 4 административных территорий в результате ПЦР выявлена микст-инфицированность клещей возбудителями ИКБ и ГАЧ, в т.ч.: Георгиевский район – 1,8 %; г. Ессентуки – 35,5 %; г. Кисловодск – 19,1 %; г. Ставрополь – 43,6 %.

В 16 пулах от клещей собранных на 3 территориях Ставропольского края выявлена микст-инфицированность клещей возбудителями ИКБ и МЭЧ, в т.ч.: г. Ессентуки – 25,0 %; г. Ставрополь – 6,3 %; г. Кисловодск – 68,7 %.

При анализе инфицированности разных стадий клещей *Ixodes ricinus* возбудителями ИКБ, ГАЧ и МЭЧ получены следующие результаты: вирусофорность боррелиями имаго составила 90,4 %, что на 18,7 % выше, чем нимф, а анаплазмами, наоборот, ниже на 14,5 % (18,1 %). Генетический материал возбудителя эрлихиоза в преимагинальных фазах развития клещей не обнаружен.

Следует отметь, что за анализируемый период с 2016 по 2018 гг. при исследовании методом ПЦР на наличие генетического материала возбудителей ИКБ, ГАЧ, МЭЧ 668 пулов иксодовых клещей (668 особей), снятых с людей, вирусоформность ИКБ составила 18,6 %; ГАЧ - 2,1 %; МЭЧ – 4,5 %. Зарегистрировано 106 случаев заболеваний болезнью Лайма.

На основании полученных данных можно констатировать, что на территории Ставропольского края устойчиво функционирует природный очаг ИКБ. Полученные результаты свидетельствуют о высокой частоте выявления РНК возбудителя ИКБ у клещей *Ixodes ricinus*, а также нередко к этим возбудителям одновременно выявляют ДНК ГАЧ и ДНК МЭЧ. Установлен высокий уровень микст-инфицирования возбудителями ГАЧ и ИКБ и относительно низкая вирусофорность ГАЧ и МЭЧ, как самостоятельного инфицирования.

Результаты исследования обуславливает необходимость проведения профилактических мероприятий, следует проводить преобразование окружающей среды, благоустройство лесных массивов, в том числе санитарные рубки, удаление сухостоя, валежника и прошлогодней травы, прореживание кустарника, ликвидация свалок бытового, строительного и лесного мусора, а также акарицидную обработку территорий, активно посещаемых населением.

Скляров О.Д., Цатурян Л.Г., Калядин Д.В., Бабичева А.В.

СИСТЕМА КОНТРОЛЯ БРУЦЕЛЛЕЗА ЖИВОТНЫХ В РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ

ФГБУ «Всероссийский государственный Центр качества и стандартизации лекарственных средств для животных и кормов»,
Москва, Россия

Бруцеллёз является одной из самых актуальных зоонозных болезней, наносящих значительный социально-экономический ущерб. Система контроля бруцеллеза, включающая его диагностику, профилактику, реализацию ограничительных, ветеринарно-санитарных и организационно-хозяйственных мероприятий, в Российской Федерации сложилась во второй половине прошлого века.

До 2000 г. в распоряжении ветеринарных специалистов страны имелись и широко приме-

нялись разные тесты серологической и бактериологической диагностики болезни, в том числе реакция агглютинации (РА), реакция связывания комплемента (РСК), роз бенгал проба (РБП), кольцевая реакция с молоком (КР), реакция иммунодиффузии в агаровом геле (S-OPS). После 2000 г. в практику были внедрены: реакция непрямой гемагглютинации (РНГА), конкурентный иммуноферментный анализ с R-антигеном, РА и РИД с R–антигеном, РСК с R–антигеном, иммунохроматографический анализ, непрямой иммуноферментный анализ с S-OPS антигеном, конкурентный иммуноферментный анализ с S-LPS антигеном, полимеразная цепная реакция (ПЦР). Стандартизация ряда серологических тестов проводится с использованием Национальной стандартной сыворотки anti-Brucella abortus (1000 МЕ антител/см^3), эквивалентной по активности Международной сыворотке anti-Brucella abortus (International standard Anti-Brucella abortus serum).

Перечень, применяемых в Российской Федерации для диагностики бруцеллеза тестов в целом совпадает с перечнем таких тестов, рекомендуемых Международным эпизоотическим бюро (OIE).

Разработкой и испытанием противобруцеллезных вакцин в стране начали заниматься в 20-х годах прошлого столетия. При этом было получено (выделено и селекционировано) и изучено более 50 вакцинных штаммов бруцелл и апробировано более 30 вакцин. Штаммы и вакцины, считавшиеся наиболее перспективными для применения, в частности *B. abortus* 19, *B. abortus* 82, *B. abortus* 75/79-АВ, *B. abortus* КВ 17/100, *B. abortus* 45/20, *B. abortus* 53Н38, *B.abortus* RB-51 и *B.abortus* 104 М были изучены по показателям «безвредность», «агглютиногенность» «иммуногенная активность» в комиссионных опытах на морских свинках, крупном и мелком рогатом скоте. В период с 2009 по 2018 гг. количество крупного рогатого скота, иммунизированного вакциной из штамма *B. abortus* 82 составляет от 1261,378 до 1997,578 тыс. гол, из штамма *B. abortus* 75/79-АВ – от 74,409 до 151,13 тыс. гол., *B. abortus* 19 – от 5,599 до 14,142 тыс. гол.; количество мелкого рогатого скота, иммунизированного вакциной из штамма *B. melitensis* REV-1 – от 1879,209 до 4995,222 тыс. гол, вакциной из штамма *B. abortus* 19 – от 944,315 до 1828,902 тыс. гол.

В Российской Федерации разработаны и действуют документы, регламентирующие порядок проведения противобруцеллёзных и диагностических мероприятий, в частности, Ветеринарные правила по борьбе с бруцеллезом животных – ВП 13.3.1302-96 (утв. Департаментом ветеринарии Министерства сельского хозяйства и продовольствия Российской Федерации18 июня 1996 г. N 23); Наставление по диагностике бруцеллеза животных (утв. Департаментом ветеринарии 29 сентября 2003 г. N 13-5-02/0850).

Несмотря на сложившуюся в стране систему контроля бруцеллеза эпизоотическая ситуация по бруцеллезу крупного и мелкого рогатого скота в ряде субъектов Российской Федерации, в частности в Южном ФО, Северо-Кавказском ФО, Приволжском ФО и Сибирском ФО, требует внесения существенных корректив в проведение мероприятий по искоренению болезни. Причем следует отметить, что за последние шесть лет, количество новых, выявленных в стране в течение года неблагополучных по бруцеллезу пунктов значительно превышает количество таких пунктов, насчитывающихся на начало года. Так, на начало 2015 года в стране числилось 264 пункта, неблагополучных по бруцеллезу крупного рогатого скота, а количество новых неблагополучных пунктов, выявленных в течение года, составило 499; в 2016 году эти показатели составляли, соответственно, 194 и 567, в 2017 году – 186 и 533, в 2018 году – 126 и 393. Примечательно, что в этот период количество оздоровленных в течение года неблагополучных пунктов было сходным с количеством новых выявленных пунктов.

В плане совершенствования системы контроля бруцеллеза в период с 2004 года по настоящее время в стране разработаны или завершается разработка нормативных документов, регламентирующих проведение диагностики и специфической профилактики болезни, ограничительных, ветеринарно-санитарных и организационно-хозяйственных мероприятий. В частности, разработаны ГОСТ 33675-2015 Животные. Лабораторная диагностика бруцеллеза. Бактериологические методы. Дата введения 2017-07-01 и ГОСТ 34105-2-17 Животные. Лабораторная диагностика бруцеллеза. Серологические методы. Дата введения 2018-07-01. Разра-

ботаны «Ветеринарные правила проведения регионализации территории Российской Федерации» (утв. приказом Министерства сельского хозяйства Российской Федерации от 14 декабря 2015 г. № 635) Зарегистрировано в Минюсте РФ 23 марта 2016 г. Регистрационный № 41508. Правила регламентируют принятие решений, в случае возникновения угрозы распространения заразных болезней животных, о запрете перемещения, ограничении перемещения или установлении условий перемещения восприимчивых к данной болезни животных и подконтрольных товаров в регион, где имеется субпопуляция восприимчивых животных, которые могут повлечь за собой занос заразной болезни животных (ее возбудителя) в данный регион при разных типах перевозок.

Предписано применение разработанных провоцирующих антигенов для выявления скрытых форм бруцеллеза у крупного рогатого скота.

В правилах предложена новая редакция порядка отмены ограничений в хозяйствах, неблагополучных по бруцеллезу, предусматривающая: убой больных животных в срок не более 15 дней после их выявления; получение двукратных с интервалом в 30 дней отрицательных результатов серологических исследований поголовья оздоравливаемого неблагополучного пункта (за исключением карантинируемого ввозного поголовья животных, реагирующего при серологическом исследовании на бруцеллез в диагностических титрах, вся группа (партия) которого должна быть отправлена на убой); исследования с отрицательным результатом всего поголовья восприимчивых животных других видов, в том числе собак, в эпизоотическом очаге (неблагополучном пункте) и проведения других мероприятий, предусмотренных Правилами; получения двукратных отрицательных результатов серологических исследований поголовья неблагополучного пункта с интервалом не менее 3 месяцев в течение 6 месячного контрольного срока.

В заключение следует отметить, что, несмотря на разработку и внедрение в практику новых более совершенных средств диагностики, проведение эпизоотологического мониторинга бруцеллеза радикальное изменение эпизоотической ситуации по бруцеллезу животных и искоренение этого актуального зооноза практически невозможно без: включения его в список особо опасных болезней; создания на территориях субъектов Российской Федерации неблагополучных по бруцеллезу мясокомбинатов и боен, выполняющих убой больных бруцеллезом животных (решает проблему неполного, несвоевременного и антисанитарного убоя); компенсации владельцам убытка, неизбежного при изъятии больных животных, в первую очередь, в условиях ведения отгонного животноводства; прекращения введения нетелей и ярок в стада и отары взрослых животных; ограничения концентрация поголовья в хозяйствах молочного направления деятельности на территориях, неблагополучных по бруцеллезу; оперативного завершения реализуемой в стране программы идентификации (мечения) животных.

Ушаков А.В.

К ВОПРОСУ О СОЧЕТАННОСТИ ПРИРОДНЫХ ОЧАГОВ ИНФЕКЦИЙ В ПОДЗОНЕ ЮЖНОЙ ТАЙГИ ТЮМЕНСКОЙ ОБЛАСТИ

ФБУН Тюменский научно-исследовательский институт краевой инфекционной патологии Роспотребнадзора,
Тюмень, Россия

Сочетанность очагов инфекций одними авторами понимается как общность территории занимаемой очагами, другими – как микстинфицированность особей хозяев (переносчиков) несколькими видами возбудителей, а третьими – как единство паразитарных систем «видов-двойников» (по Р.Л. Наумову), отличающихся только видом возбудителя. В настоящее время исследователи, опираясь на данные по микстинфицированности переносчиков, отмечают лишь совместное существование очагов двух, трёх и четырёх инфекций (Хазова, 2001).

Как показали наши исследования, анализ сочетанности природных очагов болезней целесообразно осуществлять только парами, поскольку лишь такой анализ даёт возможность выделять те основы сочетанности, которые присущи данным очагам, определять уровень, характер, тип, степень сочетанности очагов и вид сочетанного очага.

В подзоне южной тайги Тюменской области на территории смешанного природного очага клещевого энцефалита (КЭ), клещевого риккетсиоза Северной Азии (КРСА) и Куриккетсиоза (КуР) у красной (*Myodes rutilus*), рыжей (*Myodes glareolus*) полёвок, полевой мыши (*Apodemus agrarius*) и бурозубок рода *Sorex* установлено спонтанное носительство возбудителей КЭ, КРСА и КуР (Малюшина, 1967). Здесь же выявлены природные очаги геморрагической лихорадки с почечным синдромом (ГЛПС) (Марченко и др, 1992). Носителями вируса ГЛПС являются красная и рыжая полёвки, полёвка-экономка (*Microtus oeconomus*), полевая мышь и малая бурозубка (*Sorex minutus*). Основную роль в циркуляции вируса ГЛПС играют красная и рыжая полёвки. Их заражённость достигает 17,8% и 13,0%, соответственно.

Природные очаги КЭ и иксодовых клещевых боррелиозов (ИКБ) существуют совместно на одних и тех же территориях и экологически довольно близки, так как паразитарные системы очагов включают одни и те же виды основных переносчиков, носителей боррелий и вируса (Коренберг 1993). На территории Тюменской области в сочетанных природных очагах ИКБ и КЭ зарегистрирована заражённость клещей, как боррелиями, так и вирусом КЭ (Колчанова, Гурбо, 1993). Доминирующий здесь вид клещей – *Ixodes persulcatus* является переносчиком *Borrelia garinii* и *Borrelia afzelii*. Боррелий в России среди позвоночных удалось обнаружить у красной и рыжей полёвок, обыкновенной бурозубки и др. в “персулькатусных” очагах ИКБ. У них распространены те же геновиды боррелий, что и у клещей (Горелова и др., 2002).

По данным литературы, *I. persulcatus* является переносчиком возбудителей КЭ (Чумаков, 1944) и КРСА (Шайман, 1961). Учитывая его наличие в биоте, можно полагать, что популяции клеща и носителей, объединяют очаги данных трансмиссивных инфекций.

Возбудители КЭ и КРСА имеют общих хозяев и переносчика. Поэтому очаги, сформированные ими, взаимодействуют на уровне паразитоценоза коактирующих субпопуляций возбудителей, популяций общих хозяев – красной и рыжей полёвок, полевой мыши, бурозубок рода *Sorex* и популяции общего переносчика – клеща *I. persulcatus*, т. е. на уровне паразитоценоза паразитарных систем. Взаимодействие на этом уровне обусловливает системно-сочетанный характер очага. Так как данные очаги являются очагами инфекций, то тип их сочетанности определяется как инфекционно-инфекционный системно-сочетанный, а степень сочетанности как двухххозяинная (полиморфная однохозяинная). Данный очаг характеризуется как инфекционно-инфекционный системно-сочетанный природный очаг КЭ – КРСА.

Очаги КЭ и КуР взаимодействуют на уровне паразитоценоза коактирующих субпопуляций возбудителей и популяций общих хозяев – красной и рыжей полёвок, полевой мыши и бурозубок рода *Sorex*, что связано с отсутствием в очагах общего переносчика. Взаимодействие на этом уровне обусловливает популяционно-сочетанный характер очага. Поскольку рассматриваемые очаги являются очагами инфекций, то тип их сочетанности определяется как инфекционно-инфекционный популяционно-сочетанный, а степень сочетанности как полиморфная однохозяинная. Таким образом, данный очаг характеризуется как инфекционно-инфекционный однохозяинный популяционно-сочетанный природный очаг КЭ – КуР.

Опубликованные данные свидетельствуют о том, что природные очаги КЭ и ГЛПС не только находятся на одной территории, но и, несмотря на отсутствие единого механизма передачи возбудителей, взаимодействуют между собой в популяциях красной и рыжей полёвок, объединяющих паразитарные системы очагов. Таким образом, сочетанность очагов двух рассматриваемых вирусных инфекций осуществляется на уровне паразитоценоза коактирующих субпопуляций возбудителей КЭ, ГЛПС, популяций красной и рыжей полёвок – общих резервуарных хозяев, что определяет популяционно-сочетанный характер очага. Так как данные

очаги являются очагами инфекций, то тип их сочетанности характеризуется как инфекционно-инфекционный популяционно-сочетанный, а степень сочетанности как полиморфная однохозяинная, поскольку паразитарные системы на уровне популяций млекопитающих – общих резервуарных хозяев представлены двумя видами грызунов. Рассматриваемый сочетанный очаг характеризуется как инфекционно-инфекционный однохозяинный популяционно-сочетанный природный очаг КЭ – ГЛПС.

Принимая во внимание идентичность носителей и основного переносчика боррелий и вируса в паразитарных системах очагов КЭ и ИКБ, можно заключить, что данные очаги взаимодействуют на уровне паразитоценоза коактирующих субпопуляций возбудителей, популяций общих хозяев – красной и рыжей полёвок, обыкновенной бурозубки и популяции общего переносчика – клеща *I. persulcatus*, т. е. на уровне паразитоценоза паразитарных систем. Взаимодействие на данном уровне обусловливает системно-сочетанный характер очага. Так как рассматриваемые очаги являются очагами инфекций, то тип их сочетанности определяется как инфекционно-инфекционный системно-сочетанный, а степень сочетанности как двуххозяинная (полиморфная однохозяинная). Данный очаг характеризуется как инфекционно-инфекционный системно-сочетанный природный очаг КЭ – ИКБ.

Природные очаги КРСА и КуР взаимодействуют только в популяциях резервуарных хозяев возбудителей риккетсиозов. Таким образом, сочетанность очагов двух риккетсиозов осуществляется на уровне паразитоценоза коактирующих субпопуляций возбудителей и популяций их общих хозяев – красной и рыжей полевок, полевой мыши и бурозубок рода *Sorex*. Это также связано с отсутствием в очагах общего переносчика возбудителей КРСА и КуР. Данные очаги, взаимодействуя на уровне паразитоценоза коактирующих субпопуляций возбудителей и популяций их общих хозяев, являются популяционно-сочетанными. Взаимодействие на этом уровне определяет популяционно-сочетанный характер очага. Так как взаимодействующие очаги являются очагами инфекций, то тип их сочетанности определяется как инфекционно-инфекционный популяционно-сочетанный, а степень сочетанности как полиморфная однохозяинная. Следовательно, данный сочетанный очаг характеризуется как инфекционно-инфекционный однохозяинный популяционно-сочетанный природный очаг КРСА – КуР.

Опираясь на приведенные выше данные, можно сделать вывод, что сочетанность природных очагов инфекций в экосистеме подзоны южной тайги Тюменской области определяется общностью популяций хозяев и переносчиков, а также единством паразитарных систем “видов-двойников”. Наличие сочетанных природных очагов инфекций с различной природой возбудителей обусловливает высокий риск одновременного заражения населения возбудителями клещевого энцефалита, клещевого риккетсиоза Северной Азии, Ку-риккетсиоза и иксодовых клещевых боррелиозов.

Ушаков А.В.

О СОЧЕТАННОСТИ ПРИРОДНЫХ ОЧАГОВ ДИКОВАНИЯ, БЕШЕНСТВА, ТУЛЯРЕМИИ И ЛЕПТОСПИРОЗА В ЭКОСИСТЕМАХ СУБАРКТИЧЕСКОЙ И АРКТИЧЕСКОЙ ТУНДРЫ ЯМАЛО-НЕНЕЦКОГО АВТОНОМНОГО ОКРУГА

ФБУН Тюменский научно-исследовательский институт краевой инфекционной патологии Роспотребнадзора,
Тюмень, Россия

Единственным обязательным и специфическим компонентом природного очага является популяция возбудителя (Литвин, Коренберг, 1999). Исходя из этого, можно полагать, что экосистема биоценоза (по В.Б. Сочаве) или совокупность таких экосистем, являясь общими для популяций множества возбудителей различной природы, а значит и сформированных ими природных очагов, в той или иной мере, объединяют их, предопределяя

сочетанность на различных уровнях. Современное учение о паразитоценозах (Маркевич, 1978) позволяет все системы, компонентами которых являются паразиты, в том числе популяционные паразитарные системы и, следовательно, очаги инфекций (как зоонозов, так и сапронозов. – А.У.) и инвазий, рассматривать как объект паразитоценологии (Пиндрус, 1978).

В экосистемах арктических островов, побережий арктических морей, арктической мохово-лишайниковой тундры популяции песца (*Alopex lagopus*), распространённого циркумполярно (Каталог млекопитающих СССР, 1981) и являющегося основным носителем и источником вируса тундрового бешенства, играют чрезвычайно важную роль в очагах этого возбудителя. Эпизоотии тундрового бешенства песцов известны на всем ареале, включая арктические острова – Новосибирские, Врангеля, Шпицберген, Гренландия, Медвежий (Формозов 1935; Туревич, Тебякина, 1947; Бернштейн и др., 1981; Elton, 1931; Wamberg, 1960; Secord et al., 1980; Ødegaard, Krogerud, 1981). Они известны с прошлого века и описаны под разными названиями – дикование, тундровое бешенство, вирусный энцефаломиелит тундровых животных, арктическое бешенство. Эпизоотии широко распространяются в популяциях песца в годы повышенной численности, повторяясь с промежутками от 2 до 5 лет.

Вирус дикования, по мнению ряда современных учёных, является географическим вариантом вируса классического бешенства с более низкой патогенностью, что и обусловливает его низкую эпидемиологическую и эпизоотологическую значимость. Вместе с тем было установлено, что в зонах тундры и лесотундры циркулирует вирус классического бешенства (далее бешенство). Однако основная часть нозоареала этой инфекции в Западной Сибири расположена южнее 58° с. ш.

В экосистемах субарктической и арктической тундры популяции песца являются резервуарным хозяином возбудителя лептоспироза (Шеханов, 1970). Карасевой Е.В. (1975, 1978) установлено, что в Ямальской тундре (Ямало-Ненецкий автономный округ) функционируют природные очаги лептоспироза серовара *Grippotyphosa* (являющегося по своей природе сапронозом. – А.У.). В связи с этим, необходимо отметить, что среди лептоспирозов термин “сапроноз” на современном уровне знаний может быть с уверенностью применён только к лептоспирам серовара *Grippotyphosa* (Ананьина, 1996).

Популяции песца тесно связаны в цепях питания с популяциями сибирского лемминга (*Lemmus sibiricus*), который является резервуарным хозяином лептоспир (Валова, 1970; Карасева, 1975, 1978; Карасева и др., 1976) и возбудителя туляремии (Кучерук и др., 1976). Это определяет функционирование в популяциях хищника и грызуна паразитарных систем природных очагов лептоспироза и туляремии.

Очаги дикования и бешенства взаимодействуют на уровне паразитоценоза коактирующих субпопуляций возбудителей и популяции общего хозяина – песца. Взаимодействие на этом уровне обусловливает популяционно-сочетанный характер очага. Поскольку рассматриваемые очаги являются очагами инфекций, то тип их сочетанности характеризуется как инфекционно-инфекционный популяционно-сочетанный, а степень сочетанности определяется как однохозяинная. Таким образом, данный очаг характеризуется как инфекционно-инфекционный (зоонозно-зоонозный) однохозяинный популяционно-сочетанный природный очаг дикование – бешенство.

Природные очаги дикования и лептоспироза связаны между собой популяцией общего хозяина – песца. Следовательно, сочетанность очагов осуществляется на уровне паразитоценоза коактирующих субпопуляций вируса дикования, возбудителя лептоспироза и популяции песца, обусловливая популяционно-сочетанный характер данного очага. Являясь очагами инфекций, эти очаги обусловливают тип сочетанности, который характеризуется как инфекционно-инфекционный популяционно-сочетанный. Степень сочетанности очагов определяется как однохозяинная, а рассматриваемый очаг характеризуется как инфекционно-инфекционный (зоонозно-сапронозный) однохозяинный популяционно-сочетанный природный очаг дикование – лептоспироз.

Очаги дикования и туляремии взаимодействуют на уровне паразитоценоза коактирующих субпопуляций возбудителей и популяции общего хозяина – песца. Взаимодействие на этом уровне обусловливает популяционно-сочетанный характер очага. Так как рассматриваемые очаги являются очагами инфекций, то тип их сочетанности характеризуется как инфекционно-инфекционный популяционно-сочетанный, а степень сочетанности определяется как однохозяинная. Данный сочетанный очаг характеризуется как инфекционно-инфекционный (зоонозно-зоонозный) однохозяинный популяционно-сочетанный природный очаг дикование – туляремия.

Природные очаги бешенства и лептоспироза связаны между собой популяцией общего хозяина – песца. Следовательно, сочетанность данных очагов осуществляется на уровне паразитоценоза коактирующих субпопуляций вируса бешенства, возбудителя лептоспироза и популяции песца, обусловливая популяционно-сочетанный характер данного очага. Являясь очагами инфекций, данные очаги определяют тип сочетанности, который характеризуется как инфекционно-инфекционный популяционно-сочетанный. Степень сочетанности очагов определяется как однохозяинная, а рассматриваемый сочетанный очаг характеризуется как инфекционно-инфекционный (зоонозно-сапронозный) однохозяинный популяционно-сочетанный природный очаг бешенство – лептоспироз.

Паразитарные системы очагов бешенства и туляремии взаимодействуют на уровне паразитоценоза коактирующих субпопуляций возбудителей и популяции общего хозяина – песца. Взаимодействие на данном уровне обусловливает популяционно-сочетанный характер очага. Являясь очагами инфекций, рассматриваемые очаги определяют тип сочетанности, который характеризуется как инфекционно-инфекционный популяционно-сочетанный. Степень сочетанности очагов определяется как однохозяинная, а данный сочетанный очаг характеризуется как инфекционно-инфекционный (зоонозно-зоонозный) однохозяинный популяционно-сочетанный природный очаг бешенство – туляремия.

Природные очаги туляремии и лептоспироза, функционирующие в данной экосистеме, связаны между собой популяциями общих хозяев – песца и сибирского лемминга. Следовательно, сочетанность данных очагов осуществляется на уровне паразитоценоза коактирующих субпопуляций возбудителя туляремии, лептоспир и популяций общих хозяев, обусловливая популяционно-сочетанный характер очага. Являясь очагами инфекций, рассматриваемые очаги определяют тип сочетанности, который характеризуется как инфекционно-инфекционный популяционно-сочетанный. Степень сочетанности очагов определяется как двухххозяинная. Рассматриваемый сочетанный очаг характеризуется как инфекционно-инфекционный (зоонозно-сапронозный) двухххозяинный популяционно-сочетанный природный очаг туляремия – лептоспироз.

Таким образом, анализ публикаций показывает, что в экосистемах субарктической и арктической тундры Ямало-Ненецкого автономного округа функционируют сочетанные природные очаги инфекций, предопределяющие высокий риск одновременного заражения населения возбудителями бешенства, туляремии, лептоспироза и дикования.

Халдеева Е.В.[1], Глушко Н.И.[1], Лисовская С.А.[1,2]

ДОМАШНИЕ ЖИВОТНЫЕ КАК ПОТЕНЦИАЛЬНЫЙ ИСТОЧНИК ЗАРАЖЕНИЯ ГРИБАМИ-ДЕРМАТОМИЦЕТАМИ

[1]ФБУН Казанский научно-исследовательский институт эпидемиологии и микробиологии Роспотребнадзора, Казань, Россия;
[2]ФГБОУ ВО «Казанский государственный медицинский университет» Министерства здравоохранения РФ, Казань, Россия

Последние годы ознаменовались возрастающим интересом к исследованию грибов-дерматомицетов (дерматофитов). С одной стороны, это связано с ростом заболеваемости дерматофитиями, с другой – со значительным прогрессом в области методов исследования грибов. Изменение социально-экономических условий жизни людей, гигиенических стандартов, рост числа иммунодефицитных состояний, нерациональное применение антибиотиков, гормонов – все это приводит к изменениям микробиоты, в результате которого организм человека становится более восприимчивым к грибковым инфекциям. При этом вновь приобретает актуальность зоонозный путь передачи инфекции, а к ранее существовавшим источникам заражения добавляются новые.

Дерматомицеты делятся на три экологические группы в соответствии с источником метаболизированного кератина. Геофильные виды – сапробы, которые питаются кератином в почве, в то время как антропофильные и зоофильные виды поражают богатые кератином ткани на живом организме человека или животного. Зоофильные виды дерматомицетов могут передаваться человеку через прямой контакт и вызывают тяжелые воспалительные инфекции. Большинство зоофильных видов адаптированы к одному конкретному хозяину, как *Microsporum canis* для кошек, *Trichophyton verrucosum* для крупного рогатого скота, или *T. erinacei* для ежей. В связи с адаптацией иммунной системы, животные, в основном, являются бессимптомными переносчиками дерматомицетов. Риск заражения зависит от зоофильного агента и частоты контакта человека с животным.

Ранее основным источником заражения человека был скот, однако сейчас в развитых странах, благодаря улучшению гигиенических стандартов и применению эффективных средств профилактики и лечения, острота этой проблемы значительно уменьшилась. В то же время появились новые маршруты передачи инфекции. Так, дети, у которых дома живет бессимптомный питомец, могут заразиться и стать источником зоонозов в детских учреждениях, а взрослые – в спортивных залах, бассейнах и т.п.

В связи с этим, представляет интерес оценить вероятность носительства домашними животными грибов-дерматомицетов.

Цель работы: изучить состав грибковой микробиоты кожных покровов и шерсти домашних животных (кошек и собак).

Материалы и методы. Исследовано 32 образца соскобов с кожных покровов и шерсти (остевых волос и подшерстка) домашних животных (22 кошки и 10 собак). Отбор биоматериала проводили в условиях ветеринарной клиники и анализировали в лаборатории микологии КНИИЭМ. Проведено микроскопическое исследование с КОН и калькофлюором белым, а также культуральное исследование на среде Сабуро. Культивирование проводили в течение 10-20 суток при 30 ˚С. Идентификацию проводили классическими методами по культурально-морфологическим признакам.

Результаты. В результате проведенных исследований элементы мицелия микроскопически обнаружены у 29 животных, присутствие грибов подтверждено культуральными методами в 28 случаях (87,5 %), в т.ч. у 21 кошки и 7 собак.

В результате культурального исследования присутствие грибов-дерматомицетов выявлено в 17 случаях (5 собак и 12 кошек), в том числе, *Microsporum canis* (3 кошки), *Microsporum*

gipseum (1 собака). У 7 кошек и 2 собак выявлен вид *T. mentagrophytes*, у 3 кошек и 1 собаки – другие виды *Trichophyton* spp. Помимо дерматомицетов в трех анализах отмечено присутствие ассоциаций дрожжеподобных (*Rhodotorula mucilaginosa* и *Candida parapsilosis*) и плесневых грибов. У 2 кошек выявлены соответственно ассоциации *R. mucilaginosa* и *C. parapsilosis* с *Rhizopus stolonifer* и *Aspergillus niger*, а у собаки – *R. mucilaginosa* и *Alternaria* spp.

В 12 случаях (11 кошек и 1 собака) в посевах выявлены только плесневые грибы (*A. niger*, *A. fumigatus*, *Alternaria* spp., *R. stolonifer*, *Fusarium* spp. – у кошек и *A. fumigatus* и *A. terreus* – у собаки). Присутствие плесневых грибов в некоторых случаях можно расценивать как контаминацию шерсти, однако в 6 случаях присутствие грибов было отмечено непосредственно при микроскопическом исследовании остевых волос и подшерстка. При этом отмечали обрастание некоторых волосков без перфорации. Полученные результаты подтверждают важность культуральной диагностики, поскольку только в этом случае можно идентифицировать вид гриба и принять соответствующие меры по его элиминации.

Выводы. Показано присутствие грибов-дерматомицетов, представляющих потенциальную опасность заражения человека, на коже и шерсти домашних животных. Отмечена возможность обсеменения кожных покровов и шерсти дрожжеподобными и плесневыми грибами. Все это указывает на необходимость соблюдения гигиенических норм при общении с домашними животными и целесообразность их периодического обследования на предмет носительства грибов-дерматомицетов.

Халидов А.Х.[1], Казакова Т.И.[1], Григорьев М.П.[2]

ОПТИМАЛЬНЫЕ СРОКИ ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКОГО МОНИТОРИНГА В НЕКОТОРЫХ ПРИРОДНЫХ ОЧАГАХ ЧУМЫ, КУРИРУЕМЫХ ФКУЗ ДАГЕСТАНСКАЯ ПРОТИВОЧУМНАЯ СТАНЦИЯ РОСПОТРЕБНАДЗОРА

[1]ФКУЗ Дагестанская противочумная станция Роспотребнадзора, Махачкала, Россия;
[2] ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Дагестанский равнинно предгорный природный очаг чумы (03)

Площадь 11,1 тыс. кв. км. Известен с 1951 г. Эпизоотии регистрировали в 1951, 1952, 1956, 1975, 1984, 1994, 1998 и 1999 гг. В последние 19 лет очаг неактивен. В 2019 г. развитие эпизоотий маловероятно. Сроки обследования: весна – 19.03 по 20.04; второй этап 14.05-18.05; осень – 24.09 по 27.10.2018 г.

Основной носитель в Дагестанском равнинно-предгорном очаге – малый суслик (*S. pygmaeus satunini*). По результатам наших обследований на территории Терско-Сулакской низменности, начиная с 2010 года, прослеживается увеличение плотности поселений малого суслика. Его средняя численность увеличилась с 2,6 в 2010 году до 4,8 в 2018 г. На основе анализа данных о средней численности носителей и переносчиков в 03 очаге был произведен пересчет среднемноголетних показателей. Так, для малого суслика в Терско-Сулакской низменности этот показатель изменился с 0,8 зверьков на 1 га на 3,6; в предгорной зоне очага с 6,8 на 6,4 соответственно. Среднемноголетняя норма численности блох на 1 га по равнинной части очага повысилась с 18,0 до 48,4.

Однако численность переносчиков на данной территории продолжает оставаться низкой. Причины наблюдающегося роста численности малого суслика, при одновременной депрессии его блох, заставляет нас задумываться над пересмотром современных методов и сроков учета, их соответствию изменившимся условиям существования популяций на территории очага, в частности, к сдвигу фенологических фаз в жизнедеятельности носителей

и переносчиков. В 2018 году, начав эпизоотологическое обследование очага на одну неделю раньше прошлогодних сроков, мы успели перехватить пик активности блох малого суслика (*N. cetosa*) и отразить более объективную картину численности переносчиков в очаге, избегая крайне трудоемкий процесс раскопки гнезд малого суслика. Так, весенний индекс обилие блох на равнинной части очага изменился с 8,6 в 2017 г. до 82,0 в 2018 г., т.е. увеличилась в 9 раз. Учитывая, что численность носителей на 1 га в 2018 г. в равнинной части меньше, чем в прошлом году (4,8 зверьков на 1 га в 2018 г. и 5,1 в 2017), подобный подъем численности переносчиков можно объяснить более ранними сроками эпизоотологического обследования. Вероятно, это отражает объективную картину сдвигов фенологических фаз жизнедеятельности переносчиков – ранневесенних блох *Neopsylla setosa,* в частности, более ранние сроки выплода в связи с повышением среднемноголетних температур.

Восточно-Кавказский высокогорный природный очаг чумы (39)

Площадь 23,4 тыс. кв. км. Открыт в 1977 г. Эпизоотии регистрируются часто с небольшими перерывами на локальном Кокмадагском участке очаговости (в последний раз культуры находили в 2013 г.). В 2018 г. продолжился межепизоотический период.

Сроки обследования: 2018: весна – первый этап с 8.05. по 11.05, второй – с 28.05 по 15.06; осень – с 20.08 по 07.09. Основной носитель возбудителя – обыкновенная полевка (*Microtus arvalis*).

Учитывая низкую численность переносчиков в очаге, мы внесли изменения в сроки обследования, начав первый этап в мае. В результате этого нам удалось застать пик активности блох шерсти полевок, и в мае индекс обилия блох *обыкновенной полевки* составил больше 1. Пересчет численности блох на 1 га весной дал значительно более высокие показатели: с 1,1 в 2017 году (при средней плотности носителя 6,6 зверька на 1 га) до 14,0 в текущем (при средней плотности 8,6 зверька 1 на га), т.е. численность блох увеличилась почти в 13 раз.

Сроки осеннего эпизоотологического обследования увеличили на неделю, захватив начало сентября, в период второго пика активности блох *обыкновенной полевки*. Индекс обилия блох гнезда в сентябрьских сборах составил 4,8 (в августе 4,1). В результате подсчета осенней численности блох на 1 га показатели увеличились с 9,6 в 2017 году до 48,0 в текущем, при том, что средняя плотность зверьков на га в 2017 году была несколько выше, чем в 2018 (11,5 и 10,6 соответственно).

Таким образом, изменения в сроках обследования 39 очага чумы показали свою продуктивность, и мы намерены и в дальнейшем придерживаться этого графика.

В целом численность блох обыкновенных полевок на всей территории очага остается значительно ниже среднемноголетних норм (53,2 весной и 231,0 осенью).

Учитывая снижение осенней интенсивности размножения, даже при благоприятных условиях зимовки к весне 2019 года в горной зоне численность обыкновенных полевок не превысит показателей этого года.

Несмотря на низкую исходную численность переносчиков в очаге, довольно значительное количество гнезд, содержащих развивающиеся личинки блох (до 30%), дает основания надеяться если не на значительный прирост их популяции к будущему году, то хотя бы на сохранение уровня этого года.

В целом осложнение эпизоотологической ситуации в данном очаге не прогнозируется.

С учетом длительного межэпизотического периода на Кокмадагском участке стойкой эпизоотии, нами в 2018 году были заложены три стационарные площадки общей площадью 6 га. На этих площадках будут проводиться учетные зоологические работы с фиксированием максимально широкого круга экологических факторов с занесением этих данных в электронный кадастр. По мере накопления базы данных, с использованием статистических программ компьютерного моделирования мы попытаемся выявить спектр различных факторов, влияющих на численность носителей и переносчиков и возникновение эпизоотий с тем, чтобы в дальнейшем прогнозировать эти процессы.

Таким образом, в связи наблюдаемыми изменениями фенологических циклов переносчиков в Дагестанском равнинно-предгорном очаге чумы, считаем наиболее оптимальными сро-

ками начала эпизоотологического обследования I-II декаду марта, в зависимости от погодно-климатических условий. В эти сроки мы застаем первый весенний пик активности блох шерсти и норных блох малого суслика, что позволяет определить более точную численность переносчиков на 1 га.

Изменения сроков обследования Восточно-Кавказского природного очага чумы (более раннее весеннее и более позднее осенью) показало свою продуктивность и целесообразность.

В план 2019 года, с учетом результатов 2018 г., были внесены корректировки сроков обследования и объемов планируемых работ.

Чекашов В.Н., Кутырев И.В., Матросов А.Н., Шилов М.М., Захаров К.С., Поршаков А.М.

ВЛИЯНИЕ АБИОТИЧЕСКИХ ФАКТОРОВ НА ФОРМИРОВАНИЕ, СОХРАНЕНИЕ И АКТИВНОСТЬ ПРИРОДНЫХ ОЧАГОВ ЛИХОРАДКИ ЗАПАДНОГО НИЛА В САРАТОВСКОЙ ОБЛАСТИ

ФКУЗ Российский научно-исследовательский противочумный институт «Микроб» Роспотребнадзора, Саратов, Россия

Активность природных очагов большинства арбовирусных инфекций, в том числе и лихорадки Западного Нила (ЛЗН), в значительной степени связана с климатическими характеристиками региона, определяющими реассортацию и распространение самого возбудителя, а также состояние, распространение и динамику численности носителей и переносчиков. Основной причиной расширения нозоареала является современное изменение климата - потепление и повышенную влажность, наблюдаемые в последние годы на юге Европейской части России, привели к их продвижению в северном направлении.

При изучении факторов, при которых происходит формирование природных очагов арбовирусов в регионе, большое значение необходимо придавать анализу изменений погодных условий. Саратовская область располагается в средних широтах на территории европейской части Российской Федерации. Климат региона умеренно континентальный, характеризующийся в норме сухим жарким летом и морозной зимой. В результате потепления климата в Саратовской области отмечаются отклонения от нормы (средних многолетних значений) в погодном режиме, что проявилось в смене продолжительности сезонов года. Явно прослеживается тенденция укорочения морозного периода (зимы) – количества дней с температурами ниже 0°С, и, соответственно, удлинения безморозного периода. В последнем выделяют 3 фенологических сезона: весну, лето и осень, продолжительность которых варьирует по годам.

Основные вопросы эпизоотологии ЛЗН – изучение фауны, численности и распределения животных, в популяциях которых циркулирует возбудитель. В качестве носителей в первую очередь исследовались птицы водного и антропогенного комплексов: определяли их видовой состав, индексы встречаемости, доминирования и агрегированность видов и группировок, распределение по сезонам года. Наблюдения вели в периоды массовых миграций перелетных птиц, когда возможны трансконтинентальные заносы инфицированными особями патогенных агентов, а также их эктопаразитами. Учеты численности птиц антропогенного комплекса проводили круглый год, в природных условиях – преимущественно в весенне-летний период. Большое внимание уделяли изучению фауны и численности птиц на полигонах твердых бытовых отходов (ТБО), где они скапливаются круглогодично в больших количествах.

С учетом сохранения вируса Западного Нила в организме комаров во всех фазах их развития действительно температурный фактор оказывается наиболее важным при прогнозировании развития ситуации по ЛЗН. Естественные водоемы находятся под воздействием темпе-

ратур воздуха, в связи с чем, все погодные аномалии отражаются на условиях, определяющих присутствие, сохранение и количественные параметры циркуляции ВЗН. Отмечается влияние температурного фактора и на заболеваемость населения в сезон передачи. Показательны 2012 и 2016 гг. - уже ранней весной наблюдалось превышение норм температур, а в 2017 г. – понижение, что, по-видимому, блокировало размножение вируса в природных биоценозах. Самым коротким был зимний период с 2015 на 2016 гг. – он длился лишь 79 дней. Можно отметить, что он, в этой связи, был самым благоприятным для сохранения возбудителя, носителей и переносчиков ВЗН. Во все годы безморозный период оказывался на 6–28 дней длиннее многолетней нормы. Результатом этого и других факторов в 2016 г. явилось повышение уровня заболеваемости в области: абсолютное число больных ЛЗН составило 87. Фенологическая зима с 2016 на 2017 гг., напротив, оказалась продолжительной: морозный период составил 140 дней, что на 24 дня дольше нормы. Лето в 2017 г. началось с опозданием: устойчивый переход через 15° С наблюдался только с 20 мая, да и то в последующем периодически до конца 1 декады июня наблюдались понижения среднесуточных температур в течение 2-3 дней. В 2017 г. случаи заболеваний ЛЗН в Саратовской области не регистрировались.

Влияние потепления климата особенно заметно в отношении такой подвижной группы животных, как птицы, приспособленных к дальним миграциям в поисках благоприятных условий жизни. Перелетные птицы Евразии стали прилетать раньше, а улетать позже: увеличилась длительность их пребывания на местах гнездований. В результате наших исследований отмечено это и для Саратовской области. Потепление и увлажнение климата благоприятно отразилось на экологии кровососущих комаров и иксодовых клещей – потенциальных переносчиков и хранителей возбудителя Западного Нила (ВЗН). В годы с продолжительным безморозным периодом и повышенным увлажнением в летний период удлинялся сезон активности кровососущих членистоногих, увеличивалось число их генераций, и, как следствие – численность, частота и продолжительность периодов активного нападения этих кровососущих членистоногих на людей и животных.

Таким образом, при оценке влияния метеорологических факторов на формирование, активность и сохранение очагов ЛЗН можно констатировать, что циркуляция ВЗН определяется совокупным воздействием влажности и температур. Низкие температуры в теплый период года отрицательно сказывается на размножении вируса: в годы погодных аномалий, связанных с понижением температуры воздуха в теплый период года (в сезон заражения), активность очагов снижалась – сокращался уровень заболеваемости населения, либо таковая отсутствовала вовсе. Потепление и увлажнение климата благоприятно сказывалось на состоянии популяций носителей и переносчиков ВЗН. Все это обусловило формирование на территории Саратовской области устойчивых очагов ЛЗН, что привело к заболеваемости населения.

Наблюдения за распределением температуры, осадков в течение года, сроками наступления и продолжительности сезонов позволяют определять временные интервалы активности животных, основные этапы их репродуктивных функций, особенности миграционной подвижности, динамики численности и заселенности объектов и территорий, обосновано планировать и осуществлять эпизоотологический мониторинг на территории области, прогнозировать эпизоотологическую и эпидемиологическую обстановку по ЛЗН.

Все научные исследования по изучению условий существования ЛЗН в регионе направлены на решение вопросов эффективной профилактики заболеваний населения. Связь заболеваемости с природными и антропогенными факторами, устранение главных причин массового размножения и расселения кровососущих членистоногих, позволяют определить основные направления и методы борьбы с резервуарами и переносчиками ВЗН, пути снижения эпидемиологической опасности заболеваний ЛЗН в области.

III. СОВЕРШЕНСТВОВАНИЕ ЛАБОРАТОРНОЙ ДИАГНОСТИКИ ИНФЕКЦИОННЫХ БОЛЕЗНЕЙ, ОБЩИХ ДЛЯ ЧЕЛОВЕКА И ЖИВОТНЫХ, ИНДИКАЦИИ И ИДЕНТИФИКАЦИИ ИХ ВОЗБУДИТЕЛЕЙ

Аксенова Л.Ю., Семенова О.В., Гаркуша Ю.Ю., Жданова Е.В., Курчева С.А., Еременко Е.И., Буравцева Н.П., Головинская Т.М., Варфоломеева Н.Г., Рязанова А.Г.

РАЗРАБОТКА И ИЗУЧЕНИЕ СПЕЦИФИЧНОСТИ МАГНОИММУНОСОРБЕНТОВ ДЛЯ ДЕТЕКЦИИ СПОРОВОЙ ФОРМЫ *BACILLUS ANTHRACIS*

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Сохранение постоянной угрозы возникновения вспышек сибирской язвы у людей и животных вследствие естественных причин и в результате актов биологического терроризма с использованием спор сибиреязвенного микроба требует наличия эффективных средств диагностики для успешного проведения комплекса противоэпидемических и профилактических мероприятий в очаге инфекции.

Одним из приоритетных направлений в лабораторной диагностике инфекционных болезней является разработка высокоэффективных методов концентрирования микроорганизмов в сложных (контаминированных, загрязненных ингибиторами и т.д.) образцах с невысокой концентрацией патогена с последующей детекцией их антигенов или нуклеиновых кислот, либо их селективным выделением для микробиологических исследований.

Чрезвычайно высокая чувствительность связывания и особые физико-химические свойства магнитных микрочастиц послужили основой разработки и внедрению в практику тест-систем магноиммуносорбентных для выявления возбудителей особо опасных и других инфекций бактериальной и вирусной природы.

Целью нашей работы явилось проведение сравнительной оценки магноиммуносорбентов (МИС) с двумя равнозначными вариантами модифицирования твердофазных носителей, а также специфичность связываемости МИС с «мишенью».

Основной матрицей при получении МИС служил алюминий кремнекислый мета (алюмосиликат). В качестве магнитного компонента использован оксид железа (II), обладающий выраженными магнитными свойствами. Оксиды железа нейтральны при связывании с биологически активными компонентами или клеточными структурами и не влияют на их свойства.

Модифицирование поверхности сорбента осуществляли 6 % коллоидным раствором декстрана (полиглюкина) с молекулярной массой 60000 ± 10000 в 0,9 % растворе натрия хлорида. Для получения частиц контролируемого размера измельчение МИС проводили на шаровой планетарной микромельнице Fritsch P-7 (Германия) методом сухого размола.

Химическое активирование поверхности полученных после измельчения образцов МИС проводили двумя равнозначными вариантами модифицирования твердофазных носителей: окислением перйодатом натрия и воздействием вторичным алкилсульфатом натрия.

После активирования поверхности МИС добавляли белковый лиганд с концентрацией (2,5 ± 0,5) мг/мл. Взвесь инкубировали в течение 2 ч при температуре 20 - 25 °С, периодически перемешивая, отстаивали, надосадок фильтровали.

Далее проводили измерение концентрации белка, иммобилизованного на поверхности МИС, и рассчитывали его количество. На всех этапах отделение МИС от жидкости проводили методом седиментации в поле постоянного магнита.

В качестве исследуемого материала использовали 6 штаммов *Bacillus anthracis* (3 вакцинных, 3 - вирулентных) и 3 штамма близкородственных бацилл группы *Bacillus cereus.* В спо-

ровые взвеси штаммов сибиреязвенного микроба и сапрофитов, содержащие 25, 50, 100, 250, 500, 1000 спор/мл, добавляли МИС, инкубировали при комнатной температуре в течение 2 часов при периодическом перемешивании. Надосадочную жидкость удаляли, удерживая осадок МИС на дне пробирки постоянным магнитом, отмывали стерильной дистиллированной водой и переносили МИС магнитной палочкой в чистые пробирки с дистиллированной водой (повторяли 10 раз). Отмытые МИС помещали в 1 мл бульона Хоттингера, инкубировали при 37 °С в течение 2,5 часов, затем добавляли свежеприготовленный раствор пенициллина (до конечной концентрации 1000 ед/мл) и инкубировали еще 15 минут при температуре 37 °С, пробы прогревали при 100 °С в течение 10 минут. Выделение ДНК и постановку ПЦР проводили согласно инструкции по применению набора реагентов для выявления ДНК *Bacillus anthracis* «АмплиСенс *Bacillus anthracis*-FRT».

В результате проведенного эксперимента в пробах, содержащих сибиреязвенный микроб в концентрациях 1000, 500, 250, 100, 50 спор/мл, были получены положительные результаты ПЦР. В пробах, содержащих 25 спор *B. anthracis* в 1 мл, значения пороговых циклов по каналу Green (pXO1) и Yellow (pXO2) превышали допустимые значения Ct, определенные инструкцией к набору реагентов «АмплиСенс *Bacillus anthracis*-FRT», что не позволяло расценивать полученные результаты как положительные. При этом способ химического активирования поверхности МИС существенно не влияет на количественный показатель связывания МИС со спорами.

При постановке ПЦР проб, содержащих штаммы сапрофитов группы *Bacillus cereus*, с праймерами к последовательности гена фосфатидил инозитол-специфической фосфолипазы С близкородственных бацилл, выявлено отсутствие амплификации, что свидетельствует о видовой специфичности МИС.

Таким образом, разработаны магноиммуносорбенты для пробоподготовки и последующей детекции споровой формы сибиреязвенного микроба с использованием двух модифицированных твердофазных носителей. Апробация вариантов МИС показала равнозначную степень их связывания со спорами *B. anthracis* и видовую специфичность, протестированную при проведении ПЦР.

Бобрышева О.В., Писаренко С.В., Ковалев Д.А., Кузнецова И.В., Ульшина Д.В., Жиров А.М., Пономаренко Д.Г.

АНАЛИЗ ТРАНСКРИПТОМА ШТАММА *BRUCELLA MELITENSIS* С-573

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Бруцеллез - инфекционная болезнь людей и животных, вызываемая патогенными бактериями рода *Brucella,* эндемичная для многих стран мира, в том числе и для России. Ежегодно в Российской Федерации регистрируется в среднем 395 случаев впервые выявленного бруцеллеза среди людей.

В настоящее время вирулентность и патогенность бруцелл остаются мало изученным вопросом. Применение современных методов высокопроизводительного секвенирования, и инструментов биоинформатики позволяет проводить поиск участков генома, которые могут влиять на функцию промоторов и экспрессию генов, связанных с проявлением патогенных свойств.

Целью настоящей работы было изучение функциональных особенностей организации генома штамма *B. melitensis* С-573.

Работа заключалась в исследовании транскриптома штамма *B. melitensis* С-573 и включала следующие этапы: приготовление микробной взвеси, выделение РНК, контроль на

специфическую стерильность, оценка качества РНК и удаление рибосомальной РНК, подготовка РНК библиотек и секвенирование, анализ качества данных секвенирования кДНК, анализ экспресси генов. Полученные после фильтрации риды были картированы на референсный геном *B. melitensis C-573*. Общее количество ридов, сопоставленных с аннотированными генами, составило около 75 % от общего числа. Нормализация результатов картирования для сравнения значений покрытия генов проводилась путем расчета значения уровня экспрессии RPKM (Reads per kilo base per million mapped reads) для каждого гена. Сто генов с наибольшим уровнем экспрессии (значение RPKM) были проанализированы по функциональным категориям кластеров и назначены для 75 % генов, из них: 37 % составили гены с неопределенной функцией, 9 % – гены, принадлежащие к кластеру аминокислотного обмена и транспорта, 9 % – принадлежащие к группе генов, участвующих в процессах репликации; 6 % – гены, задействованные в процессах транскрипции, 4 % – гены, кодирующие белки процессов углеводного обмена и транспорта, 3 % – гены, кодирующие белки с общей функцией. Наименее представленными были функциональные категории генов, участвующих процессах производства и преобразования энергии, липидного обмена, трансляции, транспорта ионов и обмена веществ – по 2 % генов для каждой из категорий. Количество генов, принадлежащих к функциональным категориям контроля клеточного цикла, коэнзимного обмена, биогенеза клеточной стенки, посттрансляционной модификации и вторичной структуры составило 1 % для каждой из перечисленных категорий. Для 15 % генов функциональная категория не была определена.

Известно, что у бруцелл отсутствуют основные бактериальные факторы вирулентности, такие как цитолизины, экзотоксины, секретируемые протеазы, фимбрии, фаговые кодированные токсины и плазмиды вирулентности. Вирулентность бруцелл обуславливается их способностью выживать и размножаться в макрофагах организма хозяина. На сегодняшний день определены факторы, имеющие решающее значение для обеспечения внутриклеточных процессов бруцелл, и влияющие на их выживание внутри макрофагов. К ним относят липополисахарид (LPS), бруцебактин, участвующий в процессах поглощения железа из организма хозяина, циклические β-1,2-глюканы (CβG) система секреции IV типа, двухкомпонентная система регуляции BvrR/BvrS. Хотя, эти факторы вирулентности лишь косвенно связаны с клиническими проявлениями бруцеллеза, они имеют решающее значение для выживания и размножения бруцелл внутри клеток макроорганизма. В работе была проведена оценка уровня экспрессии генов штамма *B. melitensis* C-573, ассоциированных с вирулентностью, путем сравнения медианных значений каждой группы генов. Для генов, участвующих в процессах поглощения железа, медианное значение RPKM составило 46, для гена CβG – 159,2, для генов системы регуляции BvrR/BvrS – 11,35, для генов системы секреции 4 типа – 179,5, для генов группы LPS – 170. Низкий уровень экспрессии генов системы регуляции BvrR/BvrS и генов, кодирующих белки, участвующие в процессах поглощения железа из организма хозяина, можно объяснить тем, что культура штамма *B. melitensis* C-573 выращивалась на питательной среде в отсутствии стрессовых условий, таких как низкое значение pH, присутствие антибактериальных препаратов, низкое содержание железа. Уровень экспрессии остальных генов вирулентности существенно превышает среднее значение экспрессии (RPKM), рассчитанное для всех генов штамма *B. melitensis* C-573. Этот факт свидетельствует о том, что высокая потребность микроорганизма в белковых продуктах этих генов проявляется также и в определенных условиях *in vitro* и важна для успешного выживания не только в организме хозяина.

Таким образом, в результате исследований проведено секвенирование транскриптома типичного вирулентного штамма *B. melitensis*, выделенного в России. В исследуемом геноме изучен уровень экспрессии генов, потенциально ассоциированных с вирулентностью. Выявлен низкий уровень экспрессии генов системы регуляции BvrR/BvrS и генов, кодирующих белки, участвующие в процессах поглощения железа, что связано с условиями культивирования штамма на питательной среде.

Борзенков В.Н., Асташкин Е.И., Светоч Э.А., Фурсова Н.К.

МОЛЕКУЛЯРНО-ГЕНЕТИЧЕСКИЕ СВОЙСТВА *LISTERIA* SPP., ВЫДЕЛЕННЫХ В РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ В 2016-2018 гг.

ФБУН ГНЦ ПМБ Роспотребнадзора,
Оболенск, Московская область, Россия

Введение. *Listeria* spp. – широко распространенные в природе грамположительные бактерии, отдельные виды которых способны вызвать тяжелые заболевания у человека и сельскохозяйственных животных. Ведущим возбудителем листериоза у человека является вид *L. monocytogenes*. Одной из наиболее распространенных патологий, вызываемых *L. monocytogenes,* является пищевая инфекция, обычно связанная с потреблением контаминированных возбудителем продуктов питания. Листериоз - важная проблема для общественного здравоохранения, в связи с большой долей госпитализации среди заболевших (более 90 % в Европе и США) и высоким уровнем смертности (15 - 30 %). Особыми группами риска для инвазивных форм листериоза являются люди пожилого возраста, люди с ослабленным иммунитетом и беременные женщины. Молекулярно-генетическое внутривидовое типирование *L. monocytogenes* позволяет получить индивидуальную характеристику изолятов возбудителя для определения источников инфекции и путей ее распространения.

Цель и задачи – характеристика молекулярно-генетических свойств изолятов *Listeria* spp., выделенных из пищевых продуктов и от людей в разных географических регионах Российской Федерации в 2016-2018 гг.

Материалы и методы. Изоляты *Listeria* spp. (n=91) выделены из мясных и рыбных полуфабрикатов и от людей с диагнозом листериоз. Образцы были получены из Белгорода (n=3), Брянска (n=3), Вологды (n=50), Липецка (n=2), Москвы и Московской области (n=3), Орла (n=4), Ростова-на-Дону (n=9), Твери (n=14) и Ярославля (n=3) в 2016-2018 гг. Видовую идентификацию изолятов проводили на приборе MALDI-TOF Biotyper (Bruker, Германия). Кроме того, использовали серотипирование культур в реакции агглютинации со специфической листериозной сывороткой на *Listeria monocytogenes* (Иркутский ПЧИ, Иркутск, Россия), серотипирование в реакции латекс-аггютинации на стекле с помощью латексной тест-системы «*Listeria monocytogenes*» (ФБУН ГНЦ ПМБ, Оболенск, Россия), ПЦР анализ с использованием тест- систем для родовой и видовой идентификации «*Listeria* spp.», «*Listeria monocytogenes*», «*Listeria innocua*», «*Listeria ivanovii*», «*Listeria seeligeri*», «*Listeria welshimeri*» (ФБУН ГНЦ ПМБ, Оболенск, Россия) и коммерческой тест-системы «*Listeria monocytogenes*-Epf» (АмплиСенс, Москва, Россия). RAPD-PCR проводили с использованием «случайных» праймеров OPA 11, Wil 2 и 1247 (Zimmer et al., 2003). Мультилокусное сиквенстипирование (MLST), основанное на определении нуклеотидных последовательностей 7 генов *L. monocytogenes* - *abcZ, bglA, cat, dapE, dat, ldh* и *lhkA* - проводили согласно протоколу базы данных института Пастера, Париж, Франция (http://bigsdb.pasteur.fr/listeria/primers_used.html). Последовательности ДНК секвенировали в ООО SYNTOL (Москва, Россия) и анализировали с помощью программ Vector NTI (Invitrogen, США), Chromas (Technelysium, США) и BLAST (https://blast.ncbi.nlm.nih.gov).

Результаты. В ходе исследования идентифицированы 73 штамма *L. monocytogenes*, 15 штаммов *L. innocua*, 1 штамм *L. ivanovii*, 1 штамм *L. seeligeri* и 1 штамм *L. welshimeri*. Установлено, что изучаемые культуры *L. monocytogenes* принадлежат к 8 сиквенс-типам*:* ST1, ST9, ST37, ST101, ST121, ST403, ST451, ST504, которые относятся к генетической линии листерий II. Кроме того, идентифицирован также сиквенс тип ST1, который принадлежит к генетической линии I. Методом RAPD-PCR идентифицировано 12 RAPD-генотипов штаммов *L. monocytogenes*: A, B, C, D, E, F, G, H, I, J, K и L. Отмечена корреляция между идентифицированными сиквенс-типами и RAPD-генотипами: все изоляты ST121 принадлежали к RAPD-генотипу A; изоляты ST9 – к RAPD-генотипу B; изоляты ST504 – к RAPD-генотипу C; изоляты ST451 – к RAPD-генотипу I.

Важно отметить, что изоляты *L. monocytogenes,* выделенные от людей, принадлежали к сиквенс-типам ST1, ST451 и ST504, а остальные сиквенс-типы были определены для изолятов, выделенных из продуктов питания. Исключение составил сиквенс-тип ST504, который был определен у изолятов, выделенных от людей и из продуктов питания.

Анализ представленности изолятов *L. monocytogenes,* выделенных в России, показал, что в этой базе данных размещены только 6 изолятов сиквенс-типа ST1, а остальные сиквенс-типы, идентифицированные в данной работе, ранее исследователями из России не размещались.

Выводы. Результатом работы явилась идентификация и углубленная молекулярно-генетическая характеристика 91 штамма *Listeria* spp., выделенных в 2016-2018 гг. в 9 регионах РФ. Генетическое типирование коллекции патогенных для человека *L. monocytogenes* показало большое разнообразие сиквенс-типов, к которым принадлежат штаммы, выделенные как от людей, так и из продуктов питания. Типирование листерий имеет большое значение для эпидемиологического анализа ситуации по листериозу.

Исследование выполнено в рамках отраслевой НИР Роспотребнадзора.

Волынкина А.С.[1], Чекрыгина Е.В[2]., Колосов А.В[1]., Котенев Е.С.[1], Заревина Л.И.,[1] Шапошникова Л.И.[1], Куличенко А.Н.[1]

ЦИРКУЛЯЦИЯ ВИРУСА ЗАПАДНОГО НИЛА НА ТЕРРИТОРИИ СТАВРОПОЛЬСКОГО КРАЯ В 2018 Г.

[1]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2]ФГБОУ ВО «Ставропольский государственный медицинский университет» МЗ РФ, Ставрополь, Россия

Лихорадка Западного Нила (ЛЗН) природно-очаговое арбовирусное трансмиссивное заболевание, вызываемое вирусом Западного Нила (ВЗН), принадлежащим к роду *Flavivirus* семейства *Flaviviridae*. Основными носителями ВЗН являются птицы околоводного комплекса и синантропные птицы. Основные переносчики вируса – комары различных видов, наибольшее эпизоотическое значение среди которых имеют орнитофильные комары рода *Culex*.

Ареал распространения ВЗН в пределах Российской Федерации охватывает территорию юга европейской части России, в т.ч. и Ставропольского края, а также южные районы Сибири и Дальнего Востока. Наиболее высокий уровень заболеваемости ЛЗН в России регистрируется в Астраханской, Волгоградской, Ростовской областях и Краснодарском крае.

Одной из задач эпидемиологического надзора за ЛЗН является проведение эпизоотологического мониторинга природного очага ЛЗН, в т.ч. определение уровня инфицированности основных носителей и переносчиков вируса, а также молекулярно-генетическое типирование изолятов ВЗН, циркулирующих в популяции вируса.

Цель работы – мониторинг циркуляции ВЗН на территории Ставропольского края, молекулярно-генетический анализ РНК-изолятов вируса.

Методом ПЦР с использованием диагностической тест-системы «АмплиСенс® WNV-FL» (ЦНИИЭ, г. Москва, Россия) на наличие РНК ВЗН исследованы пробы мозга и печени от 39 птиц, добытых при проведении эпизоотологического обследования территории Левокумского, Изобильненского, Новоалександровского, Красногвардейского и Нефтекумского административных районов Ставропольского края в период с марта по август 2018 г.

РНК ВЗН выявлена в 11 пробах органов от 6 птиц (15,4 % от общего числа обследованных особей), в т.ч.: в пробах мозга и печени от 2 грачей и 3 сорок, и пробе мозга от сороки. Птицы, инфицированные ВЗН, добыты в августе (III декада) 2018 года на территории Нефтекумского

района (г. Нефтекумск, с. Каясула) и Левокумского района (с Максимокумское). Доля инфицированных ВЗН птиц в Нефтекумском районе составила 9,5 %, в Левокумском – 23,5 %.

Положительные на наличие РНК ВЗН суспензии органов использовались для проведения молекулярно-генетического анализа РНК-изолятов ВЗН. Молекулярно-генетическое типирование проводили на основании анализа нулеотидной последовательности фрагмента генома, включающего участки 5'нетранслируемой области и гена С (217 н.о.).

Выполнено секвенирование участка генома 5'НТР-ген С для трех РНК-изолятов ВЗН: № 30, № 32 и № 36, (мозг сороки, Левокумский район, с Максимокумское). Сравнение расшифрованных нуклеотидный последовательностей участка генома 5'НТР-ген С с данными GenBank с использованием алгоритма BLAST показало их абсолютную идентичность с последовательностью изолята ВЗН VLG-580-2010-H, циркулировавшего в Волгоградской области в 2010 г. В результате филогенетического анализа установлена принадлежность исследуемых РНК-изолятов к генотипу 2. Штаммы данного генотипа также распространены на территории Волгоградской, Воронежской, Ростовской и Саратовской областей, юга Западной Сибири, единичные изоляты обнаружены в Астраханской области. На территории Ставропольского края ранее (2012 г., 2015 г.) циркулировали изоляты ВЗН генотипа 1 (lineage 1a).

Полученные данные свидетельствуют о сохраняющейся активности природного очага ЛЗН на территории Ставропольского края. Впервые в данном регионе выявлена циркуляция вируса Западного Нила генотипа 2.

Гаврилова О.Н., Писаренко С.В., Ковалев Д.А., Коняева О.А., Жаринова Н.В., Жилченко Е.Б., Сердюк Н.С.

ГЕНОМНЫЙ АНАЛИЗ И ХАРАКТЕРИСТИКА ШТАММОВ *BRUCELLA ABORTUS*, ВЫДЕЛЕННЫХ НА ТЕРРИТОРИИ ЛИПЕЦКОЙ ОБЛАСТИ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

В последнее время интерес к микроорганизмам как компоненту биологического разнообразия заметно растет. Одним из приоритетных направлений является всестороннее исследование микроорганизмов – возбудителей инфекционных заболеваний человека и животных. Коллекционная деятельность является важнейшим звеном в изучении и сохранении видового разнообразия патогенов. Если раньше было распространено представление о коллекциях только лишь как о месте депонирования собранных штаммов, то сегодня коллекции микробных культур находятся в эпицентре научных исследований, предоставляя не только культуры, но и значительные объемы полезных метаданных, необходимых для проведения исследований. Важной задачей коллекционной деятельности является точная таксономическая идентификация депонируемых микроорганизмов. В настоящее время в большинстве случаев при идентификации используются общепринятые классические микробиологические и молекулярные методы, однако в связи с широким внедрением в практику новых молекулярно-генетических методов и развитием технологий высокопроизводительного секвенирования стало возможным проведение анализа полных геномов микроорганизмов, в том числе возбудителей особо опасных инфекционных заболеваний. Использование комплексных данных как фенотипического, так и генетического характера позволяет качественно повысить уровень идентификации микроорганизмов.

В работе были использованы 2 штамма *B. abortus* С-613 и *B. abortus* С-614 выделенные 23 марта 2017 г. в Долгоруковском и Хлевенском районах, а также штамм *B. abortus* С-615, выделенный 13 мая 2017 г. Долгоруковском районе Липецкой области. Культура штаммов выделена из внутренних органов крупного рогатого скота путем прямого посева. В результате анализа

фенотипических свойств два штамма *B. abortus* С-613 и *B. abortus* С-614 были отнесены к I биовару, штамм *B. abortus* С-615 был отнесен к VI биовару. С целью проведения более точной таксономической идентификации исследуемых штаммов был проведен полногеномный SNP анализ (wgSNP).

Секвенирование геномов осуществляли на генетическом анализаторе модели Ion Torrent PGM. В результате секвенирования было получено 1 332 081, 748 313 и 941 753 сырых чтений для штаммов *B. abortus* С-613, *B. abortus* С-614 и *B. abortus* С-615 соответственно. Сборку геномов осуществляли с помощью программного обеспечения Newbler версия 3.0. Геномная сборка штамма *B. abortus* С-613 представлена 38 контигами суммарная протяженность которых составила 3 252 236 п.о. (G+C 57,20 %), сборка генома штамма *B. abortus* С-614 состоит из 50 контигов с общей длиной 3 253 206 п.о. (G+C 57,20 %), геном штамма *B. abortus* С-615 представлен 45 контигами суммарная длина которых составляет 3 252 363 п. о. (G+C 57,20 %).

Подсистемную классификацию и аннотацию геномных проектов проводили с использованием серверов Rapid Annotation using Subsystem Technology (RAST) и Prokaryotic Genome Annotation Pipeline (NCBI). Поиск тРНК - и рРНК-кодирующих последовательностей выполнялся с помощью tRNAscan-SE 1.21 и RNAmmer1.2 соответственно. Геномные последовательности исследованных штаммов были депонированы в международную базу данных DDBJ/EMBL/GenBank (www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank) под номерами RXOI00000000.1, RXOJ00000000.1, RXOK00000000.1 для штаммов *B. abortus* С-613, *B. abortus* С-614 и *B. abortus* С-615 соответственно.

Для проведения филогенетического анализа были использованы геномные последовательности трех исследуемых штаммов, а так же полные геномы 229 штаммов *B. abortus* доступные, на момент проведения исследований, в международной базе данных GenBank. Филогенетический анализ на основе данных SNP полных геномов включает пять основных этапов: проведение множественного выравнивания геномов, поиск SNP, фильтрация SNP, построение филогенетического дерева, визуализация результатов. Множественное выравнивание геномов и поиск SNP осуществляли с использованием программы Parsnp. Исследуемые геномы были выровнены против последовательности референсного генома *B. abortus* S19 с параметрами -c -e -u -C 1000. Обнаруженные SNP были извлечены в файл VCF, с использованием HarvestTools v 1.0. Позиции SNP с расстоянием менее 10 п.н., а также положения, несущие неопределенный нуклеотид («N»), были удалены. Филогенетическая реконструкция была построена в Mega10 с использованием метода максимального правдоподобия (англ. the Maximum Likelihood method) и модели замещения нуклеотидов Tamura-Nei. Полученное филогенетическое дерево визуализировали с помощью программного обеспечения FigTree v.1.4.2.

Анализ филогенетического дерева показал, что исследуемые штаммы, входят в кластер, формируемый 46 штаммами, выделенными в странах Европы (Германия, Франция, Италия, Испания), Азии (Китай, Монголия) и Ближнего Востока (Ирак, Грузия). Штаммы *B. abortus*, выделенные в Липецкой области вместе со штаммом *B. abortus* N1, выделенным в Самарской области в 2018 г., образуют отдельный субкластер. Несмотря на то, что исследуемые изоляты были выделены в разных населенных пунктах Липецкой области, принадлежность их к одному субкластеру свидетельствует об их близкородственности, что позволяет сделать предположение об их общем происхождении. Наиболее филогенетически близким к изучаемым штаммам является субкластер, который образуют штаммы, выделенные в Китае.

Таким образом, в результате проведенного исследования охарактеризованы вирулентные штаммы *B. abortus* С-613, *B. abortus* С-614 и *B. abortus* С-615, вызвавшие случаи заболевания бруцеллезом КРС в Липецкой области в 2017 г. Изучение фенотипов изолятов в комплексе с генотипированием, проведенным методом wgSNP, позволило точно установить их таксономическую принадлежность. Показано, что комплексное исследование геномов вновь выделяемых штаммов рода *Brucella* значительно повышает диагностическую точность при определении видовой и биоваровой принадлежности возбудителя, и является одной из важных составляющих плана работы Референс-центра по мониторингу за возбудителем бруцеллеза, функционирующего на базе ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора.

Головченко Н. В., Ермакова Л. А., Нагорный С. А.

КЛИНИКО-ЛАБОРАТОРНАЯ ДИАГНОСТИКА ПАРАЗИТАРНЫХ БОЛЕЗНЕЙ

ФБУН Ростовский НИИ микробиологии и паразитологии Роспотребнадзора, Ростов-на-Дону, Россия

Среди природно-очаговых зоонозных болезней паразитарной этиологии юга России особое значение имеют эхинококкоз и дирофиляриоз - тканевые гельминтозы, основным источником заражения которыми служат животные семейства псовых.

В последние 10 лет наиболее высокие показатели заболеваемости эхинококкозом населения стабильно регистрируются на территориях Северо-Кавказского и Приволжского федеральных округов, ежегодно превышая среднефедеральные в 2,4 – 3,5 раз. Низкие показатели заболеваемости регистрируются в Центральном и Северо-Западном федеральных округах.

С учетом длительности бессимптомного периода при эхинококкозах важным показателем высокой эндемичности территории является заболеваемость детского населения.

На территориях Северного Кавказа показатели заболеваемости эхинококкозом детей превышают среднефедеральные, в Кабардино-Балкарской, Дагестанской и Карачаево-Черкесской Республиках в 4 - 8 раз.

Ведущую роль в диагностике гидатидозов играют инструментальные методы (ультразвуковые, рентгенологические исследования, компьютерная и магниторезонансная томографии), однако, объективное значение для прогноза развития рецидивов и эффективности проведенного хирургического и консервативного лечения имеет и иммуноферментный анализ с целью определения специфических Ig G к эхинококкозному антигену. Из числа больных, обратившихся в клинику инфекционных и паразитарных болезней до хирургического лечения, отрицательные результаты ИФА с эхинококкозным антигеном регистрировались у 9 пациентов (42,9 %), при этом через месяц после оперативного вмешательства отрицательный результат указанного исследования наблюдался только у 4 пациентов (19,1 %), т.е. у 5 больных имел место высокий риск развития рецидива за счет диссеминации протосколексов во время хирургического вмешательства.

Однако, данный метод имеет ряд естественных ограничений. Нередки ложноположительные результаты за счет перекрестных реакций у больных другими паразитарными инвазиями. Для изучения эффективности применения метода иммунного блоттинга для дифференциации белков различной степени специфичности мы применяли набор «Иммуноблот Echinococcus Ig G». Исследование 22 проб, содержащих Ig G к антигенам эхинококков, показало, что у 2 пациентов с энтеробиозом, положительный результат был обусловлен неспецифичным белком Р39 (молекулярной массы 39 kDa), у 1 больной, оперированной по поводу альвеококкоза, выявлялись белки Р16/18 (молекулярной массы 16 - 18 kDa), специфичные для всех других эхинококков, кроме гидатидозного. У 6 больных, с множественным рецидивным эхинококкозом, при исследовании парных сывороток в динамике (через месяц после повторного оперативного лечения и через год после окончания полного курса противорецидивной терапии) в первой пробе выявлялись как высокоспецифичные белки Р7 (молекулярной массы 7 kDa), так и неспецифичные Р39, а также белки Р16/18 и Р24/26 (молекулярной массы 16-18 kDa и 24 - 26 kDa), специфичные для всех других эхинококков. У 5 больных с изолированным эхинококкозом и высоким КП в ИФА до оперативного вмешательства выявлялись высокоспецифичные белки Р7, у 2 больных через 3 года после операции по поводу неосложненного эхинококкоза и полноценного курса противорецидивной терапии на фоне снижения КП в 5 раз иммунным блоттингом выявлялся только неспецифичный белок Р39.

Реальная заболеваемость эхинококкозом населения Ростовской области выше данных официальной статистической отчетности. С учетом особенностей клинического течения инвазии результаты сероэпидемиологических исследований среди условно здорового населения являются значимым показателем эпидемической ситуации на территории. Проведение сероэ-

пидемиологического обследования контингентов из групп риска дает возможность изучения потенциальных факторов риска заражения эхинококкозом.

В связи с благоприятными природно-климатическими условиями, а так же с наличием высокой пораженности дирофиляриями дефинитивных и промежуточных хозяев, территория Юга России является зоной устойчивого риска передачи инвазии, поэтому более 25 % случаев дирофиляриоза человека в Российской Федерации приходится на данный регион. В период с 2000 по 2016 гг. в ФБУН «Ростовский НИИ микробиологии и паразитологии» Роспотребнадзора получали лечебно-диагностическую помощь 266 больных дирофиляриозом в возрасте от 2 до 79 лет

Диагноз дирофиляриоза устанавливался на основании паразитологического морфологического исследования удаленных паразитов, гистологического анализа срезов тканей больных, а также объективных (фото, видео) данных: визуализация под кожей больного перемещающегося тонкого нитевидного паразита Безусловно «Золотым стандартом» диагностики дирофиляриоза человека является морфологическая идентификация гельминтов, удаленных при хирургическом вмешательстве. Однако в случае повреждения нематоды при хирургическом вмешательстве диагностическая значимость данного метода значительно снижается.

Нами была предпринята попытка использовать протеомные методы для дифференциации нематод рода дирофилярий. Dirofilaria repens выделены оперативным путем у больных людей из подкожной клетчатки, Dirofilaria immitis из сердца у собак профили масс белка гомогенизатов получали с использованием Microflex LT MALDI-TOF MS (BrukerDaltonics) с программным обеспечением FlexControl (BrukerDaltonics) визуализировали с помощью программного обеспечения Flex analysis3.3 (BrukerDaltonics).

Масс-спектрометрический анализ белковых экстрактов дирофилярий показал спектры с пиками высокой интенсивности в диапазоне 2 - 20 кДа Качество спектров и интенсивности спектральных пиков согласовывалось у всех образцов одного вида. При использовании Flexanalysis отмечено, что профили спектров, полученные из белков дирофилярий различных видов, в данном случае D. repens и D. immitis, отличались по восьми мажорным пикам, что позволяло дифференцировать по белковому профилю один вид от другого. Полученные результаты показывают, что метод масс-спектрометрии может служить эффективным таксономическим инструментом при паразитологических исследованиях

Дугаржапова З.Ф., Токмакова Е.Г., Кравец Е.В., Хвойнова Е.Г.

ИСПОЛЬЗОВАНИЕ ТИОГЛИКОЛЕВОЙ СРЕДЫ В ЛАБОРАТОРНОЙ ДИАГНОСТИКЕ СИБИРСКОЙ ЯЗВЫ

ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора,
Иркутск, Россия

При исследовании любого материала, подозрительного на зараженность возбудителем сибирской язвы, проводится дифференциация возбудителя сибирской язвы от близкородственных микрорганизмов рода *Bacillus,* имеющих сходство по культураль-морфологическим признакам. Возбудитель сибирской язвы *B. anthracis* – неподвижная грамположительная крупная палочка, типичная культура которой неприхотлива к питательным средам и растет на них крупными шероховатыми сухими колониями с неровными краями и волнистыми отростками в виде «львиной гривы», лизируется сибиреязвенным бактериофагом. В прозрачной среде бульона наблюдается придонный рост в виде «комочка ваты». Тест на подвижность является наиболее стабильным признаком,для сибиреязвенного микроба, в то время, как большинство представителей спорообразующих сапрофитов рода *Bacillus* подвижны.

В бактериологической диагностике возбудителя сибирской язвы для изучения подвижности выделенную культуры засевают уколом в столбик полужидкого агара (0,2 - 0,3 %) и инкубируют посевы при 37 °С в течение 18 - 24 ч. Микробный рост только по уколу свидетельствует об отсутствие подвижности. Методика проведения теста регламентирована требованиями методических указаний МУК 4.2.2413-08 «Лабораторная диагностика и обнаружение возбудителя сибирской язвы».

Цель работы – применение тиогликолевой среды для оценки подвижности *B. anthracis* в системе совершенствования методологических подходов к дифференциации микроорганизмов рода *Bacillus.*

Для постановки теста на подвижность наряду с полужидким агаром предлагаем использовать тиогликолевую среду. Тиогликолевая среда предназначена для проведения испытаний на стерильность лекарственных средств и медицинских иммунобиологических препаратов. В Российской Федерации ее производят ФГБУН Государственный научный центр прикладной микробиологии и биотехнологии (Оболенск) и научно-исследовательский центр фармакотерапии (Санкт-Петербург) по ГОСТ 28085-89 «Препараты биологические. Метод бактериологического контроля стерильности». Согласно инструкции по применению среды и п. 6.4 МУК 2316-08 «Методы контроля бактериологических питательных сред», среда выпускается в виде гомогенного сыпучего желтого порошка, в готовом виде – полужидкая (соответствующая по плотности 0,2% агаровому гелю), прозрачная или слегка опалесцирует. Также среда с тиогликолятом натрия рекомендована для определения способности культур рода *Bacillus* к анаэробному росту (руководство «Bergey's Manualof Systematic Bacteriology», 2009). В этой среде анаэробно растут возбудитель сибирской язвы *B. anthracis* и близкородственные бациллы *B. cereus, B. thurigiensis*, *B. weihenstephanensis* и *B. mycoides.*

Присравнительнойпостановкетестанаподвижностьнаобеихсредахиспользованытипичные культуры*B.anthracis*(И-19,И-217,И-275,И-323,И-362),изолированныенатерриторииСибириии Дальнего Востока, вакцинный штамм *B. anthracis* СТИ-1 и 6 штаммов других видов рода *Bacillus* - *B. cereus* ВКМВ-688, ОПК, 185, *B. megaterium* ВКМВ-512Т, *B .pumilus* 178, *B. subtilis* 28.

Восковидная палочка (*B. cereus*) является возбудителем пищевых токсикоинфекций, морфологически, биохимически и генетически близка к сибиреязвенному микробу, но имеет жгутики и обладает высокой подвижностью. При посеве культур *B. cereus* в тиогликолевую среду и полужидкий агар наблюдался диффузный рост по всему объёму и помутнение обеих сред. Культуры B. *anthracis* росли в обеих средах только по уколу, что свидетельствует об отсутствии подвижности. Представители остальных трёх видов подвижны, но не способны к анаэробному росту в нижней части столбика тиогликолевой среды, которая остаётся прозрачной.

Таким образом, не выявлено различий в результатах теста на подвижность между изученными средами, однако, использование тиогликолевой среды, более прозрачной, по сравнению с полужидким агаром, облегчает учёт и оценку результата данного теста. Кроме того, эта среды даёт возможность подтвердить способность *B. anthracis* к росту в анаэробных условиях, когда на первые сутки инкубации наблюдается рост микроорганизма по всей длине укола петлей в столбике среды, т.е. в аэробных (подповерхностный) и анаэробных условиях (у дна пробирки).

Из вышесказанного следует, что в тиогликолевой среде одновременно определяются два признака *B. anthracis* – отсутствие подвижности и рост в анаэробных условиях. Ввиду дополнительного преимущества данной среды перед полужидким агаром по прозрачности, при постановке основного бактериологического теста на подвижность достигается удобство визуальной оценки результатов, а также наблюдается наглядная картина роста микроорганизма в анаэробных условиях.

Предложены изменения и дополнения по использованию тиогликолевой среды в тесте определения подвижности *B.anthracis* для идентификации возбудителя сибирской язвы и дифференциации его от близкородственных микроорганизмов для новой редакции методических

указаний по лабораторной диагностике возбудителя сибирской язвы. Поскольку наличие и отсутствие подвижности, способность к аэробному и анаэробному росту являются существенными дифференциальными характеристиками культурально-морфологических свойств для многих видов бактерий, в перспективе практическое применение тиогликолевой среды может быть средством идентификации других микроорганизмов.

Дьяченко Ю.В., Евдокимова Е.Н.

ОТЛИЧИЯ МОРФОЛОГИИ КАПСУЛ ЛИЧИНОК ТРИХИНЕЛЛ В МЫШЕЧНОЙ ТКАНИ РАЗНЫХ ЖИВОТНЫХ

ФГБОУ ВО «Ставропольский государственный аграрный университет», Ставрополь, Россия

Трихинеллез выявлен более чем у ста видов млекопитающих, птиц и крокодилов практически во всех частях света в Европе, Азии, Северной и Южной Америках, Африке и Австралии. Долгое время считалось, что род *Trichinella* представлен одним видом, однако постепенно начали накапливаться сведения о его полиморфности. Так, Б.Л. Гаркави приводит сведения, что в роде *Trichinella* к настоящему времени определено 11 генотипов, некоторые из них получили статус самостоятельных видов, другие же рассматриваются как подвиды или штаммы.

Мониторинг зараженности трихинеллезом диких, домашних и синантропных животных Северного Кавказа свидетельствует о том, что в регионе сложились стойкие природные очаги трихинеллезной инвазии. По свидетельству ряда авторов, наряду с другими полигостальными паразитическими видами, трихинеллы у разных хозяев находят свойственные только определенному виду хозяина условия обитания. Адаптируясь к этим условиям, паразит в большей или меньшей степени может изменяться морфологически. У одного вида хозяев паразит формирует особей, которые морфологически могут достаточно сильно отличаться от особей паразита этого вида, формирующихся в других видах хозяев. Такие формы особей паразита могут быть определены как гостальные экоформы.

Поэтому задачей данной работы мы поставили сравнить морфологию капсул личинок *Trichinella spiralis* в мышцах разных видов животных для выявления гостальных экоформ.

Материалом для исследований служила мышечная ткань трех видов животных, инвазированных личинками *Trichinella spiralis:* свиньи домашней (ножки диафрагмы), волка (икроножные мышцы), медведя (мышцы пясти). Выявление личинок проводили методом компрессорной трихинеллоскопии.

Относительную интенсивность инвазии личинками трихинелл определяли по их количеству в 1 г (72 среза) мышечной ткани. Параметры капсулы измеряли, используя программу ВидеоТест-Мастер 4.0. Также определяли индекс формы капсулы (V), рассчитываемый по формуле: отношение диаметра капсулы (D) и ее длины (L).

Всего было исследовано от каждого вида животного по 144 среза.

В исследованных срезах из проб мышц свиньи было обнаружено 336 капсул и 36 неинкапсулированных личинок, что может свидетельствовать о том, что от момента заражения животного до его убоя прошло не более 35 - 40 дней, и не все личинки успели приобрести капсулу. В срезах из мышц волка было обнаружено 42 личинки, а медведя – 58. То есть наибольшая интенсивность инвазии была установлена в мышцах свиньи, она составила 218 личинок на 1 грамм мышц; в мышцах волка и медведя ИИ была низкой и составила 21 и 29 на 1 грамм мышц соответственно.

При исследовании формы капсулы личинок трихинелл были получены следующие результаты. В мышцах медведя мы обнаруживали капсулы исключительно округлой формы, 100 %. В мышцах свиньи преобладали капсулы овальной формы, их количество составило 70 %,

реже обнаруживали капсулы овально-вытянутой формы - 25,5 %, и очень редко – округлой (4,4 %). При этом стоит отметить, что капсулы округлой формы содержали не одну, а две или даже три личинки.

В мышцах волка формы капсул имели большую вариабельность: 16,6 % были округлой формы, 54,7 % - овальной, и 28,5 % - вытянуто-овальной формы.

Также было проведено определение размеров капсул и их индекса.

Средняя длина капсул личинок трихинелл в мышцах домашней свиньи и волка были сходны – 282,4 ± 4,21 микрон и 271,32 ± 2,18 соответственно. Средний показатель диаметра капсулы различался у этих животных более существенно, диаметр капсул в мышцах свиньи был больше: 229,4 ± 3,44 микрон против 177,3 ± 2,12 у волка. Капсулы в мышцах медведя были значительно крупнее, чем в мышцах волка и свиньи, их длина в среднем достигала 368,8 ± 2,12 микрон. Индекс капсулы в мышцах медведя составил 0,94, волка – 0,65, а свиньи – 0,85.

Полученные данные подтверждают существующее мнение о том, что величина и форма капсулы трихинелл указывают на адаптивные способности паразита к разным видам хозяев и могут существенно варьировать, что характеризует межвидовые взаимоотношения трофических связей животных – хозяев трихинелл.

Еременко Е.И., Рязанова А.Г., Писаренко С.В., Печковский Г.А., Семенова О.В., Аксенова Л.Ю., Чмеренко Д.К., Бобрышева О.В., Жиров А.М., Варфоломеева Н.Г., Шапаков Н.А., Ковалев Д.А.

НЕКОТОРЫЕ ОСОБЕННОСТИ ГЕНОМА ШТАММОВ *BACILLUS ANTHRACIS*, ПРИНАДЛЕЖАЩИХ К РАЗНЫМ ОСНОВНЫМ ГЕНЕТИЧЕСКИМ ЛИНИЯМ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Структура глобальной популяции *B.anthracis* состоит из трех основных генетических линий - A, B и C с подразделением каждой из них на несколько кластеров. Большая часть штаммов относится к 8 каноническим кластерам линии A, меньшая часть представлена тремя кластерами линии B и всего лишь 5 штаммов составляют линию C (кластер C.Br.A1055). Филогенетическое положение штаммов *B.anthracis* с высокой степенью детализации определяют на основе MLVA и анализа SNP корового генома, методами достаточно трудоемкими и технически сложными.

Целью работы было выявление альтернативных генетических маркеров, позволяющих предварительно дифференцировать штаммы возбудителя сибирской язвы по принадлежности к главным генетическим линиям и между собой.

Анализ геномов штаммов из коллекции Ставропольского научно-исследовательского противчумного института Роспотребнадзора и представленных в базе данных GenBank, провели in silico на основе данных полногеномного секвенирования. Выявлены некоторые особенности штаммов, относящихся к трем разным генетическим линиям, а также отличающие отдельные штаммы.

Ген *acp*A плазмиды pXO2 имел индел размером 9 п.н. Последовательности 14 штаммов главной генетической линии B, включая штаммы из нашей коллекции, и 2 штамма линии C, имели вставку ATATAGATA в позиции между 1335 и 1336 референсного штамма Ames Ancestor. Остальные 33 штамма (один штамм был pXO2-) не имели такой вставки и принадлежали к линии A.

Сравнение последовательностей плазмиды pXO1 выявило наличие вариабельной области протяженностью 408 п.н. между геном GBAA_pXO1_0149 гипотетического белка и геном GBAA_pXO1_0150 консервативного доменного белка, обусловленной инделом размером 38

п.н. в позиции 130776 - 130813 референсного штамма Ames Ancestor. Делеция 38 п.н. была присуща 14 штаммам главной генетической линии B, включая штаммы из нашей коллекции №№1342/12, 1339/24, 14/41, 1284, 140П и 1051/35, из общего числа 50 штаммов. Остальные штаммы, относящиеся к генетическим линиям A и C, имели вставку 38 п.н., но у штамма 1(CO) эта вариабельная область имела размер 37 п.н. из-за делеции T7.

Сконструированы две пары ПЦР-праймеров к этим вариабельным областям. Они позволяют дифференцировать штаммы по признаку принадлежности к основным генетическим линиям при ПЦР-амплификации ДНК с детекцией результатов методом простого гель-электрофреза.

Идентифицированы инделы в генах плазмид *lef*, *cya*, *capA*, *acpB* и *atxA,* а также однонуклеотидные замены в генах *lef*, *cya*, *capA* и *acp*A, разделяющие штаммы на несколько групп.

Всего в коровом геноме штаммов *B. anthracis* 1342/12 и 1339/24 в сравнении с референсным геномом штамма *B. anthracis* Ames Ancestor обнаружено 598 и 599 SNP соответственно. Между собой штаммы отличает один полиморфизм в позиции 679 227 по референсному геному, который присутствует у штамма 1339/24 и отсутствует у штамма 1342/12. Замена C→T в позиции 679 227 приводит к аминокислотной замене Gly→Glu в гене *glp*T, кодирующем транспортер глицерол-3-фосфата. Эта замена не была выявлена у других штаммов из GenBank и нашей коллекции, встречалась только у штамма 1339/24 и была штаммоспецифичной. Кроме того, в гене *glp*T у обоих штаммов есть еще одна, общая несинонимичная замена C→T по сравнению с референсным геномом в позиции 679 557. Замена приводит к аминокислотной замене Gly→Asp. Та же замена была у штаммов 1051/35, 14/41, 140П, И-29, И-373 и 12/16, но не отмечалась у 1284, HYU01, SVA11. В связи с этим штаммы с заменой 679 557 C→T, являются подтипом канонического генотипа B.Br.001/002 главной линии B.

Таким образом, полученные результаты позволяют разработать при расширении набора маркерных инделов и SNP новую систему внутривидового молекулярного типирования *B.anthracis* с разным уровнем дифференциации штаммов.

Еременко Е.И., Рязанова А.Г., Ульшина Д.И., Семенова О.В., Аксенова Л.Ю., Чмеренко Д.К., Печковский Г.А., Бобрышева О.В., Варфоломеева Н.Г., Шапаков Н.А., Ковалев Д.А.

СПОРОВЫЕ БЕЛКОВЫЕ МАРКЕРЫ И MALDI-TOF МАСС-СПЕКТРОМЕТРИЧЕСКАЯ ДЕТЕКЦИЯ *BACILLUS ANTHRACIS*

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Детекция спор возбудителя сибирской язвы непосредственно в исследуемом материале особенно важна как самый первый экспрессный этап исследования, когда необходимо дать незамедлительное предварительное заключение, на основании которого будут приниматься управленческие решения по принятию мер противодействия, защиты и минимизации ущерба, например, в случае вероятного акта биологического терроризма. Метод детекции должен отвечать критериям высокой специфичности, чувствительности, быстроты выполнения и связанной с ней технической простоты анализа. Большинству этих критериев отвечает метод MALDI-TOF масс-спектрометрии, однако рутинный подход, основанный на сравнении спектра исследуемого образца с библиотекой MSP программными средствами Bruker Biotyper, VITEK MS, ASTA MicroIDSys, не позволяет идентифицировать споры *Bacillus anthracis* непосредственно в исследуемом материале. Необходимо предварительное культивирование, получение чистой вегетативной культуры, что занимает 18 – 24 ч, и создание собственной пользовательской библиотеки MSP *B. anthracis* ввиду отсутствия в коммерческих базах данных масс-спектров осо-

бо опасных патогенов. Однако по данным Rudrik et al. (2017), даже при использовании базы данных Bruker SR library, содержащей масс-спектры *B. anthracis*, видовая идентификация со значением коэффициента достоверности Score Value >2.0 (в среднем 2,08) не превышала 49,1 %. Но и при наличии чистой споровой культуры возбудителя сибирской язвы его идентификация описанными программами невозможна, так как масс-спектры спор каких-либо бацилл в базах данных всех программных продуктов отсутствуют.

Описаны альтернативные подходы, реализующие детекцию спор непосредственно в исследуемом материале. В частности, разработан метод прямой in situ MALDI-TOF масс-спектрометрии для высокопроизводительной детекции и идентификации споровых частиц *Bacillus* в форме аэрозолей, который может быть эффективно использован для детекции *B. anthracis*. В модельных опытах предварительно автоклавированные споры *B. anthracis* Strerne вносились непосредственно на мишень Bruker Autoflex TM speed LRF MALDI-TOF и масс-спектры измерялись, определяя отношение m/z пиков от 2 до 20 kDa. Отмечено, что алгоритм Biotyper и анализ главных компонент (MCA) Bruker, не различал споры *Bacillus cereus* и *Bacillus thuringiensis*. Разработан собственный алгоритм измерения, а также база данных споровых биомаркеров 5 видов бацилл (Jeong et al., 2014).

Разработан и проверен быстрый и надежный MALDI-TOF MS метод идентификации спор *B. anthracis* в образцах подозрительных порошков. Экстракция белков муравьиной кислотой непосредственно из порошков, содержащих разные наполнители и споры разных бацилл из группы *Bacillus cereus* с последующей MALDI-TOF масс-спектрометрией в модельных экспериментах, позволяла безошибочно идентифицировать споры сибиреязвенного микроба в количестве $2,5 \times 10^6$. В методе использовали собственные алгоритм обработки данных масс-спектров, классификации и базу данных MSP спор бацилл. Споровый белок класса γ-SASP (малый кислоторастворимый споровый белок) с m/z 9735 Da был строго специфичен для *B. anthracis* (Dybwad et al.).

Нами в модельных экспериментах показана принципиальная возможность детектировать споры *B. anthracis* непосредственно в образцах почвы с использованием собственного алгоритма классификации и базы данных MSP (Ульшина и др., 2018).

Идентификация вегетативных клеток *B. anthracis* стандартным MALDI-TOF методом с программой и базой данных MSP Bruker Biotyper основана на преимущественном анализе спектров рибосомальных белков, ее корректность сильно зависит от условий и времени культивирования. Маркерами зрелых покоящихся спор служат стабильные споровые белки. Проблема надежной идентификации *B. anthracis* заключается в высоком сходстве большинства белков, включая споровые, у сибиреязвенного микроба и других бацилл группы *Bacillus cereus*. Анализ аннотированных геномов *B. anthracis* базы данных, включающей сейчас 233 штамма, дает возможность предварительно оценить видовую специфичность белков. Из 5157 генов, кодирующих белки секвенированного нами штамма *B. anthracis* 81/1 (GenBank accession # RQWM01000046.1) как минимум 73 кодировали белки, соответствующие определению «белок споры» и «белок экзоспориума». Среди них специфичными для *B. anthracis* было только 14, они не встречались в геномах других спорообразующих бактерий. Это были белки экзоспориума, споровой оболочки, некоторые белки прорастания спор и малые кислоторастворимые белки. Из них только 5 белков – два малых кислоторастворимых белка, два белка споровой оболочки и один белок экзоспориума могли быть маркерами для MALDI-TOF масс-спектрометрии, так как их молекулярные массы составляли 6545.22 Da, 9868.45 Da, 16829.42 Da, 19421.63 Da и 22206.47 Da, остальные видоспецифичные белки имели молекулярные массы от 24295.99 Da до 65953.52 Da и не укладывались в обычный диапазон m/z 2000 - 22000 Da. Специфичность могла определяться инделом всего двух аминокислот и одной заменой, при этом разница в величине в случае вставки серин+изолейцин в сочетании с заменой триптофана на аланин, отличающая малые кислоторастворимые белки штаммов *B. anthracis* и *B. cereus*, составляла 230,26 Da, что надежно дискриминировало видоспецифичный сигнал от неспецифичного. Важно отметить также, что существуют внутривидовые различия, например, замена изолейцина на валин у штамма *B. anthracis* A0193 по сравнению со штаммом *B. anthracis* 81/1приводило к

изменению m/z на величину 14,03 Da, что также позволяло различать эти штаммы методом MALDI TOF масс-спектрометрии.

Таким образом, MALDI-TOF масс-спектрометрическая детекция спор *B. anthracis* непосредственно в исследуемых пробах разных образцов достижима при использовании соответствующих алгоритмов анализа, классификации и баз данных масс-спектров. Высокая специфичность метода сопоставима с ПЦР, чувствительность возможно повысить предварительным избирательным концентрированием.

Жданова Т.Ю., Онхонова Г.С., Рыжиков А.Б., Марченко В.Ю., Святченко С.В.

ПОВЕРХНОСТНЫЙ ПЛАЗМОННЫЙ РЕЗОНАНС КАК МЕТОД ОПРЕДЕЛЕНИЯ РЕЦЕПТОРНОЙ СПЕЦИФИЧНОСТИ ШТАММОВ ВИРУСА ГРИППА А

ФБУН Государственный научный центр вирусологии и биотехнологии «Вектор» Роспотребнадзора,
Кольцово, Россия

Специфичность связывания основного поверхностного белка вируса гриппа – гемагглютинина (НА) с клеточными рецепторами является ключевой характеристикой в процессе инфицирования организма. Клеточными рецепторами на поверхности чувствительных клеток являются гликолипиды и гликопротеины, терминальный фрагмент - сиаловая кислота. Штаммы вируса птичьего гриппа связываются с сиаловой кислотой, прикрепленной к следующему фрагменту посредством связи α2-3, человеческие штаммы преимущественно связываются с сиаловыми кислотами в положении α2-6. Но бывают ситуации, когда специфичность штамма меняется, и это, как правило, имеет серьезные последствия.

Метод поверхностного плазмонного резонанса (ППР) позволяет определить равновесную константу диссоциации, которая может служить характеристикой специфического связывания.

Основа метода ППР – это явление полного внутреннего отражения. В классической оптике при достижении критического угла падения свет полностью отражается от границы раздела двух сред. С квантово-механической точки зрения четверть волны проникает внутрь металла. Данная затухающая волна возбуждает электроны проводимости, создавая коллективные колебания – плазмоны. Если металлический слой достаточно тонкий, то волна, дойдя до верхней границы металла, обеспечивает чувствительность всей конструкции к процессам, происходящим на поверхности металла. В частности, изменение массы на поверхности чипа, пропорциональное концентрации веществ, меняет значения показателя преломления, что в свою очередь влияет на условие возникновения ППР. Этот принцип использован в биосенсорах для приборов ППР. Биосенсор представляет собой стеклянную призму, одна из поверхностей которой покрыта тонким слоем золота (~50 нм). На поверхности биосенсора происходит связывание анализируемых образцов. Прибор регистрирует интенсивность отраженного света, сравнивая получившуюся картину с референсными значениями, и получает сдвиг угла, соответствующий максимуму поглощения. Далее строится зависимость данного сдвига от времени. Таким образом, исследователь в реальном времени может наблюдать процесс комплексообразования.

С помощью метода ППР была исследована специфичность штаммов A/chicken/Primorsky Krai/1771/2018 (H9N2) и A/chicken/Kostroma/1718/2017 (H5N2) на приборе ProteOnXPR36 (Bio-Rad) с аналогами рецепторов 3'-Sialyl-N-acetyllactosamine и 6'-Sialyl-N-acetyllactosamine (Dextra). Полученные данные позволяют сделать вывод о том, что использование метода ППР для изучения лиганд-рецепторного взаимодействия вирусов гриппа целесообразно при допол-

нительной подготовке образцов, а именно, выделении и очистке молекул гемагглютинина, несущих рецепторсвязывающий участок.

Поверхностный плазмонный резонанс отличается высокой чувствительностью, минимальным временем эксперимента, но требует очень высокой чистоты исследуемых растворов биомолекул, а также имеет ограничения на размер анализируемых частиц. Поэтому для получения корректных данных при изучении рецепторного связывания штаммов вируса гриппа необходимо использование чистого тримера гемагглютинина либо же подбор особых условий эксперимента и обработки данных при работе с цельными вирионами для каждого штамма.

Работа выполнена в рамках государственного задания № 13/19.

Зиняков Н.Г., Осипова О.С., Андриясов А.В., Сосипаторова В.Ю., Алтунин Д.А., Чвала И.А.

ИСПОЛЬЗОВАНИЕ ПОЛНОГЕНОМНОГО СЕКВЕНИРОВАНИЯ В ПРОЦЕССЕ ИЗУЧЕНИЯ ВНОВЬ ВЫДЕЛЯЕМЫХ ВИРУСОВ ГРИППА ПТИЦ

Федеральный Центр охраны здоровья животных ФГБУ «ВНИИЗЖ», Владимир, Россия

Вирус гриппа птиц (ВГП) относится к семейству Orthomyxoviridae, включающего 7 родов: Influenzavirus A, Influenzavirus B, Influenzavirus C, Influenzavirus D, Quaranjavirus, Thogtovirus, Isavirus. В антигенном плане по поверхностным протеинам вирус гриппа делится на несколько подтипов и включает 16 подтипов геммаглютинина и 9 подтипов нейраминидазы. Вирус гриппа птиц является опасным инфекционным агентом, вызывающим эпизоотии в различных частях земного шара. К настоящему времени вирус подтипа H5 претерпел значительные генетические изменения и разделяется на несколько сублиний. Однако не стоит забывать про другие подтипы ВГП, которые наравне с подтипом H5 активно циркулируют среди дикой птицы и представляют угрозу для коммерческого птицеводства. Так, описаны случаи инфицирования домашней птицы вирусами подтипов H7, H9 в птицеводческих хозяйствах Германии, Италии, Ирландии, Саудовской Аравии, Пакистана, Китая, США.

В начале мая 2018 года на птицефабрике ОАО «Птицефабрика Надеждинская» на Дальнем Востоке была зарегистрирована массовая гибель кур. Исследование проб методом ОТ-ПЦР позволило выявить генетический материал вируса гриппа птиц типа А. Субтипирование с использованием ПЦР показало отсутствие вируса гриппа подтипов H5, H7, но позволило идентифицировать вирус гриппа подтипа H9. Секвенирование участка гена HA показало принадлежность выделенного вируса к подтипу H9. Сайт нарезания RSSR/GLF характерен для низкопатогенного гриппа птиц. Принадлежность выделенного вируса к подтипу N2 была установлена с помощью нейраминидазного теста.

В настоящее время все более востребованным становится полногеномное секвенирования, которое используется для решения широкого спектра задач в научно-исследовательской деятельности. Учитывая имеющуюся информацию о реассортации в странах Азии вирусов гриппа подтипов H9N2 и H5N1, представляет значительный интерес изучение свойств выделенного вируса и его генетическая характеристика. В отличие от целевого секвенирования с использованием метода Сэнгера, полногеномное секвенирования позволяет получить максимальную информацию об изучаемом объекте независимо от его генетического разнообразия. Основной целью полногеномного секвенирования вирусов гриппа является проверка возможного антигенного шифта у вновь выделенного вируса. Для сравнительного анализа были использованы опубликованные нуклеотидные последовательности, включающие открытую рамку считывания, ближайших его соседей по филогенетическому древу. Для филогенетического анали-

за был использован участок нуклеотидной последовательности гена гемагглютинина (1-1539 п.н. открытой рамки считывания (ОРС)). В результате анализа было установлено, что выделенный вирус гриппа подтипа H9N2 из Приморского края относится к генетической группе Y-280/G9-like. Согласно последним данным вирусы подтипа H9 подразделяются на несколько генетических подгрупп G1, Y280 и Y439.

Было установлено, что уровень идентичности для разных генов отличается, так, по гену HA выделенный вирус гриппа подтипа H9N2 из Приморского края был схож с изолятом A/chicken/Shanghai/0710-9/2017 (уровень сходства 98,2 %), однако по гену NA уровень идентичности составил лишь 93,7 %.

Выявленные отличия исследованного вируса от его ближайших родственников свидетельствуют о протекающей реассортации геномных сегментов у гриппа птиц. Так, по генам NP, NS, M выделенный вирус гриппа подтипа H9N2 из Приморского края был максимально близок с изолятом A/chicken/Ganzhou/GZ140/2016. Уровень идентичности составил 98,1, 99, 98,9 % для генов NP, NS, M, соответственно.

Полученные результаты свидетельствуют об активных эволюционных процессах в популяции низкопатогенного гриппа птиц и указывают на необходимость комплексного изучения вируса гриппа птиц, ввиду его высокой скорости распространения и моментальной реассортации между низкопатогенными и высокопатогенными ВГП. Использование полногеномного секвенирования без методов целевого обогащения позволит выявлять максимальный спектр вирусных генов среди ВГП, циркулирующих в популяции диких и домашних птиц. Кроме этого стоит отметить, что в отечественной науке очень слабо используется потенциал полногеномного секвенирования с целью изучения гетерогенности популяции. При этом выявление минорных примесей в вирусной популяции может значительно усилить прогностическую составляющую проводимых исследований по изучению генетических особенностей вновь выявляемых изолятов.

Ковалев Д.А., Еременко Е.И., Ульшина Д.В., Рязанова А.Г., Аксенова Л.Ю., Семенова О.В., Бобрышева О.В., Жиров А.М., Сирица Ю.В., Кузнецова И.В., Писаренко С.В., Куличенко А.Н.

ИНДИКАЦИЯ *BACILLUS ANTHRACIS* МЕТОДОМ ВРЕМЯПРОЛЕТНОЙ МАСС-СПЕКТРОМЕТРИИ В ЭКСПЕРИМЕНТЕ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Сибирская язва – особо опасная зоонозная инфекция с глобальным распространением, представляющая проблему общественного здравоохранения для стран со спорадической заболеваемостью, к которым относится Россия. За предыдущие годы эпизоотии сибирской язвы разной степени интенсивности были зарегистрированы не только на территории почти всего *постсоветского пространства, но и* во многих странах мира. Самая крупная за последние десятилетия вспышка сибирской язвы на территории Российской Федерации произошла в 2016 году в Ямало-Ненецком автономном округе.

Несмотря на многообразие методов лабораторной диагностики патогенных микроорганизмов, внедрение в практику диагностических методов, позволяющих в кратчайшие сроки идентифицировать выделенные культуры возбудителей ООИ, продолжает оставаться актуальной задачей.

В настоящее время широкое распространение получил один из методов анализа микроорганизмов - времяпролетная масс-спектрометрия с лазерно-активируемой матричной десорбцией-ионизацией (MALDI-TOF MS). В качестве основного ограничения для его ис-

пользования выступает необходимость получения чистой культуры возбудителя, что требует от одних до нескольких суток в зависимости от вида микроорганизма. В клиническом материале возбудитель сибирской язвы присутствует в форме вегетативных клеток, в материале из объектов окружающей среды, например, в почве, – в споровой форме. Индикация спор непосредственно в образцах методом MALDI-TOF MS позволила бы значительно сократить объем исследований.

Таким образом, существующая потребность в использовании эффективного математического аппарата для идентификации *B. anthracis* на основании масс-спектрометрических данных вегетативных и споровых клеток сибиреязвенного микроба представляется актуальным, особенно при исследовании полевого и клинического материла.

Цель – оценка возможности индикации *B. anthracis* методом времяпролетной масс-спектрометрии в эксперименте с модельными образцами почвы и крови.

В ходе работы исследованы профили белковых экстрактов образцов крови и почвы, контаминированных вегетативной и споровой формами штаммов *B. anthracis* 81/1, 1(CO).

Для сравнительного анализа использовали масс-спектры 32 штаммов *B. anthracis* и 182 штаммов представителей рода *Bacillus*, находящихся в открытом доступе [https://zenodo.org].

Для исследования методом MALDI-TOF MS использовали 18 – 24 ч культуры *B. anthracis*, выращенные из отдельной колонии на пластинках LB-агара при 37 °C.

Модельные образцы крови, содержащие *B. anthracis,* подготавливали путем добавления крови (по 0,9 мл) к 0,1 мл соответствующего разведения вегетативной культуры. Таким образом, итоговые концентрации составляли: 2×10^3, 2×10^2 и 2×10^1 м.к./мл.

При моделировании образцов почвы, содержащих споры *B. anthracis,* к 2 мл соответствующих разведений спор добавляли пробы почвы (по 1 г). После серии разведений получали финальную концентрацию: 2×10^6, 2×10^5 и 2×10^4 спор/мл.

Белковую экстракцию культур сибиреязвенного микроба проводили смесью 70 % муравьиной кислоты и ацетонитрила. Масс-спектры получали в линейном режиме на MALDI-TOF масс-спектрометре Microflex (Bruker Daltonics, Германия) в диапазоне масс 2000–20000 Da.

Для управления масс-спектрометром использовали программный пакет Daltonics flexControl v3.3.64 (Bruker Daltonics, Германия). Статистический анализ и визуализацию полученных данных осуществляли с помощью интегрированного пакета «MALDIquant» языка программирования R.

Поиск и выявление аналитически значимых сигналов (биомаркеров) осуществляли в ходе сравнительного анализа белковых профилей каждой пробы с помощью интегрированных инструментов программы Mass-Up.

Воспроизводимость масс-профилей каждого экспериментального образца была подтверждена серией повторных измерений. При проведении масс-спектрометрического анализа проб, хранившихся до 3 суток при температуре минус 18 °C, изменений основных характеристик сигналов масс-спектров не выявлено.

Масс-спектры проб почвы, включающие споры возбудителя, содержали группу общих фрагментов, характеризующихся разной интенсивностью (m/Z (± 5 Da): 1802, 1897, 1978, 2012, 2104, 2191, 2234, 2263, 2290, 2355, 2431, 2635, 3143, 3189, 3354, 3397, 3438, 3486, 3558, 3588, 3690, 3796, 3902, 4022, 4214, 4346, 4568, 4623, 4741, 4864, 4971, 5012, 5062, 5277, 5383, 5467, 5663, 5886, 5932, 6378, 6474, 6697, 6794, 6861, 6959, 7115, 7181, 7354, 7454, 7783, 8007, 9738, 9832, 17755.

Белковые профили образцов крови с вегетативной формой возбудителя включали общие, характеризующиеся разной интенсивностью сигналы (m/Z (±5 Da): 1938, 2175, 2290, 2532, 2808, 2866, 2994, 3143, 3588, 4048, 4117, 4163, 4283, 4513, 4608, 5156, 5548, 5862, 7948, 8566, 11121.

В ходе сравнительного анализа масс-спектров образцов крови и почвы, контаминированных возбудителем сибирской язвы, с культурами близкородственных видов *Bacillus* spp.: *B. cereus*, *B. thuringiensis, B. megaterium, B. cytotoxicus, B. mycoides B. subtilis, B. weichenstephanensis* были выявлены как общие, так и уникальные для экспериментальных проб фрагменты.

К общим для масс-спектров культур *B. anhtracis* и экспериментальных образцов были отнесены следующие пики (m/Z (± 5 Da): 2012, 2135, 2290, 2635, 2765, 2866, 3143, 3189, 3354, 3438, 3558, 3902, 4214, 4346, 4513, 4623, 5277, 5467, 6281, 6870. Вместе с тем, установлено присутствие гомологичных сигналов для масс-спектров из группы экспериментальных образцов и представителей видов *B. cereus* и *B. anhtracis* (m/Z (± 5 Da): 2234, 3588, 2467, 2532, 2938, 4022, 5548, 6697. Для штаммов вида *B. cereus* и проб почв и крови, контаминированных сибиреязвенным микробом было обнаружено 7 общих фрагментов (m/Z (± 5 Da): 3540, 3934, 4608, 4708, 5494, 6315, 10054. При сравнении масс-спектров экспериментальных проб с остальными представителями рода *Bacillus spp*. отмечено минимальное количество общих фрагментов, в частности: со штаммами *B. mycoides, B. megaterium B. weihenstephanensis, B. subtilis* – 2 пика (2085, 6638), с культурами *B. cytotoxicus* – 3 пика (2320, 2737, 4048), с культурами *B. mycoides, B. cereus, B. weihenstephanensis, B. subtilis, B. cytotoxicus, B. thuringiensis* – 2 пика (2590 и 6796). Вместе с тем, на масс-спектрах проб почвы и крови, контаминированных сибиреязвенным микробом, были выявлены уникальные сигналы. На основании полученных результатов можно предположить о сохранении групп специфичных для *B. anthracis* белков, даже при условии загрязнения культуры возбудителя различными контаминантами.

Таким образом, в модельных экспериментах показана возможность индикации спор возбудителя сибирской язвы в пробах почвы и вегетативных клеток в пробах крови методом MALDI-TOF MS без выделения культуры при содержании 6 × 104 и 103 м.к./мл соответственно.

Ковалев Д.А., Хачатурова А.А., Пономаренко Д.Г., Писаренко С.В., Кузнецова И.В., Бобрышева О.В., Русанова Д.В., Бердникова Т.В.

ХАРАКТЕРИСТИКА ШТАММА *BRUCELLA MELITENSIS*, ВЫДЕЛЕННОГО ИЗ ЛИКВОРА ЧЕЛОВЕКА ПРИ БРУЦЕЛЛЕЗНОМ МЕНИНГОЭНЦЕФАЛИТЕ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь

Бруцеллез у человека имеет разнообразные клинические проявления, при этом в пораженных тканях, как правило, выявляют признаки воспаления. Инкубационный период при заражении людей возбудителем бруцеллеза составляет 1 - 4 недели, иногда может удлиняться до 2 - 3 мес. при развитии латентной инфекции. Наиболее частые клинические признаки и симптомы у человека, заболевшего бруцеллезом – лихорадка неправильного типа, астения, миалгия, артралгия, потливость, лимфаденопатия, гепатомегалия и спленомегалия.

Частота встречаемости нейробруцеллеза в районах эндемичных по бруцеллезу козьеовечьего типа находится в диапазоне от 5 % до 7 %. Бруцеллезные менингиты и менингоэнцефалиты встречаются еще реже – менее 5 % всех больных бруцеллезом и развиваются при острой септико-метастатической и хронических формах болезни. Характерными признаками менингитов и менингоэнцефалитов является слабая выраженность симптомов, поражение оболочек и вещества мозга, вялое длительное течение. Экспериментально доказано, что мембранные липопротеины бруцелл вызывают воспалительные реакции в центральной нервной системе, что приводит к астроглиозу.

В настоящее время поражения центральной нервной системы у больных бруцеллезом наблюдаются значительно реже, чем в прошлые годы, но протекают более длительно и тяжело.

Объект исследования – культура *Brucella (B.) melitensis* 1289, выделена в 2017 г. из ликвора больного с клиническим диагнозом «хронический бруцеллёз» нервная форма (нейробруцеллез). У больного бруцеллезом выявлен менингоэнцефалит, пирамидальный синдром с преиму-

щественным вовлечением нижних конечностей, синдром нарушения функций тазовых органов по «типу недержания».

На момент регистрации заболевания бруцеллезом, обследуемый проживал в с. Харахи, Хунзахского района, Республики Дагестан. По данным эпидемиологического анамнеза заболевший бруцеллезом имел длительный и тесный контакт с животными эпидемиологически значимых видов крупного и мелкого рогатого скота (обслуживал, кормил животных), часто привлекался к стрижке овец, употреблял продукты животного происхождения (мясо, молоко и кисломолочные продукты), работал охранником в гастролирующем передвижном цирке. Имел личное подсобное хозяйство, где содержался крупный рогатый скот.

Выделенная из ликвора культура бруцелл по морфологическим и биохимическим характеристикам была идентифицирована как *B. melitensis* биовар II. Штамм чувствителен к антибиотикам – гентамицину, амикацину, канамицину, стрептомицину, тетрациклину, ципрофлоксацину, офлоксацину, левофлоксацину, ломефлоксацину, рифампицину и имеет промежуточную чувствительность к налидиксовой кислоте.

Геномная последовательность *Brucella melitensis* 1289 была получена на платформе IonTorrent PGM Life Technologies (США). Данные секвенирования были обработаны с помощью программ FastQC v0.11.5, Trimmomatic v0.33 и собраны *de novo* в незавершенный проект генома с помощью Newbler v3.0. Геном *B. melitensis* 16M (GeneBank: GCA_000007125.1) был использован для оценки качества и эффективности сборки геномного проекта в программе QUAST v4.4. Картирование проекта на референсный геном осуществляли в программе Mauve v2.4.0.

Филогенетический анализ на основе SNP полных геномов проводили с помощью инструмента Parsnp из программного пакета Harvest Suite. В качестве входных данных использовали геномные последовательности *B. melitensis* 1289 и 18 штаммов *B. melitensis*, собранных в разное время на территории десяти субъектов Российской Федерации. Исследуемые геномы были выровнены против последовательности референсного генома *B. melitensis* 16M (parameters -c -e -u -C 1000). Позиции SNP с расстоянием менее 10 п.н., а также положения, несущие неопределенный нуклеотид («N»), были удалены. Филогенетическая реконструкция была построена в Mega10 с использованием метода максимального правдоподобия (англ. the Maximum Likelihood method) в соответствии с моделью Tamura-Nei.

Аннотация полного генома была проведена с помощью NCBI PGAAP и NCBI RAST. Установлено, что геном исследуемого штамма составляет 3 281 761 п.н. (50 контигов) с G-C 57,25 %, содержит 3 192 кодирующих областей, в том числе 3 142 гена с предсказанной функцией. Сравнительный анализ геномной последовательности *B. melitensis* 1289 с применением ЭБД «Олигонуклеотидные полиморфизмы (SNP) *B. melitensis*, специфичные для штаммов, выделенных в разных географических регионах мира» (свидетельство о гос. регистрации № 2018621177) выявил наличие в геноме SNP, специфичных для генотипа IIi.

Анализ филогенетические дерева показал, что исследуемые штаммы *B. melitensis* формируют три отдельных кластера, в целом соответствующие региону выделения возбудителя бруцеллеза. Первый кластер образован штаммами *B. melitensis* И-216 (Бурятская АССР, 1970) и *B. melitensis* И-349 (Республика Тыва, 1999). Второй кластер включает 5 штаммов, выделенных в Республике Тыве (И-160, И-308, И-370), Красноярском крае (И-340), Бурятской АССР (И-280), Хакасской АО (И-136) в период с 1959 по 2010 гг.

Штаммы, выделенные на юге европейской части Российской Федерации, входят в третий кластер, имеющий в своей структуре 2 субкластера. К первому субкластеру относятся штаммы, выделенные в 2014 г. в Чеченской Республике (КИВ-Л), Республике Калмыкия (С-567) и Ставропольском крае (С-570). Две отдельные ветви образуют штаммы *B. melitensis* И-194 и И-338, выделенные в Восточной Сибири в 1965 и 1993 гг. соответственно.

Штамм *B. melitensis* 1289 входит во второй субкластер вместе с *B. melitensis* С-568 (Республика Калмыкия, 2014) и *B. melitensis* С-573 (Ставропольский край, 2014). При этом наибольшее генетическое сходство генома исследуемого штамма отмечено с последовательностью *B. melitensis* С-568.

Таким образом, в результате проведенного исследования охарактеризован вирулентный штамм *B. melitensis* 1289, выделенный из ликвора человека при менингоэнцефалите. Генотипирование изолята, проведенное методом wgSNP, позволило определить его принадлежность к подгруппе штаммов возбудителей бруцеллеза, циркулирующих на территории Республик Калмыкия, Дагестан и Ставропольского края.

Коврижкина В.Л., Святченко С.В., Евсеенко В.А., Марченко В.Ю., Дурыманов А.Г., Гончарова Н.И., Колосова Н.П., Рыжиков А.Б.

СРАВНИТЕЛЬНЫЙ АНАЛИЗ ТЕРМОСТАБИЛЬНОСТИ НЕЙРАМИНИДАЗ N1 И N2 В СОСТАВЕ СЕЗОННЫХ И ЗООНОЗНЫХ ВИРУСОВ ГРИППА А

ФБУН ГНЦ ВБ «Вектор» Роспотребнадзора,
Кольцово, Новосибирская область, Россия

Вирусы гриппа А повсеместно распространены благодаря способности инфицировать обширный круг хозяев. Основным резервуаром вируса являются птицы. Все пандемии были вызваны вирусами гриппа А, попавшими в популяцию людей либо напрямую от птиц, либо пройдя адаптацию в свиньях. Значительные различия в температуре тела млекопитающих и птиц предполагают, что в случае попадания вируса гриппа птиц, способного развиваться при температуре 40 - 41 °С, в млекопитающее, не срабатывают защитные механизмы, связанные с подъёмом температуры, что приводит к тяжёлому течению заболевания. В представленной работе мы предлагаем методику, позволяющую определять температуру, инкубация при которой приводит к потере половины активности нейраминидазы (IT_{50}), и делаем попытку связать генетические маркёры с данным фенотипическим признаком.

Термостабильность неираминидаз вируса гриппа в значительной степени зависит от взаимодействия с ионами Ca^{2+}. Были установлены три сайта связывания с Ca^{2+} и определены аминокислотные остатки, через которые происходит взаимодействие. Нумерация сайтов и порядок аминокислотных остатков приводится с учётом пространственной структуры фермента и хронологии описания сайтов.

В ходе работы аликвоты исследуемых вирусов прогревались на градиентном термоциклере в диапазоне температур 45 - 75 °С в течение 30 минут, после чего к вирусу добавляли субстрат MUNANA (2′-(4-метилумбеллиферил)-α-D-N-ацетилнейраминовая кислота), расщепление которого нейраминидазой приводит к высвобождению флуоресцирующего продукта 4-метилумбеллиферона. Ферментативную реакцию проводили в течение 45 минут при 37 °С, после чего измеряли интенсивность флуоресценции и рассчитывали температуру, при которой остаточная активность нейраминидазы снижалась на 50 % от активности интактного фермента (IT_{50}).

Для анализа аминокислотных остатков в N1 и N2 использовали данные секвенирования генома выделенных изолятов гриппа. Транслированные *in silico* последовательности выравнивали отдельно для нейраминидаз N1 и N2. Положение сайтов связывания с Ca^{2+} подтверждали по высоко консервативной последовательности активного центра фермента. Нумерацию паттернов аминокислот проводили, начиная с метионинового кодона. Анализ проводили с использованием программы MEGA 6.0.

Для оценки термостабильности были отобраны штаммы и изоляты, имевшие генетические различия в сайтах связывания Ca^{2+}, выделенные от человека, свиней и птиц.

Штаммы A/Surgut/51/2018, A/Switzerland/9715293/2013, A/Texas/50/2012, A/Victoria/361/2011, A/Perth/16/2009, относящиеся к субтипу H3N2, были выделены от человека. Штамм A/Minnesota/11/2010 H3N2v также был выделен от человека, но является вирусом

гриппа свиней. Изоляты A/Swine/Irkutsk/85/2018, A/Swine/Irkutsk/155/2017 были выделены от свиней, являются реассортантами вирусов гриппа человека, относящихся к субтипам H1N1pdm09 и H3N2. Гемагглютинин и нейраминидаза этих вирусов относятся к типу H3N2 и филогенетически родственны вирусам гриппа человека, циркулировавшим в 2000-2003 годах. Внутренние гены филогенетически близки вирусам H1N1pdm09, циркулировавших в 2009-2010 годах. Изолят A/Chicken/Kostroma/1718/2017 относится к субтипу H5N2, был выделен от домашней курицы.

Для исследования свойств нейраминидазы субтипа N1 были отобраны изолят A/Lipetsk/2V/2018 H1N1pdm09, штамм A/California/4/2009 H1N1pdm09 и штамм A/Rook/Chany/32/2015 H5N1.

Значения IT_{50} приведены в квадратных скобках. Все исследовавшиеся вирусы имели идентичную последовательность аминокислот в активном центре нейраминидазы с учётом отличий нумерации N1 и N2 типа. Анализ вирусов с нейраминидазой N2 показал, что первый сайт связывания Ca^{2+} был высоко консервативен и имел последовательность D293-G297-G345-H347-D324 у всех вирусов за исключением A/Chicken/Kostroma/1718/2017 H5N2 [IT_{50}±SD= 64,3±0,3], в котором отмечена замена со сменой класса аминокислотного остатка H347P. Во втором сайте отсутствовали различия, установлена последовательность G111-D113-L169. В то же время необходимо отметить, что нейраминидаза A/Chicken/Kostroma/1718/2017 H5N2 содержит делецию 24 аминокислотных остатков в позиции 134-157. Эта делеция искажает положение сайта, он расположен в позиции G87-D88-L145 в молекуле нейраминидазы и остаётся неясной его функциональность. Третий сайт имеет сравнительно высокую вариабельность. У A/Surgut/51/2018 [IT_{50}±SD= 53,3±0,1] установлена последовательность V379-E381-K387-V380-G382-W383-S384-K389. Для других вирусов, выделенных от человека, отмечена замена V380I. У A/Swine/Irkutsk/85/2018 [IT_{50}±SD = 48,5 ± 0,9], A/Swine/Irkutsk/155/2017 [IT_{50}±SD= 46,5±0,5] отмечены замены V380I и K387N. A/Chicken/Kostroma/1718/2017 содержит замены E381K, K387N, V380I, A/Minnesota/11/2010 [IT_{50}±SD= 54,8±1,9] E381G, K387N, V380I. A/Switzerland/9715293/2013 [IT_{50}±SD= 51,1±0,4], A/Texas/50/2012 [IT_{50}±SD= 51,7±0,2], A/Victoria/361/2011 [IT_{50}±SD= 52,8±0,5], A/Perth/16/2009 [IT_{50}±SD= 54,7±1,8].

У штамма A/California/4/2009 [IT_{50}±SD= 57,7±0,2] H1N1pdm09, вызвавшего пандемию в 2009 году, сайты имели следующую последовательность D294-G298-G345-347K-D324; K111-D113-Y170; D376-N378-D384-P377-G379-W380-T381-E386 соответственно. У актуального изолята A/Lipetsk/2V/2018 [IT_{50}±SD=57,7±0,2] обнаружена замена E386K. В той же позиции у A/Rook/Chany/32/2015 субтипа H5N1 [IT_{50}±SD=58,5± 0,3] отмечена замена E386N. Помимо этого в нейраминидазе этого штамма обнаружена делеция 20 аминокислотных остатков в позиции 49-68. Эта делеция не затрагивает сайт K111-D113-Y170.

Фенотипическое исследование устойчивости нейраминидазы N1 к повышенным температурам показало отсутствие достоверных отличий (при P = 0,95CI) между значениями IT_{50} вирусов H1N1pdm09 и H5N1. Различия в термостабильности нейраминидазы N2 в составе сезонных вирусов гриппа и вирусов, циркулирующих в популяции свиней, не были выявлены. В то же время, IT_{50} нейраминидазы N2 в составе высокопатогенного вируса гриппа птиц H5N2 достоверно отличалась от IT_{50} сезонных вирусов H3N2 и превосходила их среднее значение IT_{50} на 11,6 ° C. Сравнение температурной устойчивости нейраминидаз эпидемических штаммов вируса гриппа А, выделенных от человека, показало, что среднее значение IT_{50} вирусов H1N1pdm09 было на 5 ° C выше среднего значения IT_{50} вирусов H3N2.

Таким образом, было показало, что наименьшей термостабильностью характеризуется нейраминидаза сезонных вирусов гриппа А(H3N2), тогда как температурная устойчивость фермента штаммов A(H1N1)pdm09, явившихся причиной первой пандемии XXI века, идентична с таковой у высокопатогенных вирусов гриппа птиц H5N1. Генетический анализ последовательностей нейраминидаз исследованных вирусов выявил наличие аминокислотных замен в сайтах связывания Ca^{2+}. Термостабильность нейраминидазы вирусов гриппа потенциально может влиять как на патогенез заболевания в отдельно взятом организме, так и на течение эпидемического процесса вследствие влияния на устойчивость вируса во внешней среде. В

связи с этим дальнейшее исследование, предполагающее выяснение биологического значения термостабильности, а также определяющих её молекулярных механизмов, может позволить углубить понимание гриппозной инфекции и усовершенствовать противоэпидемические мероприятия.

Работа выполнена в рамках государственного задания: ГЗ-2/18 «Молекулярно-генетическое и вирусологическое исследование штаммов вируса гриппа, выделенных от первых и от тяжелых случаев заболевания в эпидсезоне 2018-2020 гг». рег. № АААА-А18-118062290107-3

Кондратьев А.В., Ганчева П.Г., Костарной А.В.

ОПРЕДЕЛЕНИЕ СТРУКТУРЫ ЛИПИДА А *RICKETTSIA SIBIRICA*

ФГБУ «Национальный исследовательский центр эпидемиологии и микробиологии имени почетного академика Н.Ф. Гамалеи» Министерства здравоохранения Российской Федерации

Rickettsia sibirica является возбудителем сибирского клещевого риккетсиоза (сибирского клещевого тифа), относящегося к группе клещевых пятнистых лихорадок. Источник возбудителя инфекции грызуны (суслики, полевки, полевые и лесные мыши, домовые мыши, хомяки, бурундуки и др.), переносчики — иксодовые клещи различных видов. В основе патогенеза лежат сосудорасширяющее действие токсина риккетсий и паразитирование риккетсий в эндотелии сосудов с развитием воспалительных изменений. Имеет место поражение сосудистого аппарата, преимущественно прекапилляров, капилляров и артериол с развитием десквамативно-пролиферативного тромбоваскулита и образованием специфических гранулем. Актуальность изучения *Rickettsia sibirica* подчеркивается относительно широким распространением патогена: так, в Сибири и на Алтае более 70% от всех риккетсиозов группы клещевой пятнистой лихорадки вызвано *Rickettsia sibirica*.

Липополисахариды (ЛПС) представляют собой полимерные молекулы, обладающие амфифильными свойствами. ЛПС являются основным компонентом клеточной стенки грамотрицательных бактерий. Структурно ЛПС состоит из липидной части (липид А) и полисахаридной части, образованной О-специфическим полисахаридом (О-антигеном) и кором, в котором выделяют внутреннюю и внешнюю области. Подавляющее большинство липидов А бактерий построено по одному принципу: основу липида А составляет дисахарид, содержащий два пиранозных остатка гексозаминов в D-глюко-конфигурации, к которому через амидные и эфирные связи присоединены остатки жирных кислот, которые, в свою очередь, могут быть этерифицированы жирными кислотами. Основные факторы, определяющие эндотоксичность ЛПС – это количество, расположение и длина ацильных радикалов, липида А, а также наличие заместителей в положениях О-1 и О-4’ дисахарида липида А (как правило, фосфатов).

Процесс распознавания липида А клетками млекопитающих опосредован рецептором врожденного иммунного ответа TLR4. К настоящему времени считается доказанным тот факт, что биологическая активность ЛПС обусловлена липидом А. Полагают, что классическая структура липида А, характерная для энтеробактерий является оптимальной для распознавания рецептором TLR4, индуцируя полный спектр эндотоксических реакций. Любые изменения в этой структуре уменьшают активность ЛПС. Изменения структуры липида А могут быть использованы микроорганизмом как стратегия ускользания от системы врожденного иммунного ответа.

Учитывая, что к настоящему моменту структура липида А *Rickettsia sibirica* не расшифрована, нами была поставлена задача установить структуру липида А, используя известные методы выделения и анализа.

Структура и степень ацилирования липида А исследуемых ЛПС была определена методом масс-спектрометрии с матрично-ассистированной десорбцией/ионизацией (MALDI). ЛПС был выделен по методу Вестфаля, липид А был выделен из ЛПС методом кислотного гидролиза. Полученная после кислотного гидролиза липидная фракция была нанесена на матрицу DHB (2,5-дигидроксибензойная кислота). Спектры были сняты в режиме регистрации отрицательных ионов в соответствии с общепринятой методикой на масс-спектрометре ULTRAFLEX II («Bruker Daltonics», Германия). В дополнительной серии экспериментов структура жирнокислотных остатков была уточнена с использованием газо-жидкостной хроматографии с масс-спектрометрическим детектированием.

В результате проведенной работы была определена структура липида А *Rickettsia sibirica*, охарактеризована степень фосфорилирования, изучен паттерн ацилирования, изучены вариации в жирнокислотном составе. Отмечены отличия структуры липида А *Rickettsia sibirica* от известной структуры липида А *Rickettsia typhi.*

Полученные результаты позволяют расширить представления о разнообразии структур липида А, характерных для представителей *Rickettsia.*

Кот Л.А., Калинин А.В., Котенев Е.С., Царева Н.С., Сердюкова Д.В., Котенева Е.А.

ОПРЕДЕЛЕНИЕ ВИДОВОЙ ПРИНАДЛЕЖНОСТИ ШТАММОВ *YERSINIA SP.* С ИСПОЛЬЗОВАНИЕМ СОВРЕМЕННЫХ ДИАГНОСТИЧЕСКИХ ТЕХНОЛОГИЙ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

В настоящее время род *Yersinia* представлен 18 видами. Три вида (*Y. pestis, Y. pseudotuberculosis,Y. enterocolitica*) патогенны для человека, поэтому наиболее полно изучены и охарактеризованы по своим биологическим, экологическим и эпидемиологическим свойствам. Еще пятнадцать (*Y. frederiksenii, Y. intermedia, Y. kristensenii, Y. bercovieri, Y. mollarettii, Y. rohdei, Y. ruckeri, Y. nurmii, Y. pekkanenii, Y. entemophaga, Y. wautersii, Y. aldovae, Y. aleksiciae, Y. similis, Y. massiliensis*) долгое время рассматривались как непатогенные для человека и относились к *Y. enterocolitica*-подобным бактериям. Следует отметить, что таксономическое положение представителей рода *Yersinia* является результатом постоянного совершенствования классификации, и безоговорочно признается не всеми исследователями.

Цель исследования – определение видовой классификации представителей рода *Yersinia sp.* на основе комплексной характеристики культурально-морфологических, биохимических признаков и протеомного профиля штаммов.

В работе использованы 11 штаммов представителей рода *Yersinia sp.*, выделенные с 1982 по 1994 гг. из очагов Армении, Азербайджана, Кабардино-Балкарии, Карачаево-Черкесии и Ставропольского края. Из них 7 штаммов - *Y. enterocolitica,* 2 штамма - *Y. kristensenii,* 2 штамма - *Y. frederiksenii.*

Охарактеризованы культуральные, биохимические свойства штаммов, их подвижность и масс-спектрометрический профиль.

Все штаммы *Yersinia* выращивали в бульоне Хоттингера (pH 7,2), на агаре Хоттингере (pH 7,2) и LB-агаре при 28 °С.

Для биохимической идентификации использовали коммерческий набор стандартных биохимических тестов-стрипов API® 50CH (BioMérieux, Marcy l'Etoile, Франция). Суспензию штамма микроорганизмов вносили в лунки стрипа, и после инкубации при 28 °С через 24 ч и 48 ч проводили учет результатов по изменению цвета среды.

MALDI TOF масс-спектрометрический анализ проводили на платформе прибора Microflex LRF Bruker, с использованием программного обеспечения FlexControl V 3.3, FlexAnalisis V 3.3, Biotyper RTC V 3.1, Biotyper V 3.1 Образцы наносили на мишень MSP 96 target ground steel в объеме 1 мкл. на точку, после высыхания её покрывали раствором матрицы HCCA в объеме 1 мкл. Для идентификации использовали коммерческую базу данных компании Bruker (версия Bruker Taxonomy V 7.0.0.0_6903-7311) и «in-house» базу данных масс-спектров ПБА I-II групп, включающую спектры *Y. pestis* основного и неосновного подвидов, *Y. pseudotuberculosis* и других представителей рода *Yersinia* из коллекции института.

На плотных питательных средах все штаммы росли в виде мелких (диаметром 0,1 - 0,5 мм) выпуклых прозрачных, с голубоватым оттенком блестящих колоний. При росте культур в бульоне наблюдали равномерное помутнение. В 0,3% полужидком агаре pH 7,2 при 18 - 22 °С микроорганизмы обладали подвижностью.

По основным биохимическим параметрам культуры соответствовали роду *Yersinia*. Биохимическая активность штаммов проявлялась в способности ферментировать глицерин, D-глюкозу, L-арабинозу, D-рибозу, D-ксилозу, D-галактозу, D-фруктозу, D-маннозу, L-сорбозу, D-маннит, D-сорбит, N-ацетилглюкозамид, арбутин, эскулин железа цитрат, салицин, D-целлобиозу, D-мальтозу, D-лактозу, гентиобиозу, калия глюконат и калия 5-кетоглюканат. Исследуемые штаммы не ферментировали эритритол, L-ксилозу, D-адонитол, метил-βD-ксилопиранозид, дульцитол, метил-αD-маннопиранозид, метил-αD-глюкопиранозид, амигдалин, D-мелибиозу, инулин, D-мелецитозу, D-раффинозу, амидон, ксилит, D-туранозу, D-ликсозу, D-тагатозу, D-фукозу, L-арабит, калия 2-кетоглюканат.

Основные дифференциальные биохимические признаки видов рода – *отношение к сахарозе и рамнозе*. *Y. enterocolitica* и *Y. kristensenii* не ферментируют рамнозу в отличие от *Y. frederiksenii*, а отсутствие ферментации сахарозы *Y. kristensenii* – один из признаков её отличия от *Y. enterocolitica* и *Y. frederiksenii.*

В результате изучения 11 штаммов по 50 биохимическим тестам у трех из них пересмотрена видовая принадлежность: два штамма *Y. enterocolitica* и 1 штамм *Y. frederiksenii* отнесены к *Y. kristensenii.* По результатам идентификации MALDI TOF MS 6 из 7 заявленных штаммов *Y. enterocolitica* были определены с высоким значением score ≥ 2.2 как *Y. enterocolitica*, один штамм идентифицирован как *Y. kristensinii* (score ≥ 2.3); 2 штамма *Y. kristensinii* соответствовали заявленным названиям (score ≥ 2.3); но с двумя штаммами *Y. fridereksene* ситуация была противоположной. Один штамм был идентифицирован как *Y. kristensinii* (score ≥ 2.2), а второй как *Y. massilensis* (score ≥ 2.2).

Высокие значения score ≥ 1.9 позволяют с достоверностью идентифицировать микроорганизмы до уровня вида, поэтому чтобы исключить ошибку и для подтверждения воспроизводимости спектров, были проведены пересевы штаммов с измененной видовой принадлежностью. Результаты идентификаций оказались аналогичны, а спектры воспроизводимы. Известно, что *Y. massiliensis* выделен Merhej V. из пресной воды в 2008 г. и идентифицирован как представитель рода *Yersinia* на основании фенотипических характеристик и секвенирования гена 16S рРНК. Результаты изучения с помощью биохимических тестов и MALDI-TOF MS не совпали в отношении вышеуказанного штамма. По белковому спектру этот штамм классифицируется как *Y. massiliensis,* что противоречит результатам биохимического метаболизма. По способности ферментировать рамнозу и сахарозу, данный штамм дифференцирован как *Y. frederiksenii.* Это можно объяснить тем, что *Y. massiliensis* является сравнительно недавно выделенным микроорганизмом, указанные дифференцировочные биохимические признаки могут быть не общевидовыми, а изменятся у разных штаммов *Y. massiliensis.* Идентификация методом *MALDI* является более совершенной, так как микроорганизмы, занесенные в базу данных *MALDI Biotyper* Bruker Daltonics, используются как референсные и помимо *MS* спектра, охарактеризованы еще 16S рРНК секвенированием.

Котенев Е.С., Котенева Е.А., Дубянский В.М., Жаринова Н.В., Кот Л.А., Волынкина А.С., Царева Н.С., Калинин А.В., Семенко О.В., Писаренко С.В.

ФИЛОГЕОГРАФИЧЕСКИЙ АНАЛИЗ ВОЗМОЖНЫХ ПУТЕЙ РАСПРОСТРАНЕНИЯ ШТАММОВ *YERSINIA PESTIS* БИОВАРА MEDIAEVALIS ПО ТЕРРИТОРИИ КАВКАЗСКИХ ОЧАГОВ ЧУМЫ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

В настоящее время методы филогенетического анализа находят широкое применение для реконструкции эволюционной истории и моделирования пространственно-временного распространения различных возбудителей особо опасных инфекций.

Целью данной работы является реконструкция эволюционной истории штаммов *Yersinia pestis* биовара mediaevalis, определение времени их происхождения, а также построения модели пространственно-временного распространения, на основе анализа молекулярных часов и непрерывной филогеографии.

Анализ непрерывной филогеографии штаммов *Y. pestis* биовара mediaevalis выполняли с использованием данных 64 полногеномных нуклеотидных последовательностей штаммов, секвенированных в рамках данного исследования и полученных из базы данных GeneBank, для которых известны год и регион выделения. Штаммы, включенные в анализ изолированы в период с 1957 по 2014 годы. Расчет проводили с применением алгоритма нуклеотидных замен HKY, модели молекулярных часов Strick Clock и демографической модели популяции Coalescent Constant Population. Вычисления проводили для 300000000 с шагом 10000. Значения ESS, рассчитанные в Tracer v 1.6 (параметр burn-in 10 %), для каждого параметра превышали 200. Построение и аннотацию MCC дерева выполняли в программе Tree Annotator 2.0 (параметр burn-in 10 %), для визуализации дерева использовали Fig Tree v1.4.2. Модель пространственного распространения, полученную в результате анализа филогеографии, визуализировали в GoogleEarth, создание KML файла проводили в SPREAD3 v0.9.7.1

Отметим, что результаты являются зависимыми от выборки и, возможно, будут корректироваться в ходе дальнейших исследований.

На филогенетическом дереве штаммы *Y. pestis* сформировали 10 генетических линий. Значение апостериорных вероятностей (posterior probabilities, pp) для всех линий равны 1, что статистически подтверждает достоверность выделения клад. Скорость эволюции генома, рассчитанная на основании анализа полногеномной нуклеотидной последовательности, составила $6{,}2*10^{-8}$ нуклеотидных замен/ на сайт/ в год [HPD 95% интервал $4{,}3*10^{-8}$ - $8{,}2*10^{-8}$]. Наиболее вероятный общий предок всех проанализированных штаммов, сформировался на территории Средней Азии, в границах современного Бетпакдалинского пустынного очага чумы. Время формирования исследованных штаммов *Y. pestis* биовара mediaevalis приходится на 1687 год [HPD 95% интервал 1578-1790]. Дальнейшее распространение штаммов чумы биовара medievalis происходило в двух направлениях, в восточном, по территории Среднеазиатского очага в Китай и западном, через Прикаспийские очаги на территорию Кавказа. Наиболее древнюю ветвь формируют пролинзависимые штаммы чумы, общий предок которых был занесен с территории современного Казахстана на территорию Кавказа (территория современного Центрально-Кавказского высокогорного очага чумы). Возраст генетической подгруппы, включающей пролинзависимые штаммы, составляет 178 лет [HPD 95% интервал 115-250 лет], в 1764-1899 гг., наиболее вероятный предок штаммов данной генетической подгруппы начал распространение с территории современного Казахстана на Кавказ. Данный хронологический период согласуется со временем наиболее крупных эпидемических проявлений чумы на Кавказе и в Закавказье, с 1764 по 1835 годы.

Изученные пролинезависимые штаммы проникли на территорию Кавказа позднее – в 1931 г. [HPD 95% интервал 1919-1944 гг.]), наиболее вероятно также с территории Средне-

азиатского пустынного очага, откуда были занесены на территорию современного Дагестана (Дагестанский равнинно-предгорный очаг). Из Дагестана, штаммы данной генетической ветви попали на территорию Азербайджана, откуда вероятно были занесены на территорию Ирана, приблизительно в 1944 году [HPD 95% интервал 1941-1953]. Их распространение происходило также и в северном направлении, на территорию современного Прикаспийского песчаного и Прикаспийского Северо-Западного степного очагов чумы.

Таким образом, в результате проведенных исследований основанных на данной выборке, показано, что распространение возбудителя чумы по территории природных очагов Кавказа, происходило в несколько этапов. Предковыми генетическими вариантами в каждом периоде являются штаммы, циркулировавшие на территории Среднеазиатского пустынного очага чумы.

Котенева Е.А., Калинин А.В., Котенев Е.С., Кот Л.А., Жаринова Н.В., Царева Н.С.

ПРОТЕОМНОЕ ПРОФИЛИРОВАНИЕ ШТАММОВ *YERSINIA PESTIS*, ВЫДЕЛЕННЫХ ИЗ ПРИРОДНЫХ ОЧАГОВ ЧУМЫ КАВКАЗА И ЗАКАВКАЗЬЯ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

На территории Российской Федерации расположены 11 природных очагов чумы, общая площадь которых составляет 222,4 тыс. км^2. На территории Кавказа и Закавказья циркулируют различные подвиды *Yersinia pestis*. В Центрально-Кавказском высокогорном, Терско-Сунженском низкогорном, Дагестанском равнинно-предгорном, Прикаспийском Северо-Западном степном, Приараксинском низкогорном и Прикаспийском песчаном циркулируют штаммы *Y. pestis subsp. pestis,* а в Восточно-Кавказском высокогорном, Закавказском высокогорном, Терско-Сунженском низкогорном, Зангезуро-Карабахском горном, Присеванском горном, Ленинаканском горном – штаммы *Y. pestis subsp. caucasica*. Дифференциация и типирование штаммов микроба чумы, выделенных на территории очагов, имеет большое значение для оценки степени напряженности эпизоотического процесса и выявления путей распространения возбудителя.

Целью нашей работы был анализ вариабельности протеомных профилей штаммов чумы основного и кавказского подвидов и изучение возможности применение MALDI-TOF масс-спектрометрии для идентификации и внутривидовой дифференциации *Y. pestis*.

Исследовано 100 штаммов *Y. pestis*, изолированных в период 1950-2012 гг. на территории 12 природных очагов чумы Кавказа и Закавказья. В качестве внешней группы сравнения использовали 57 штаммов *Yersinia pseudotuberculosis*, выделенных на территории этих природных очагов чумы в тот же период. Экстракцию и обеззараживание проб кислоторастворимых белков штаммов *Y. pestis* и *Y. pseudotuberculosis* проводили в 80 %-ной TFA с последующей фильтрацией лизата через PVDF-фильтры с диаметром пор 0,22 мкм. Снятие масс-спектров проводили на масс-спектрометре Microflex LT «Bruker Daltonics». В качестве матрицы использовали насыщенный раствор α-гидроксикоричной кислоты. Масс-спектры получали в диапазоне 2000-20000 Да. В качестве калибранта использовали «Bacterial Test Standart» (Bruker Daltonics). Для получения референтных масс-спектров штаммов *Y. pestis* и *Y. pseudotuberculosis* использовали следующие параметры: количество суммарных спектров – 40, количество спектров для создания библиотеки MSP (main spectra) – 20, мощность лазера – 30 - 40 %. Спектры обрабатывали и анализировали в программе «FlexAnalysis». Полученные масс-спектры накапливали и собирали в индивидуальный суперспектр данного штамма из 20 единичных масс-спектров в программе «MALDI Biotyper v. 3.0.» по стандартному алгоритму.

Создана база данных референтных масс-спектров 157 штаммов *Y. pestis* и *Y. pseudotuberculosis,* характерных для территории Кавказа и Закавказья. Эта база позволяет в автоматическом режиме с использованием стандартных протоколов и приборной базы проводить видовую идентификацию и дифференциацию штаммов основного подвида *Y. pestis pestis* от подвида *Y. pestis caucasica*. При анализе MSP-дендрограммы, включающей MSP-спектры всех исследованных штаммов, прослеживается четкая кластеризация штаммов в 2 основные прикорневые ветви, соответствующие видовому делению штаммов на *Y. pestis* и *Y. pseudotuberculosis,* выделение штаммов *Y. pestis caucasica* в отдельную ветвь в рамках кластера штаммов основного подвида. Охарактеризованы комплексы сигналов, характерные для основных протеотипов (MS-кластеров), которые обусловливают разделение исследуемых штаммов по основным группам, связанным с наличием генетических и фенотипических особенностей у исследуемых штаммов

Котенева Е.А., Калинин А.В., Цыганкова О.И.

ПРОТЕОМНОЕ ПРОФИЛИРОВАНИЕ СПОРОВЫХ КУЛЬТУР РАЗЛИЧНЫХ ШТАММОВ *BACILLUS ANTHRACIS*

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Быстрая и достоверная идентификация возбудителя сибирской язвы - *B. anthracis* является важным этапом лабораторной диагностики сибиреязвенной инфекции и выявления ее возбудителя в окружающей среде. Особое место занимает максимально быстрое выявление споровой формы *B. anthracis*, которая относится к наиболее вероятным и опасным агентам при актах биотерроризма. Одним из новых методов идентификации микроорганизмов, получивший в последние годы широкое признание и распространение в микробиологических лабораториях, является метод MALDI-TOF масс-спектрометрии. Для успешного применения этого метода необходимо наличие базы данных референтных масс-спектров штаммов исследуемого вида, которые выступают в качестве эталона при идентификации анализируемых образцов.

Целью работы было создание базы данных масс-спектров споровой формы штаммов *B. anthracis*, различающихся по фенотипическим свойствам и генетическим характеристикам и анализ особенностей их протеомных профилей.

Материалы и методы. Использовали 61 штамм *B. anthracis*, фенотипические свойства и генетические характеристики которых определяли в соответствии с методиками, регламентированными для видовой идентификации и углубленного изучения штаммов сибиреязвенного микроба. Среди изученных были варианты штаммов 1 СО, 228, 14/41, 12/16 140 П, атипичные по продукции капсулы и токсина, питательным потребностям, активности протеаз, лецитиназы и гемолизинов, чувствительности к сибиреязвенным бактериофагам, которые имели различные MLVA- и SNP-генотипы и плазмидный состав. Пробы готовили лизисом отмытых спор в 80 % ТФУ с последующей ультрамикроцентрифужной фильтрацией через PVDF фильтры с диаметром пор 0,22 мкм. Исследования проводили на приборе Microflex LRF (Bruker Daltonics, Germany) в линейном режиме положительных ионов. Образцы наносили на мишень MSP 96 target ground steel Bruker Daltonics, Germany) в объеме 1 мкл на одну точку. Для сокристаллизации образца на мишени использовали раствор матрицы HCCA (α-гидроксикоричной кислоты), который наносили в объеме 1 мкл. Сбор масс-спектров проводили с помощью программного обеспечения Flex Control (v.3.3) (Bruker Daltonics, Germany) в автоматическом режиме с использованием следующих параметров: диапазон определяемых масс на детекторе 1800 - 20200 Da, частота лазера 60 Hz, энергия лазера 30-50 %, метод сбора спектров MBT_Process. При калибровке прибора перед сбором масс-спектров использовали стандарт «Bruker Bacterial

Test Standart». Анализ и обработку масс-спектров проводили с использованием программного обеспечения Flex Analysis (v.3.3). Идентификация образцов происходила в автоматическом режиме в программном обеспечении MALDI Biotyper Real time Classification (v.3.1) (Bruker Daltonics, Germany). Сборку суперспектра проводили из 20 единичных масс-спектров в программе MALDI Biotyperv. 3.0. по стандартному алгоритму.

Результаты и обсуждение. На основе полученных данных создана база масс-спектров споровых форм различных по свойствам штаммов сибиреязвенного микроба, которая совместно с созданной ранее «Электронной базой данных протеомных профилей штаммов *Bacillus anthracis* с разным комплексом фенотипических признаков» (№ 2018620712) позволяет проводить не только видовую идентификацию, но и дифференцировать споровую и вегетативную формы сибиреязвенного микроба в автоматическом режиме, без необходимости использования дополнительного программного обеспечения.

Для анализа особенностей масс-спектров споровых форм разных по свойствам штаммов *B.anthracis* нами была построена MSP-дендрограмма, отражающая степень сходства исследуемых штаммов на основе особенностей их протеомного профиля. На MSP-дендрограмме наблюдается прикорневое деление на 3 основные ветви. Первую прикорневую ветвь образуют три варианта штамма 1 (СО), выделенные по признаку резистентности к сибиреязвенным бактериофагам «ВА-9» и «К-ВИЭВ», хотя следует отметить, что в двух других ветвях так же присутствуют фагорезистентные варианты. Две другие, более многочисленные ветви, гетерогенны по фенотипическим и генетическим признакам составляющих их штаммов, каждая из них включает типичные вирулентные штаммы, авирулентные и атипичные по ряду признаков штаммы. Нам не удалось выявить ни одного фенотипического признака или генетического маркера, объединяющего все штаммы каждой из ветвей. Так же не были обнаружены какие-либо особенности масс-спектров авирулентных и вирулентных штаммов, которые позволяют разделить их на отдельные ветви (группы). Не обнаружено связи между особенностями протеомного профиля в стандартных условиях и принадлежностью штаммов к определенной генетической линии А или В, которые встречаются в двух основных ветвях MSP-дендрограммы, не образуя отдельных кластеров более мелкого порядка. Однако, при анализе особенностей кластеризации MSP-спектров споровых форм исследованных штаммов, следует учитывать, что все их изученные и описанные признаки относятся к вегетативным культурам, в то время как особенности собственно споровой формы и их возможные генетические детерминанты пока не изучены.

Изучение особенностей масс-спектров споровых форм *B. anthracis* позволит не только проводить видовую идентификацию спор представителей рода *Bacillus* и выявить особенности белкового состава спор у отдельных штаммов бацилл сибирской язвы, но и определить влияние различной скорости спорообразования на характеристику масс-спектров вегетативных форм этих культур и их кластеризацию при построении соответствующих MSP-дендрограмм.

Кочеткова А.О., Гаевская Н.Е., Погожова М.П.

ВЫДЕЛЕНИЕ И ИЗУЧЕНИЕ БИОЛОГИЧЕСКИХ СВОЙСТВ БАКТЕРИОФАГОВ *YERSINIA PSEUDOTUBERCULOSIS*

ФКУЗ Ростовский-на-Дону противочумный институт Роспотребнадзора, Ростов-на-Дону, Россия

В течение последних 30 лет проблема заболеваний, вызываемых патогенными иерсиниями, остаётся в центре внимания клиницистов и микробиологов.

Ежегодно в Российской Федерации регистрируют вспышки псевдотуберкулёза, в основном в детских образовательных учреждениях. Сложность дифференциального диагноза в

клинике псевдотуберкулёза делает актуальной проблему лабораторной диагностики этой инфекции.

Целью нашего исследования является выделение и изучение биологических свойств бактериофагов *Y. pseudotuberculosis.*

В работу было взято 98 штаммов псевдотуберкулезного микроба, выделенных в разные годы и полученных из музея живых культур ФКУЗ Ростовский-на-Дону противочумный институт Роспотребнадзора. Для определения сероваров использовали специфические сыворотки, полученные нами путем внутривенной иммунизации кроликов. В качестве питательных сред применяли 1,5 % и 0,7 % агар и бульон Хоттингера (рН 7,1 - 7,2), 1,5 % эритрит-агар.

В результате работы из 1-суточных бульонных псевдотуберкулезных штаммов, инактивированных хлороформом, были изолированы 6 фагов на газонах ранее отобранных фагочувствительных культур *Y. pseudotuberculosis* двухслойным методом. В качестве нижнего слоя использовали 1,5 % эритрит-агар. Уже после 1-го пассажа все выделенные псевдотуберкулезные фаги проявляли вирулентные свойства и лизировали штаммы, из которых были выделены.

При росте на плотных питательных средах. Бактериофаги *Y. pseudotuberculosis* образовывали колонии двух видов: негативные колонии с прозрачным центром и слегка мутным ореолом неполного лизиса по периферии, диаметром 4-6 мм или полупрозрачные и прозрачные негативные колонии, диаметром 1 - 2 мм.

Все выделенные псевдотуберкулезные фаги обладали одинаковой структурной организацией корпускул и относились к *Podoviridae* или к III морфологической группе по классификации А.С.Тихоненко (1968).

Одним из основных показателей биологической характеристики бактериофагов является антигенная структура. При постановке прямых и перекрестных реакций нейтрализации бактериофагов для установления степени родства между ними, а также при их типизации использовали экспериментальные кроличьи антифаговые сыворотки. Псевдотуберкулезные фаги, полученные из штаммов О1, О3, О4, О5 сероваров имели одинаковую антигенную структуру и в реакции нейтрализации полностью нейтрализовались антифаговой сывороткой к псевдотуберкулезным фагам I серотипа. Таким образом, изученные фаги обладают антигенной специфичностью, позволяющей использовать этот признак при их идентификации и дифференциации.

Степень устойчивости бактериофагов к действию различных физических и химических факторов может служить вспомогательным тестом фенотипической характеристики фагов. В ходе исследования было изучено влияние различных концентраций мочевины (15 и 30 %), хлороформа и повышенной температуры (56 °,60 °,65 °,70 °) на псевдотуберкулезные фаги.

Применяя хлороформ для инактивации бактериальных клеток *Y. pseudotuberculosis* в фаголизате, мы изучали его влияние на активность фагов при их получении. Установлено, что обработка хлороформом в течение суток не оказывала инактивирующего воздействия на фаговые частицы.

Действие концентрированных растворов мочевины (15 и 30 %) на фаги учитывалось после 24-х часовой экспозиции при 28 °С. После контакта с 15% раствором мочевины псевдотуберкулезные фаги условно распределились на 3 группы: устойчивые (40,6 - 91,6 % выживших корпускул), снижающие активность (0,12 - 5,6 %) и фаги, занимающие промежуточное положение (22,1 - 26,2 %). Раствор мочевины в концентрации 30 % полностью инактивировал изученные бактериофаги.

Испытано влияние различных температур (56 °,60 °,65 °,70 °). Прогревание при 56 °С не изменяло титры фагов. Инактивация наблюдалась при температуре 65 °С в течение 30 минут.

Таким образом, были изучены биологические свойства псевдотуберкулезных бактериофагов. Для полной характеристики выделенных бактериофагов необходимо изучить их генетические свойства. Результаты дальнейших наших исследований будут представлены в следующих сообщениях.

Кузнецова И.В.[1], Ковалев Д.А.[1], Писаренко С.В.[1], Водопьянов С.О.[2], Водопьянов А.С.[2], Сирица Ю.В.[1], Бобрышева О.В.[1], Ульшина Д.В.[1], Шапаков Н.А.[1], Пономаренко Д.Г.[1], Бердникова Т.В.[1], Русанова Д.В.[1], Куличенко А.Н.[1]

ВОЗМОЖНОСТЬ ПРИМЕНЕНИЯ МЕТОДА INDEL–ТИПИРОВАНИЯ ДЛЯ ИЗУЧЕНИЯ ШТАММОВ *BRUCELLA MELITENSIS*

[1]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2]ФКУЗ Ростовский-на-Дону противочумный институт Роспотребнадзора, Ростов-на-Дону, Россия

В настоящее время род *Brucella* включает двенадцать видов, которые способны вызывать заболевание у человека и животных: *B. melitensis, B. abortus, B. suis, B. canis, B. ovis, B. neotomae, B. ceti, B. pinnipedialis, B. microti, B. inopinata, B. papion*is и *B. vulpis.* Среди них *B. melitensis* вызывает наиболее тяжелые формы болезни у людей и поражает мелкий рогатый скот. С целью изучения штаммов данного патогена применяют различные методики генетического анализа, такие как MLVA, MLST, SNP, RAPD, RFLP и полногеномное секвенирование.

Одним из простых и информативных методов типирования является выявление INDEL-маркеров, представляющих собой вставки-делеции нескольких нуклеотидов. Данный метод уже успешно применяется для генотипирования возбудителей таких инфекционных заболеваний, как чума, холера, туляремия, но данные об использовании данного метода для изучения бруцелл в доступной литературе отсутствуют. В связи с этим цель настоящего исследования состояла в поиске потенциальных INDEL-маркеров в геномах *B melitensis* и оценке пригодности их использования для типирования с помощью методов компьютерного моделирования.

Для этого на начальном этапе проведен поиск потенциальных INDEL-маркеров в геномах штаммов *B. melitensis* с использованием программного обеспечения GeneExpert [Водопьянов А.С., 2013]. В результате отобрано 10 INDEL-локусов, к каждому из которых сконструированы праймеры, фланкирующие область вставки-делеции. Затем был проведен анализ 139 геномов с использованием метода ПЦР *in silico*, в результате чего для каждого штамма определен INDEL профиль, а для каждого локуса определены частоты встречаемости аллелей и рассчитана вариабельность. По результатам проведенных исследований разработана пополняемая электронная база данных ««InDel генотипы штаммов *Brucella melitensis*».

На следующем этапе исследования, на основе полученных данных, проведен кластерный анализ и построена дендрограмма с использованием метода UPGMA в программе BioNumerics 7.6. По результатам INDEL-типирования штаммы *B. melitensis* разделились на четыре кластера (I-IV).

Затем результаты сравнили с данными полученными нами ранее при проведении SNP анализа 18 полногеномных последовательностей штаммов *B. melitensis*, полученных в ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора и 124 геномных последовательностей из международной базы данных NCBI. По результатам SNP-типирования штаммы *B. melitensis*, используемые в исследовании, разделились на филогенетическом дереве на пять основных генотипов (I-IV), которые соответствуют потенциальному географическому происхождению изолятов.

Основной вывод - результаты, полученные двумя методами, сопоставимы, но метод INDEL типирования четко дискриминировал только I, II, III SNP-группы, а две SNP группы IV и V по INDELам составили одну группу.

Таким образом, в ходе проведенного анализа установлена возможность проведения генотипирования штаммов *Brucella melitensis* на основе INDEL-маркеров, после решения нескольких задач, например, поиска INDEL-локусов для дискриминации SNP групп IV и V.

Дальнейшее проведение исследований *in vitro* позволит получить более подробные сведения о штаммах *Brucella melitensis*, циркулирующих на территории Российской Федерации.

Кулик В.В., Каляева Т.Б., Оброткина Н.Ф.

РЕЗУЛЬТАТЫ ГЕНОДИАГНОСТИЧЕСКИХ ИССЛЕДОВАНИЙ ПОЛЕВОГО МАТЕРИАЛА НА ЧУМУ, ПОЛУЧЕННЫЕ В ЛАБОРАТОРИИ ФКУЗ «ЭПЧС» РОСПОТРЕБНАДЗОРА В 2014-2018 гг.

ФКУЗ «Элистинская противочумная станция» Роспотребнадзора, Элиста, Россия

При проведении эпизоотологического обследования на чуму Элистинская противочумная станция, наряду с основными методами исследования, проводит исследования полевого материала методом ПЦР. Данный метод является высокочувствительным и позволяет по обнаружению специфической ДНК судить о наличии возбудителя в пробе и выявлять «некультивируемые» формы микроорганизма.

В 2014 году по результатам планового эпизоотологического обследования выделено три штамма возбудителя чумы, поэтому в связи с обострением эпизоотической ситуации в Прикаспийском песчаном очаге чумы на территории Черноземельского и Лаганского районов Республики Калмыкия, станция увеличила объемы генодиагностических исследований.

До 2014 года в перечень объектов, подлежащих исследованию этим методом, входили трупы носителей и животные с подозрением на чуму с изменением внутренних органов, выборочно блохи и носители, добытые на территории долговременного наблюдения за Прикаспийским Северо-Западным очагом чумы, гнезда грызунов, погадки хищных птиц, костные останки носителей и т.п.

Возрастание объемов генодиагностических исследований, которое в 2014 г. составило 179,2 % по сравнению с 2013 г., произошло за счет увеличения числа проб блох и носителей, не имевших видимых патологических изменений внутренних органов, добытых, в основном, на территории Черноземельского и Яшкульского районов. Методом ПЦР на наличие ДНК чумного микроба в 2014 г. было исследовано 475 пулов полевого материала с получением положительных результатов в 18 пробах: блохи – 13, органы и костные останки носителей – 3, погадки хищных птиц – 1. Серологическим методом на антитела к чумному микробу было исследовано 1158 носителей, на антиген чумного микроба – 428 объектов с отрицательным результатом.

В 2015 году при исследовании 8675 носителей и 15651 экз. переносчиков чумы среди грызунов бактериологическим методом культур чумного микроба на обслуживаемой станцией территории не было выделено. Методом ПЦР на наличие ДНК чумного микроба исследовано 523 пула полевого материала с положительным результатом в одном из них (костные останки носителей). Серологическим методом на антитела к чумному микробу исследовано 1140 носителей, на наличие антигена чумного микроба – 446 объектов с отрицательным результатом.

Присутствие ДНК чумного микроба чаще всего обнаруживается в пробах от переносчиков, что соответствует представлениям о важнейшей роли их в эпизоотологии чумы.

Проанализировав полученные результаты исследования, можно сказать, что в природных очагах чумы в зоне деятельности Элевсинской противочумной станции происходила циркуляция чумного микроба в формах или количествах, не доступных индикации бактериологическим и серологическим методами. В этом случае высокая чувствительность, специфичность и оперативность исследования полевого материала методом ПЦР в режиме реального времени помогает направлять поиски эпизоотийных участков в очагах, координировать работу зообригад и вносить коррективы в календарно-территориальные планы обследования.

Лопастейская Я.А.[1], Буй Т.Л.А.[2], Захарова И.Б.[1] , Викторов Д.В.[1]

ВЛИЯНИЕ БИОХИМИЧЕСКОЙ ВАРИАБЕЛЬНОСТИ У ИЗОГЕННЫХ МОРФОТИПОВ КОЛОНИЙ *B. PSEUDOMALLEI* НА ДОСТОВЕРНОСТЬ БИОХИМИЧЕСКОЙ ИДЕНТИФИКАЦИИ

[1]ФКУЗ Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора,
Волгоград, Россия
[2]Российско-Вьетнамский Тропический научно-исследовательский и технологический центр,
Ханой, СРВ

Burkholderia pseudomallei – грамотрицательная сапрофитная почвенная бактерия, способная вызывать тяжелую инфекцию – мелиоидоз. При неправильном лечении заболевание имеет высокую летальность, так как возбудитель обладает природной полирезистентностью к широкому кругу антибиотиков.

Известно, что клинические штаммы *B. pseudomallei* способны образовывать несколько обратимых типов колоний, что связывают с адаптацией возбудителя к неблагоприятным условиям окружающей среды [Chantratita et al., 2007; Tandhavanant et al., 2010; Chantratita et al., 2011]. Недавно было показано, что генетически идентичные гладкие и шероховатые варианты колоний одного и того же штамма отличаются по уровню устойчивости к ингибиторам, внутриклеточной выживаемости и вирулентности при экспериментальной инфекции у мышей [Shea et al., 2017]. Морфология колоний может значительно отличаться как между штаммами, так и внутри одного штамма, причем эти отличия проявляются при культивировании в полностью идентичных условиях.

Наиболее эффективной средой для выделения возбудителя признана среда Эшдауна [Ashdown, 1979], на которой *B. pseudomallei* имеет разнообразную, но с характерными особенностями морфологию колоний и может быть визуально отличён от банальной микрофлоры (но не от филогенетически близких видов). Корректная диагностика инфекции значительно влияет на прогноз заболевания, в связи с этим в настоящей работе мы исследовали биохимическую вариабельность изогенных морфотипов *B. pseudomallei* и ее влияние на достоверность биохимической идентификации.

В работе было исследовано 19 клинических штаммов *B. pseudomallei,* выделенных в 2015-2017 гг. в госпиталях провинций Quảng Trị, Quảng Bình, Nghe An и Yen Bai из коллекции Института тропической медицины Российско-Вьетнамского Тропического научно-исследовательского и технологического центра (г. Ханой, СРВ). Все манипуляции с культурами возбудителя были проведены в вышеназванном учреждении.

Культивирование проводили при температуре 37 °С 24, 72 и 96 часов на L-агаре (HiMedia, Индия) и агаре Эшдауна. Оценку морфологии колоний проводили по следующим критериям: форма и размер колоний, контур края, характер поверхности, цвет.

С использованием биохимической системы Vitek 2 GN для всех штаммов была предварительно проведена оценка параметра «вероятность идентификации» при оптимальных условиях анализа (суточная культура, выращенная на L-агаре при 37 °С). Для дальнейшего анализа были отобраны 6 штаммов, идентифицированных как *B. pseudomallei* с вероятностью не менее 94 % и диссоциировавших на агаре Эшдауна на два и более морфотипа. На L-агаре больше двух морфотипов у одного и того же штамма выявлено не было. Морфотипы на L-агаре полностью формировались на третьи сутки инкубации, на агаре Эшдауна – на четвертые. Для каждого из выбранных для исследования штаммов ранее были определены сиквенс-типы (ST) [Захарова И.Б. и др., 2018]. Ни в одном из образцов не обнаружено более 1 ST, что свидетельствует именно о морфологической диссоциации штамма, исключая наличие смешанной культуры. Выбранные 6 штаммов представлены 5 различными ST.

Изучение биохимической активности различных типов колоний проводили на автоматическом биохимическом анализаторе Vitek 2 Compact с использованием карт GN для идентификации клинически значимых грамотрицательных бактерий. Для исследования снятая с агара единственная колония суспедировалась в 0,85 % растворе NaCl pH 7,0. Оптическая плотность суспензии доводилась до значения 0,50–0,63 с использованием денситометра DensiCHEK™ Plus. Клетки колоний штамма 15QB2/1513, выращенные на агаре Эшдауна, и штаммов 15QB3/V1514 и 16QT2/V1607, выращенные на L-агаре, продемонстрировали выраженную агрегацию, что делало их суспензии непригодными для дальнейшего анализа.

Все колонии в S- и R-формах четырех штаммов (16QT4/V1609, 15QB2/V1513, 16QT4/V1609 и 16QT5/V1611), выращенных на L-агаре были идентифицированы корректно с вероятностью 94 – 99 %, причем у двух штаммов этот показатель был одинаковым и у S- и у R-форм, у одного штамма вероятность идентификации была выше у S-, у другого – у R-формы. Но у пар изогенных морфологических вариантов спектры биохимической активности отличались по двум (штаммы 16QT4/V1609 и 16QT5/V1611) и четырем тестам (15QB2/V1513), а у пары штамма 15QT3/V1503 – были идентичны. Два морфотипа колоний штамма 15QT3/V1503, выращенного на агаре Эшдауна, также были полностью идентичны по спектру биохимической активности, но отличались от культивированных на L-агаре изогенных вариантов этого же штамма по тестам BNAG и NAGA и были идентифицированы как *Pseudomonas aeruginosa* с вероятностью 94 %. Всего из 11 протестированных вариантов колоний 1 тип идентифицирован не был, 5 – определены корректно (вероятность 90 – 99 %) и 5 – как *P. aeruginosa* (вероятность 93 - 96 %). Следует отметить, что у 3 из 5 морфологических вариантов, идентифицированных как *P. aeruginosa*, не наблюдалось активности β-N-ацетилглюкозаминидазы (BNAG), у штамма 15QB3/ V1514 присутствовал промежуточный, а у 16QT5/V1611 – положительный результат по этому тесту. В целом, отличия в спектрах биохимической активности у трех пар корректно и ошибочно идентифицированных морфологически отличных изогенных вариантов *B. pseudomallei* были индивидуальными и какой-либо закономерности в сочетании признаков, влияющих на корректность идентификации, нам выявить не удалось.

Мы обнаружили тенденцию более высокой вероятности идентификации колоний, выросших на L-агаре в R-форме, тем не менее, не превышающей таковую при исследовании чистой «газонной» культуры.

Результаты проведенного исследования показали недопустимость проведения идентификации подозрительных колоний непосредственно с агара Эшдауна, несмотря на то, что это сокращает время анализа более чем на сутки.

Ондар Н.В., Акимова И.С., Глушков Э.А.

ЛАБОРАТОРНОЕ ОБЕСПЕЧЕНИЕ ПРИ ПРОВЕДЕНИИ ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОГО РАССЛЕДОВАНИЯ ВСПЫШКИ СИБИРСКОЙ ЯЗВЫ В РЕСПУБЛИКЕ ТЫВА

ФКУЗ Тувинская противочумная станция Роспотребнадзора,
Кызыл, Республика Тыва, Россия

Республика Тыва является стационарно неблагополучной территорией Российской Федерации по сибирской язве. На территории Республики Тыва официально зарегистрировано 148 стационарно неблагополучных пунктов по сибирской язве. Ранее случаи заболевания сибирской язвой были отмечены в 1996 г. в Чаа-Хольском районе, где после вынужденного убоя КРС заболели три человека. В 2006 г. регистрировались последние случаи заболеваний среди КРС в местечке Доргун Тес-Хемского района.

В июле 2018 г. был зарегистрирован случай заболевания у двух человек и трех голов крупного рогатого скота сибирской язвой на территории Барун-Хемчикского района.

21 июля в 14.30 поступила телефонограмма из Барун-Хемчикской центральной районной больницы о выявлении двух мужчин с подозрением на сибирскую язву (характерная клиническая картина и наличие в эпиданамнезе факта вынужденного забоя бычка).

21 июля в 18.30 на место выехала группа специалистов станции, был произведен отбор проб клинического материала от больных, в эпизоотическом очаге были отобраны пробы почвы, в тот же день доставленные в бактериологическую лабораторию.

Материал от больных и пробы почвы были доставлены в лабораторию противочумной станции в тот же день 21 июля и взяты на исследование.

На момент поступления материала лаборатория станции была готова к приему и исследованию бактериологическим, бактериоскопическим, биологическим, МФА методом и методом ПЦР.

Всего 21.07.2018 г. в лабораторию поступило 12 проб клинического материала от больных (отделяемое фурункула, струп, мазок из зева, кровь, моча) и 10 проб почвы.

При исследовании клинического материала от больных методом детекции в 4 пробах (в кусочках струпа и отделяемом фурункула) было подтверждено наличие генов специфических плазмид pXO1 (+) и pXO2 (+), результаты анализа подтвердил клинический диагноз кожной формы сибирской язвы у обоих больных. Предварительный положительный ответ у больных был выдан по результатам исследований методом ПЦР через 3 ч.

Бактериологические исследования клинического материала, бактериологические и генодиагностические исследования проб почвы дали отрицательные результаты.

На начальном этапе было принято решение о проведении исследования всего материала, доставленного из очага на базе бактериологической лаборатории ФКУЗ «Тувинская противочумная станция» Роспотребнадзора, как наиболее подготовленной к проведению исследований.

22.07.2018 г. поступило 2 пробы материала от животных (легкое и сердце КРС) при исследовании методом ПЦР в пробах было подтверждено наличие генов специфических плазмид *Bacillus anthracis.*

Для выдачи окончательного заключения на сибирскую язву были проведены бактериологические исследования с заражением биопробных животных. При посеве на сибиреязвенную среду материала от животных (легкое бычка вынужденного убоя, уши павших животных) в 3 трех пробах 24.07. и 28.07. были обнаружены характерные для сибирской язвы колонии в R-форме, которые в дальнейшем были идентифицированы по основным диагностическим тестам: характерный рост на средах и бульоне, при окраске Гр+ длинные цепочки, рост на П/Ж агаре, специфическое свечение в МФА на 3 - 4 креста.

Срок выдачи окончательного заключения материала от 22.07.2019 г. по результатам бактериологических исследований составил 48 ч. При этом на скорость получения окончательного результата о наличии в пробе возбудителя сибирской язвы существенное влияние оказали правильность отбора проб и транспортировка материала.

Результаты данного этапа явились основанием для выдачи окончательного заключения и введения ограничительных мероприятий.

С 26 июля 2019 г. все лабораторные исследования проводились совместно с прибывшими специалистами ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора.

Всего во время вспышки с 21.07.2019 г. по 17.08.2019 г. в лабораторию противочумной станции было доставлено 239 проб: 35 проб клинического материала от больных и контактных лиц (отделяемое фурункула, струп, мазок из зева, кровь, моча), 199 проб материала из объектов внешней среды (воды-48, почвы-129, ил-22) и 5 проб материала от животных (легкое, сердце и ухо КРС).

По результатам бактериологических исследований клинического материала от больных (12) и контактных лиц (23) пробы дали отрицательные результаты.

При исследовании методом ПЦР 129 проб почвы, в 3 пробах почвы обнаружено наличие ДНК специфических плазмид pXO1 (+) и pXO2 (+) сибирской язвы. При бактериологическом исследовании пробы отрицательные.

Исследования объектов внешней среды бактериологическим и генодиагностическими методами: 48 проб воды и 22 пробы ила дали отрицательные результаты.

Во время вспышки Тувинской противочумной станцией по результатам бактериологических исследований и исследований методом ПЦР идентифицировано 3 культуры сибирской язвы (*B.anthracis*) в пробах материалов от животных легкого и уха павших животных, подтверждено наличие ДНК сибиреязвенного микроба в 10 пробах: в клиническом материале от больных людей (4), почвы (3), в легком КРС (1) и ушах КРС (2).

На основании результатов идентификации, культуры были направлены для изучения штаммов в Референс-Цетр по мониторингу за возбудителем сибирской язвы (ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора).

Онхонова Г.С., Рыжиков А.Б., Марченко В.Ю., Святченко С.В.

АНАЛИЗ РЕЦЕПТОРНОЙ СПЕЦИФИЧНОСТИ ШТАММОВ ВИРУСА ГРИППА ПТИЦ С ПОМОЩЬЮ МЕТОДА БИОСЛОЙНОЙ ИНТЕРФЕРОМЕТРИИ

ФБУН Государственный научный центр вирусологии и биотехнологии «Вектор» Роспотребнадзора,
Кольцово, Россия

Взаимодействие между вирусом и его клеточным рецептором является важнейшим этапом, регулирующим процессы инфицирования, репликации, выхода из клетки и дальнейшей передачи. В процессе жизненного цикла все вирусы проходят обязательную стадию – прикрепление к поверхности клетки-мишени. У вируса гриппа связывающим белком является гемагглютинин, а рецепторы на поверхности клетки – это гликолипиды или гликопротеины, которые содержат терминальные сиалированные фрагменты (в основном N-ацетилнейраминовая кислота (Neu5Ac). Структурное различие данных фрагментов является ключевым фактором для определения специфичности связывания различных субтипов вируса гриппа с клеточными рецепторами.

Существует несколько методов определения рецепторной специфичности, но ни один из них не является общепризнанным. Все имеющиеся методы имеют те или иные недостатки. Например, метод поверхностного плазмонного резонанса, основанный на явлении полного внутреннего отражения, требует очень тщательной очистки образца, либо же получения чистого тримера гемагглютинина генно-инженерными способами, что является достаточно сложной задачей, доступной далеко не всем лабораториям. При изучении рецепторной специфичности вирусов гриппа методом иммуноферментного анализа существенным недостатком является длительное время эксперимента, что для большой выборки бывает неудобно, а также необходима высокая степень очистки образца.

Еще одним методом является биослойная интерферометрия. Основой прибора является сенсор, на котором происходит взаимодействие лиганда и рецептора. Он представляет собой оптическое волокно, на одну из поверхностей которого иммобилизуются исследуемые вещества. Освещая сенсор с противоположного конца, можно наблюдать интерференционную картину, полученную путем наложения двух отраженных волн: одну от внутреннего референсного слоя, вторую - от слоя, иммобилизованного на поверхность сенсора. Любое изменение числа молекул на сенсоре вызывает изменение длины волны, что и является основой регистрации сигнала. Так как только те молекулы, которые связались с сенсором, могут влиять на измене-

ние интерференционной картины, все несвязавшиеся молекулы, либо же изменения показателя преломления среды, изменения скорости потока – ничто не может повлиять на результат измерения. Это обстоятельство позволяет работать с образцами в культуральной или аллантоисной жидкости и является несомненным преимуществом метода перед всеми остальными.

В данной работе с помощью метода биослойной интерферометрии на приборе OctetRED 96 (ForteBio) была исследована рецепторная специфичность двух штаммов вируса гриппа птиц A/chicken/Primorsky Krai/03/2018 (H9N2) и A/chicken/Kursk/284/2018 (H5N8). Измерения проводились для образцов в аллантоисной жидкости. В качестве аналога рецепторов был использован белок фетуин.

Интерферометрия биослоя зарекомендовала себя как достаточно удобный и быстрый метод, не требующий выделения гемагглютинина и, более того, физический принцип, заложенный в основу метода измерения, позволяет работать с неочищенным биоматериалом (вирус в аллантоисной и культуральной жидкости), что существенно упрощает и ускоряет процесс проведения анализа.

Работа выполнена в рамках государственного задания № 13/19 «Разработка генетических и фенотипических маркеров для количественной оценки пандемического потенциала зоонозных вирусов гриппа».

Пантюхина А.Н. [1], Шпынов С.Н. [2]

АСПЕКТЫ СЕРОЛОГИЧЕСКОЙ ДИАГНОСТИКИ Q-ЛИХОРАДКИ У ЧЕЛОВЕКА И ЖИВОТНЫХ

[1]ФГБУ «Национальный исследовательский центр микробиологии и эпидемиологии имени почетного академика Н.Ф.Гамалеи» Минздрава России, Москва, Россия;
[2]ФБУН «Омский научно-исследовательский институт природно-очаговых инфекций» Роспотребнадзора, Омск, Россия

Актуальность Q-лихорадки (коксиеллёза) вызвана тем, что этот зооноз представляет важную медико-социальную проблему. Она обусловлена широким распространением этой инфекции в очагах, инфицированностью людей, профессионально связанных с сельскохозяйственными животными или сырьём животноводства, а также значительными экономическими потерями при заражении людей и животных (Токаревич, 1997, Raoult, 2007).

Примером служит вспышка Q-лихорадки, охватившая в 2007-2011 гг. 3921 человек в небольшом районе Нидерландов с населением 4 млн. человек, которая была названа национальной «катастрофой». Источником инфекции послужили молочные козы и овцы. Для предотвращения дальнейшего распространения заболеваний было ликвидировано около 50 тысяч голов коз и овец (Wegdam-Blans et all., 2013).

Кроме того, возбудитель Q лихорадки - *Coxiella burnetii* относится ко II группе патогенности и в ряде стран рассматривается в качестве потенциального агента бактериологического оружия.

Трудность проведения противоэпидемических и профилактических мероприятий при коксиеллезе обусловлена сложностью эпидемического процесса при этой инфекции, включающего разнообразие источников и резервуаров инфекции, множественность путей передачи её возбудителя, полиморфную картину клинических проявлений, подострое и бессимптомное течение инфекционного процесса у человека и животных (Федорова, 1968; Рудаков,1995; Raoult, 2007).

Первостепенная роль в повышении эффективности эпиднадзора и совершенствова-

нии профилактических мероприятий при Q-лихорадке отводится лабораторным методам исследования (определению степени инфицированности среди населения и поражённости коксиеллезом сельскохозяйственных животных).

Значительным ограничением в выявлении Q-лихорадки является отсутствие эффективных серологических методов, позволяющих выявлять антитела на ранних сроках инфицирования как у людей, так и у сельскохозяйственных животных (Тарасевич, 1988; Токаревич,1997; Наконечный, 2009).

При этом для проведения полной и достоверной диагностики коксиеллеза должны учитываться биологические особенности *C. burnetii*, в частности, его способность существовать в 2-х фазовых вариациях, что отражается на образовании специфических антител у людей и животных. Известно, что при заболевании Q-лихорадкой в начальном периоде заболевания образуются антитела ко II фазе, а спустя длительный срок после начала инфекции появляются антитела к I фазе, что свидетельствует о хронизации коксиеллезной инфекции у людей. Практически единственным препаратом для выявления специфических антител, зарегистрированным в Росздравнадзоре России, является диагностикум *C. burnetii* II фазы для реакции связывания комплемента (РСК).

В медицинской и ветеринарной практике с помощью этого диагностикума в РСК удаётся выявить антитела ко II фазе в период реконвалесценции, что не позволяет диагностировать хроническое течение коксиеллеза у людей. Его применение в ветеринарной практике является причиной гиподиагностики этой инфекции у сельскохозяйственных животных, поскольку у них коксиеллез часто протекает в форме хронической инфекции с образованием антител к I фазе *C. burnetii* (Фрейлихман, 2017; Наконечный, 2009). Следует указать, что специфические антитела в РСК обнаруживают, как правило, начиная с конца 2-й и начала 3-й недели заболевания.

Известно, что в реакции агглютинации (РА) с корпускулярным антигеном *C.burnetii*, антитела выявляют в сыворотках больных уже к концу первой недели после заболевания, т.е. раньше, чем в РСК. В этом особая ценность РА для диагностики свежих заболеваний Q-лихорадкой.

В наших исследованиях для ранней диагностики Q лихорадки был разработан препарат на основе корпускулярного антигена *C.burnetii* II фазы, меченного квантовыми точками с длиной волны флуоресценции в зелёном диапазоне спектра (520 - 540нм). В сравнительных серологических исследованиях использовали «золотой стандарт» серодиагностики – реакцию непрямой иммунофлуоресценции (РНИФ).

При исследовании иммунных к *C. burnetii* II фазы сывороток людей и экспериментальных животных в реакции наноагглютинации (РНА) наблюдали специфические агглютинаты, флуоресцирующие ярким зелёным цветом на чёрном фоне. Флуоресцирующий антиген *C. burnetii* не взаимодействовал с сыворотками, содержащими антитела к гетерологичным антигенам риккетсий, а также не давал наведённой флуоресценции и спонтанной агглютинации в контроле. При исследовании сывороток крови больных и переболевших Q-лихорадкой, специфические антитела выявлялись в РНА на 6-9-ый день заболевания, а в РНИФ - на 13 - 15 день болезни. При этом титры антител к *C. burnetii*, выявляемые в исследуемых сыворотках в РНА, были сопоставимы с результатом, полученным в РНИФ. Антитела к коксиеллам были выявлены с помощью РНА и РНИФ в 92,3 и 95,6 % пробах, соответственно. Специфичность данных препаратов была подтверждена отрицательными результатами в РНА и РНИФ при изучении сывороток условно здоровых людей, пациентов с различными инфекционными заболеваниями некоксиеллёзной этиологии, сыворотками лошадей, кроликов, морских свинок.

Высокая специфичность РНА с флуоресцирующим антигеном *C. burnetii* II фазы была подтверждена также при исследовании 52 сывороток крупного рогатого скота и 33 сывороток мелкого рогатого скота.

В дальнейших исследованиях было установлено, что полученный флуоресцирующий антиген *C. burnetii* обеспечивает выявление специфических антител не только в ранние сроки заболевания, но и на протяжении всего периода реконвалесценции у инфицированных людей

и сельскохозяйственных животных. Установлено, что выявленная особенность препарата обусловлена биотехнологическим процессом его приготовления.

К преимуществам РНА с флуоресцирующим антигеном *C. burnetii*, меченным нанокристаллами, следует отнести высокую специфичность, простоту постановки, минимум затраченного времени и ингредиентов, объективный учёт результатов реакции при высокой фотостабильности и яркой флуоресценции антигена.

Писаренко С.В., Еременко Е.И., Ковалев Д.А., Печковский Г.А., Рязанова А.Г., Бобрышева О.В., Кузнецова И.В., Аксенова Л.Ю., Ульшина Д.В., Семенова О. В., Жиров А.М.

МОЛЕКУЛЯРНО-ГЕНЕТИЧЕСКИЙ АНАЛИЗ ШТАММОВ *BACILLUS ANTHRACIS*, ВЫДЕЛЕННЫХ В ЗАПАДНОЙ СИБИРИ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Сибирская язва - зоонозная болезнь, вызываемая грамположительной бактерией *Bacillus anthracis*. В настоящее время сибирская язва редко встречается в большинстве европейских стран, но остается серьезной проблемой в странах Центральной и Южной Африки, а так же в некоторых регионах Азии. Сибирская язва в России является эндемическим заболеванием и проявляется, в основном, в виде спорадических случаев заболевания животных, случаи заболевания среди населения являются редкими.

Крупнейшая за последние 40 лет вспышка сибирской язвы в России произошла в июле 2016 г. на Ямале. С 1968 г. этот регион был официально объявлен территорией свободной от сибирской язвы. С 2007 г. обязательная вакцинация северных оленей была прекращена. Одной из главных задач при расследовании этой вспышки стало определение происхождения штамма, вызвавшего вспышку заболевания. Возможным источником инфекции, учитывая потенциально высокое сохранение спор *B. anthracis* при низких температурах, могли стать захоронения животных, павших в результате прошлых эпизоотий. Большая территория тундры, на которой обитают популяции северных оленей, в совокупности с низкой плотностью населения в этих регионах страны, создает значительные трудности в проведении противоэпидемических мероприятий и надлежащем учете мест захоронения животных. Места захоронения умерших животных, зачастую, не были документированы, в некоторых случаях трупы не были захоронены. Другим возможным источником возникновения инфекции мог стать занос возбудителя с территории соседних регионов. Учитывая случаи применения спор возбудителя сибирской язвы в качестве агентов биологического оружия в США после терактов в 2001 г. нельзя было исключать возможность преднамеренного заноса.

Цель работы заключалась в определении филогенетической структуры штаммов, циркулирующих на территории Западной Сибири с использованием современных методов молекулярно-генетического анализа.

В работе были использованы геномные последовательности тринадцати штаммов *B. anthracis,* выделенных на территории Омской области, Алтайского края, Республики Алтай, Красноярского края, Тюменской области, Ямало-Ненецкого автономного округа, Республики Тыва в период 1956–2018 гг.

Геномные последовательности штаммов *B. anthracis* были получены на платформе IonTorrent PGM Life Technologies (США). Данные секвенирования были обработаны с помощью программ FastQC v 0.11.5, Trimmomatic v 0.33 и собраны de novo в незавершенные проекты геномов с помощью программы Newbler v 3.0. Оценка качества и эффективности сборки геномных проектов была проведена в программе QUAST v 5.0. Аннотация геномных проектов была проведена с помощью программного обеспечения Prokka.

Для проведения филогенетического анализа на основе SNP полных геномов (wgSNP) использовали геномные последовательности 198 геномов *B. anthracis*, из них 13 геномов сибирских штаммов и 185 геномов *B. anthracis,* доступных в базе данных GenBank на момент проведения анализа. Поиск SNP осуществляли путем множественного выравнивания геномов против геномной последовательности референтного штамма *B. anthracis* Ames Ancestor, которое проводили с помощью инструмента Parsnp из программного пакета Harvest Suite. Обнаруженные SNP были извлечены в файл VCF с использованием HarvestTools v 1.0. Позиции SNP с расстоянием менее 10 п.н., а также положения, несущие неопределенные нуклеотиды, были удалены. Филогенетическая реконструкция была построена в Mega10 с использованием метода максимального правдоподобия в соответствии с моделью замещения Tamura-Nei.

Анализ филогенетического дерева показал, что филогения 198 штаммов *B. anthracis*, построенная на основе wgSNP-анализа, соответствует принятому представлению о генетической структуре популяции сибиреязвенного микроба. В структуре филогенетического дерева присутствуют три главные генетические линии A, B и C. Главную генетическую линию C формируют пять штаммов, три из которых были выделены на территории США. Главная генетическая линия B представлена двумя кластерами. Кластер B.Br.CNEVA образуют девять штаммов, выделенных преимущественно на территории европейских стран (Австрия, Германия, Франция, Словакия). Второй кластер B.Br.001/002 включает тринадцать штаммов, сгруппированных в три субкластера. Первый субкластер формируют штамм BA2968 (Финляндия) и штамм 1284, который был выделен в 2010 г из пищевой продукции, произведенной в г. Омск. Второй субкластер образуют пять штаммов, выделенных в странах Южной Африки. Третий субкластер образуют пять российских штаммов и один штамм из Южной Кореи. Следует отметить, что третий субкластер образован двумя группами штаммов. Штаммы 1339/24 и1342/12, выделенные в 2016 г. во время вспышки в Ямало-Ненецком автономном округе, тесно связаны со штаммами И-29 и И-373, выделенными в Республике Алтай (1961 г.) и Алтайском крае (2012 г.) соответственно. Вторую группу в этом субкластере образуют штамм HYU01 из Южной Кореи и штамм 1374/1, выделенный в 2018 г. во время вспышки сибирской язвы в Республике Тыва. В главной генетической линии A выделяются шесть кластеров. Российские штаммы входят в состав двух кластеров A.Br.001/002 и A.Br.008/009. Штаммы И-360 (2006) и И-370 (2012), выделенные в Алтайском крае, а так же штамм И-319 (1983), выделенный в Омской области вместе со штаммом Shikan-NID (1928) из Японии, образуют отдельный субкластер филогенетически расположенный между субкластером A.Br.Ames и штаммами, изолированными в Индонезии. Штаммы И-323(1984), И-217 (1981), И-63 (1967), выделенные в Омской области, Тюменской области и Красноярском крае, вместе со штаммами 55-VNIIVViM, STI и пятью штаммами, выделенными в Грузии, образуют один из субкластеров в составе кластера A.Br.008/009. Штамм И-9, выделенный в 1956 от больного в Республике Тыва, так же принадлежит к кластеру A.Br.008/009 вместе с другими российскими штаммами 81/1, Tsiankovskii-I и изолятами Larisa (Греция), K3974 (Словакия) и Cvac02 (Китай), образуя отдельный субкластер.

В результате проведенного исследования впервые охарактеризованы геномы тринадцати вирулентных штаммов *B. anthracis,* выделенных на территории Западной Сибири в период 1956–2018 гг. Генотипирование изолятов, проведенное методом wgSNP, позволило определить их место в глобальной популяции возбудителя сибирской язвы.

Писаренко С.В., Ковалев Д.А., Евченко А.Ю., Евченко Ю.М., Бобрышева О.В., Кузнецова И.В., Куличенко А.Н.

К ВОПРОСУ О ФИЛОГЕНИИ ШТАММОВ ЧУМЫ ИЗ ПРИРОДНЫХ ОЧАГОВ КАВКАЗА И ЗАКАВКАЗЬЯ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Чума, вызываемая патогенной бактерией *Yersinia pestis*, обычно рассматривается как проблема прошлого, но она остается актуальной угрозой для общественного здравоохранения в эндемичных странах. На территории стран бывшего Советского Союза, Монголии и Китая располагаются территории энзоотических очагов чумы. История формирования природных очагов чумы дает необходимое научное и теоретическое обоснование путей их трансформации в современных условиях. Понимание процессов, оказывающих влияние на природные очаги чумы очень важно для профилактики, прогнозирования, и контроля заболеваемости. К основными факторам, влияющим на состояние природных очагов чумы относят климатические условия, изменение ландшафта и антропогенное воздействие. Важными показателями трансформации очагов является возраст генетических вариантов и генетическое разнообразие изолятов возбудителя чумы.

Целью данной работы была оценка генетического разнообразия штаммов и определение временных рамок дивергенции генетических вариантов чумного микроба в природных очагах чумы Кавказа и Закавказья.

Данные очаги подразделяются на равнинные, низкогорные и высокогорные. Наибольшее антропогенное воздействие испытали очаги первых двух групп: распашка земель, истребление основного носителя, обустройство населенных пунктов и т.д. Высокогорные очаги в силу труднодоступности были в меньшей мере подвержены такого рода воздействиям, традиционно их территории используются для выпаса скота.

Геномные последовательности исследуемых штаммов были получены на платформе IonTorrent PGM Life Technologies (США). Данные секвенирования были собраны *de novo* в незавершенные проекты геномов с использованием программы Newbler v 3.0. Аннотация геномных проектов была проведена с помощью программного обеспечения Prokka. Для проведения филогенетического анализа на основе SNP полных геномов (wgSNP) использовали геномные последовательности 153 штаммов *Y. pestis*, для которых были известны даты выделения. Множественное выравнивание геномов выполняли в программе Bowtie2, с параметром k-mer равным 21, допускающим одно несоответствие с поддержкой >95%. Для построения корового генома использовали 18 геномов *Y. pestis* секвенированых нами и 135 геномных последовательностей *Y. pestis* доступных в базе данных GenBank на момент проведения анализа, включая завершенные геномы и геномные проекты. Поиск и идентификацию SNP в коровом геноме осуществляли в программе MEGA 7. Для изучения филогеографического распределения таксонов на основе полногеномного анализа SNP штаммов *Y. pestis* использовали программный пакет BEAST 2.3.0. Для датировки филогенетического дерева были использованы известные даты изоляции штаммов. Параметры модели замещения были определены путем оценки работы 88 различных моделей на матрице корового генома с помощью программы Jmodeltest2. Байесовский MCMC анализ осуществляли с использованием модели general time reversible +I +G (GTR +I +G) и строгих часов. Мы осуществили три независимых запуска с длиной цепи 200 000 000 поколений каждый, и частотой записи каждые 1000 поколений. Оценка сходимости топологии и параметров цепи MCMC была проведена в программе Tracer v1.6. Все значения параметров ESS составили >200. Полученные деревья были объединены с использованием компонента TreeAnnotator из программного пакета BEAST 2.3.0 с параметром burn-in 20 %, полученный файл филогенетического дерева визуализировали в программе Figtree.

Анализ филогенетического дерева позволил установить, что штаммы кавказского подвида образуют отдельную ветвь (0.PE2). При этом штаммы из Восточно-Кавказского высокогорного природного очага С-672, С-371, С-826, и С-741 выделенные в период с 1988 по 2011 гг., относятся к генетическому варианту, сформированному в 1257-1262 гг. Сравнение нуклеотидных последовательностей этих изолятов в пределах корового генома позволило обнаружить четыре нуклеотидных полиморфизма различающих штаммы. Штаммы из другого высокогорного очага – Закавказского, составляют отдельную подгруппу указанной ветви. Время формирования их генетического варианта близко к предыдущему – 1223-1245 гг. Эти результаты согласуются с данными V. Kutyrev et al., 2018. Генетические варианты штаммов из очагов песчаночьего и сусликового типа объединены ветвью 2. MED.1, в которой выделяются пять субкластеров. В первый входит штамм С-617 из Приараксинского низкогорного очага песчаночьего типа. Соответствующий генетический вариант сформировался в 1853 г. Второй субкластер включает штаммы из Центрально-Кавказского высокогорного очага: С-506 (1778), С-719 (1737), С-284 (1778), С-627 (1772). В скобках здесь и далее приведены примерные даты формирования соответствующих генетических вариантов возбудителя. Сравнение нуклеотидных последовательностей этих изолятов в пределах корового генома позволило обнаружить 53 SNP, различающих штаммы. Штаммы, выделенные из центральной и западной частей очага, V. Kutyrev et al., 2018 относят к ветви 2.MED0. По данным MLVA-25 типирования, в разных районах очага циркулируют разнообразные генетические варианты (Евченко Ю.М. с соавт. 2014). В данном случае время формирования геноваров этих штаммов варьирует в пределах 1737-1778 гг. Третий субкластер представлен изолятами из очагов песчаночьего и одного очага сусликового типа. Штаммы песчаночьих очагов: С-224, С-231, С-62, Закавказский равнинно-предгорный природный очаг (1905-1943); С-11, Прикаспийский песчаный (1924); и штамм из очага сусликового типа С-281, Терско-Сунженский низкогорный (1927). В пределах корового генома этих штаммов обнаружено 29 SNP. В четвертый субкластер входит один штамм С-742, из Дагестанского равнинно-предгорного очага (1973). Штаммы С-527, Закавказский равнинно-предгорный природный очаг, Джейранчельский участок (1928) и С-528, Прикаспийский песчаный (1912) входят в пятый субкластер.

Полученные результаты позволяют сделать вывод о том, что штаммы из Восточно-Кавказского высокогорного природного очага обладают большей генетической однородностью по сравнению со штаммами Закавказского равнинно-предгорного природного очага. Наибольшую вариабельность геномов имеют штаммы Центрально-Кавказского высокогорного очага. Это может быть обусловлено разной динамикой трансформации очагов чумы. Следует отметить, что высокогорье в меньшей мере подвержено антропогенному воздействию, такому как распашка земель, другие виды хозяйственной деятельности.

Таким образом, в результате исследования впервые охарактеризованы геномы восемнадцати штаммов возбудителя чумы из природных очагов Кавказа и Закавказья. Определены временные рамки дивергенции генетических вариантов чумного микроба, проведена оценка генетического разнообразие штаммов.

Прохватилова Е.В., Лемасова Л.В. , Ткаченко Г.А., Белицкая Л.И., Викторов Д.В., Топорков А.В.

О РЕЗУЛЬТАТАХ ИСПЫТАНИЙ И ПРОВЕДЕНИИ ГОСУДАРСТВЕННОЙ РЕГИСТРАЦИИ НАБОРА РЕАГЕНТОВ ДЛЯ ОБНАРУЖЕНИЯ И ДИФФЕРЕНЦИАЦИИ ДНК ВОЗБУДИТЕЛЕЙ САПА И МЕЛИОИДОЗА С ПОМОЩЬЮ МУЛЬТИПЛЕКСНОЙ ПОЛИМЕРАЗНОЙ ЦЕПНОЙ РЕАКЦИИ

ФКУЗ Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора,
Волгоград, Россия

Потенциальная угроза завоза и распространения особо опасных инфекций на территорию Российской Федерации, а также сложности с идентификацией и дифференциацией патогенных буркхольдерий (*B. pseudomallei, B. mallei*), способных вызывать труднодиагностированные инфекционные заболевания, предопределили необходимость разработки и внедрения в лабораторную практику «дифференцирующих» наборов реагентов для полимеразной цепной реакции (ПЦР).

Специалистами ФКУЗ Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора (Референс центра по мониторингу за возбудителями сапа и мелиоидоза) завершены исследования по разработке МИ «Набор реагентов для выявления и дифференциации ДНК возбудителей сапа (*Burkholderia mallei*) и мелиоидоза (*Burkhoderia pseudomallei*) методом мультиплексной ПЦР с флуоресцентной детекцией «Амплиген*Burk-mallei/pseudomallei*-РВ» по ТУ 21.20.23-013-01898084-2016» (далее - «Амплиген*Burk-mallei/pseudomallei*-РВ»).

Набор реагентов «Амплиген*Burk-mallei/pseudomallei*-РВ» предназначен для качественного обнаружения и дифференциации ДНК возбудителей сапа и мелиоидоза в пробах клинического (биологического) материала, секционного материала, объектов окружающей среды, а также выделенных культур (изолятов) методом мультиплексной ПЦР. В зависимости от степени потенциального риска применения в медицинских целях «Амплиген*Burk-mallei/pseudomallei*-РВ» относится к классу 3. Набор реагентов «Амплиген*Burk-mallei/pseudomallei*-РВ» может быть использован в клинической лабораторной диагностике для исследования материала, полученного от лиц обоего пола, любого возраста с подозрением на мелиоидоз и/или сап вне зависимости от формы и манифестации заболевания, а также при проведении эпидемиологического мониторинга.

Набор реагентов «Амплиген*Burk-mallei/pseudomallei*-РВ» разработан для мультиплексной ПЦР с гибридизационно-флуоресцентным учетом результатов в режиме реального времени, и в сравнении с классическим вариантом ПЦР, метод ориентирован именно на экспрессность, что позволяет в короткие сроки идентифицировать и дифференцировать *B. pseudomallei B. mallei* в различных объектах исследования.

В 2017 году «Амплиген*Burk-mallei/pseudomallei*-РВ» был представлен к государственной регистрации в Федеральную службу по надзору в сфере здравоохранения в качестве медицинского изделия. В соответствии с установленными требованиями регистрация МИ осуществлялась на основании результатов технических, клинических испытаний, а также экспертизы регистрационного комплекта документов.

При проведении клинических испытаний экспертами ФКУЗ РосНИПЧИ «Микроб» Роспотребнадзора подтверждена эффективность применения набора реагентов при исследовании различных проб биологического (клинического) материала и выделенных культур микроорганизмов, а также объектов окружающей среды. Установлено, что показатель диагностической чувствительности составил не менее 98 %, диагностической специфичности - не менее 99 %, при доверительной вероятностью 90% при анализе каждого из показателей.

После завершения регламентированной процедуры государственной регистрации в январе 2019 году принято решение о регистрации МИ «Амплиген*Burk-mallei/pseudomallei*-РВ», оформлено регистрационное удостоверение и разрешены производство, реализация и применение МИ в учреждениях здравоохранения.

В настоящее время выпуск набора реагентов «Амплиген*Burk-mallei/pseudomallei*-РВ» осуществляется на базе ФКУЗ Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора мелкими сериями по предварительным заявкам учреждений. Срок годности – 9 мес. Форма выпуска: диагностический набор, упакованный в полиэтиленовый пакет с замком Zip-lock из 8 компонентов, в микропробирках полипропиленовых – 0,6 мл, рассчитан на 50 определений с учетом контрольных образцов.

Ракитина Е.Л., Костюченко М.В., Логвиненко О.В., Курчева С.А., Русанова Д.В., Бердникова Т.В., Хачатурова А.А., Голубь О.Г., Пономаренко Д.Г.

ОСОБЕННОСТИ ЭКСПРЕССИИ АКТИВАЦИОННЫХ МОЛЕКУЛ ЛИМФОЦИТОВ У БОЛЬНЫХ С РАЗЛИЧНЫМИ КЛИНИЧЕСКИМИ ФОРМАМИ БРУЦЕЛЛЕЗНОЙ ИНФЕКЦИИ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Бруцеллез – зоонозное особо опасное инфекционно-аллергическое заболевание, вызываемое микроорганизмами рода *Brucella*, характеризующееся множественными механизмами передачи возбудителя, формированием антропургических очагов, волнообразным рецидивирующим течением инфекционного процесса, склонностью к хронизации, протекающее с преимущественным поражением опорно-двигательного аппарата, сердечно-сосудистой, нервной и половой систем.

Согласно классификации Г.П. Руднева (1955) условно различают пять основных форм течения бруцеллеза: скрытый бруцеллез (латентный), острый бруцеллез (до 3 месяцев); подострый бруцеллез (до 6 месяцев); хронический бруцеллез (свыше 6 месяцев до 2 – 3-х лет); резидуальный бруцеллез (клиника последствий – свыше 2 – 3-х лет).

До 80 % случаев, бруцеллез переходит в хроническую форму, особенно при несвоевременном или неадекватном лечении. При адекватном лечении обычно наступает полное выздоровление, но следует учитывать, что при полном исчезновении всех клинических проявлений у 20–30 % больных в дальнейшем может наступить обострение болезни.

Диагностика бруцеллеза значительно осложняется тем, что клиническая картина заболевания характеризуется вариабельностью и часто неспецифичностью симптомов на всех этапах развития инфекционного процесса, и может иметь сходство с клинической картиной ряда других заболеваний (тифо-паратифозные заболевания, малярия, лихорадка Ку, туберкулез, псевдотуберкулез, иерсиниоз, эпидемический паротит, краснуха, скарлатина; системные заболевания – ревматизм, ревматоидный артрит, ВИЧ-инфекция, сепсис, лимфогранулематоз и др.).

Для постановки диагноза «бруцеллез» учитываются клинические признаки, эпидемиологические данные о возможном инфицировании возбудителем бруцеллеза и, в обязательном порядке, результаты лабораторных тестов (не менее 2-х тестов).

Для лабораторной диагностики бруцеллеза у людей применяются три группы методов: первая - тесты, позволяющие выявить возбудителя заболевания и его растворимые антигены; вторая - методы определения специфических антител; третья - тесты, выявляющие сенсибилизацию организма к бруцеллезным антигенам.

В настоящее время в лабораторную практику активно внедряются диагностические тесты,

основанные на антигенспецифических клеточных реакциях *in vitro*, позволяющие выявить интенсивность экспрессии лейкоцитами различных рецепторов активации.

Цель работы – изучение особенностей антигениндуцированной экспрессии Т-лимфоцитами активационных молекул у больных с различными клиническими формами бруцеллеза (острый и резидуальный бруцеллез).

Обследовали 29 больных бруцеллезом, госпитализированных в инфекционное отделение, специализированное по диагностике, лечению и профпатологии бруцеллеза (ГБУЗ СК «Городская клиническая больница № 2» г. Ставрополя). Взятие биоматериала (кровь) осуществляли до начала проведения лечебных мероприятий.

Обследуемых разделили на две группы. Группа № 1 – 8 больных с диагнозом «острый бруцеллез», средней степени тяжести, фаза генерализации инфекции. Жалобы в этой группе обследуемых были в основном на общую слабость, периодические ознобы, боль, ломоту в суставах, повышение температуры тела до 38-39° С. Группу №2 составили 21 человек с диагнозом «резидуальный бруцеллез», у которых отмечалась манифестация клинического проявления бруцеллеза (рецидив), вторично-очаговое сочетанное поражение локомоторного аппарата, периферической нервной системы, психостенические изменения. Больные из второй группы предъявляли жалобы на боли в суставах с ограничением объема активных движений, общую слабость, повышенную утомляемость, снижение работоспособности, нарушение сна, онемение пальцев рук и ног, раздражительность, нервозность, боли в области сердца.

Все обследуемые предоставили добровольное информированное согласие на участие в настоящих исследованиях (согласно Федеральному закону «Об основах охраны здоровья граждан в РФ» от 21.11.2011 № 323-ФЗ, ред. от 03.08.2018).

Изучение особенностей экспрессии активационных маркеров CD25, CD69, CD71 на $CD3^+$лимфоцитах проводили с использованием проточного цитометра FACS Calibur (США), и моноклональных антител BD Biosciences (США). Лимфоциты активировали добавлением в смешанную культуру лейкоцитов бруцеллезного антигена для клеточных тестов *in vitro*, полученного из штамма *Brucella abortus* 19 ВА (БрАг) (ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора). Для оценки контрольных значений интенсивности экспрессии Т-лимфоцитами маркеров активации, в качестве стимулирующего агента использовали изотонический раствор натрия хлорида.

Анализ результатов исследований показал, что у больных острым бруцеллезом интенсивность антигениндуцированной экспрессии маркеров активации увеличилась в 1,8 - 2,2 раза. Количество CD25-позитивных Т-лимфоцитов ($CD3^+CD25^+$) составило в среднем 15,22 ± 2,02 % (контроль – 8,43 ± 1,18 %), $CD3^+CD69^+$ – 21,45 ± 3,32 % (контроль – 9,73 ± 1,34 %), $CD3^+CD71^+$ – 10,60 ± 1,47 % (5,67 ± 0,93 %). Коэффициент стимуляции Т-лимфоцитов БрАг в условиях *in vitro*, рассчитанный по интенсивности экспрессии CD25 составил 44,61 %, CD69 – 54,63 % и CD71 – 46,51 %.

При обследовании добровольцев из 2 группы («резидуальный бруцеллез») у 14 больных (66,6 %) выявлены наиболее высокие значения интенсивности антигенспецифической активации Т-лимфоцитов ($p°\leq0,05$): $CD3^+CD25^+$ – 19,03 ± 1,74 % (контроль – 8,88 ± 1,01 %,), $CD3^+CD69^+$ – 24,18 ± 2,02 % (контроль – 10,45 ± 1,16 %) и $CD3^+CD71^+$ – 16,24 ± 2,71 % (контроль – 6,40 ± 0,60 %). Коэффициент стимуляции Т-лимфоцитов в условиях *in vitro* при активации антигеном, рассчитанный по интенсивности экспрессии CD25, составилвил 53,34 %, CD69 – 56,78 % и CD71 – 60,59 %. Анализ амбулаторных карт больных с высокими значениями антигенспецифической активации Т-лимфоцитов показал наличие у обследуемых более выраженных (манифестных) симптомов, характерных для подострого и хронического бруцеллеза (воспалительно-дистрофические процессы в опорно-двигательном аппарате, локомоторные нарушения) и обострения последствий заболевания. У семи обследованных из 2-й группы (33,3 %) так же наблюдались достаточно высокие показатели интенсивности антигенной активации Т-лимфоцитов, превышающие контрольные значения в 1,6-1,7 раза, при этом коэффициент стимуляции Т-лимфоцитов БрАг не превышал 50 %, составляя по CD25 – 38,74 %, CD69 – 41,33% и CD71 – 41,21%.

Таким образом, у больных острым бруцеллезом и пациентов с резидуальной формой, в период тяжело протекающего рецидива, установлены наиболее высокие значения интенсивности антигениндуцированной активации Т-лимфоцитов. Полученные результаты дают основания полагать, что анализ интенсивности антигенреактивности Т-лимфоцитов может быть информативен для верификации (подтверждения/исключения) бруцеллеза и, вероятно, для выявления случаев реинфицирования и обострения. Наличие связи интенсивности антигенреактивности Т-лимфоцитов *in vitro* с остротой и тяжестью течения болезни позволяет предположить возможность использования тестов для мониторинга эффективности лечения бруцеллеза.

Рязанова А.Г., Буравцева Н.П., Аксенова Л.Ю., Головинская Т.М., Еременко Е.И., Чмеренко Д.К., Семенова О.В., Варфоломеева Н.Г.

СРАВНИТЕЛЬНАЯ ХАРАКТЕРИСТИКА СЕЛЕКТИВНЫХ ДИФФЕРЕНЦИАЛЬНО-ДИАГНОСТИЧЕСКИХ СРЕД ДЛЯ ВЫДЕЛЕНИЯ ВОЗБУДИТЕЛЯ СИБИРСКОЙ ЯЗВЫ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

В лабораторной практике при вспышках сибирской язвы зачастую имеется необходимость исследования проб из объектов окружающей среды. Как правило, эти объекты в значительной степени контаминированы посторонней микрофлорой, среди которой большую часть представляют близкородственные сапрофиты рода *Bacillus*, в частности представители группы *Bacillus cereus*, формирующие при росте на питательных средах колонии, морфологически мало отличающиеся от колоний *Bacillus anthracis*. В связи с этим, продолжается совершенствование селективных дифференциально-диагностических питательных сред для сибиреязвенного микроба.

Целью работы явилась сравнительная характеристика трёх селективных дифференциально-диагностических сред, разработанных в ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора.

В состав этих сред, помимо питательного агара, используемого для роста сибиреязвенного микроба, входят ингибирующий компонент, представленный антибиотиками широкого спектра действия, к которым сибиреязвенный микроб устойчив, и дифференциальный компонент - субстрат для действия фермента щелочной фосфатазы. Сибиреязвенный микроб чувствителен к большинству используемых в практике антибиотиков, в то время, как спорообразующие сапрофиты к большинству антибиотиков устойчивы. Подобрать антибиотик, к которому был бы устойчив сибиреязвенный микроб, но чувствительны спорообразующие сапрофиты, вряд ли возможно, исходя из генетических особенностей механизмов чувствительности/резистентности близкородственных бацилл к антимикробным препаратам. В качестве ингибиторов роста посторонней микрофлоры в среде I использованы два препарата – полимиксин М и триметоприм (Буравцева Н.П. и др., 1983), в среде II – цефалоспорин III поколения цефтазидим (Рязанова А.Г. и др., 2010), в среде III – антибиотик фосфомицин. Ингибирующие компоненты этих сред показали высокие стабильные результаты в отношении большинства грамположительных и грамотрицательных микроорганизмов, за исключением микробов рода *Bacillus*. Антибиотики среды I обладают к тому же термостабильными свойствами, что позволило их использовать для приготовления питательной среды для выделения сибиреязвенного микроба, которая в настоящее время выпускается ФБУН Государственный научный центр прикладной микробиологии и биотехнологии Роспотребнадзора. Если в среде I ингибиция роста грамотрицательных микроорганизмов происходит за счет полимиксина М, а грамположительных за счет триметоприма, то антибиотики в среде II (цефтазидим) и III (фосфомицин), обладая

широким спектром действия, справляются с этим процессом самостоятельно, не оказывая ингибирующего влияния в отношении спорообразующих сапрофитов, как и в среде I. Для ингибиции роста грибов в этих средах используется полиеновый антибиотик амфотерицин В, характеризующийся высокой антимикотической активностью.

Для дифференциации колоний возбудителя сибирской язвы от колоний близкородственных бацилл группы *Bacillus cereus* в данных средах используется тест для обнаружения фермента щелочной фосфатазы, так как большинство сапрофитов при росте на питательных средах продуцирует щелочную фосфатазу, в то время как сибиреязвенный микроб этот фермент не образует. С этой целью в селективные среды I, II, III добавляются хромогенные субстраты для действия фермента щелочной фосфатазы, которая отщепляет остаток фосфорной кислоты от субстрата с освобождением вещества, окрашивающего фосфатазопозитивные колонии (толщу агара вокруг колоний) близкородственных бацилл.

Оценка ростовых, селективных и дифференциально-диагностических свойств сред показала, что все среды обеспечивают рост колоний бациллярных штаммов (*B. anthracis* и сапрофитов *B. cereus*, *B. thuringiensis*, *B. subtilis, B.megatherium*) с типичной морфологией. Селективные компоненты сред препятствовали росту гетерологичных микроорганизмов *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Proteus vulgaris*. Цвет колоний (толщи агара вокруг колоний) штаммов возбудителя сибирской язвы на тестируемых средах не изменялся. Колонии штаммов сапрофитов изменяли свой цвет: на среде I приобретали ярко-розовый цвет, на среде III - сине-зеленый цвет; при посеве на среду II цвет изменяли не сами фосфатазопозитивные колонии сапрофитов, а толща агара вокруг них, которая приобретала желтое окрашивание.

Сравнительный анализ вышеуказанных характеристик тестируемых сред показал, что входящие в состав каждой из сред селективные компоненты и хромогенные субстраты надежно обеспечивают рост микроорганизмов рода *Bacillus* и дифференциацию колоний *B. anthracis* от колоний сапрофитов по признаку образования щелочной фосфатазы. Тем не менее, среды I и II не лишены некоторых недостатков. Для проявления активности щелочной фосфатазы в среде I необходима обработка посевов парами водного аммиака, что создает определенные трудности при проведении учета результатов ввиду оказания парами аммиака раздражающего воздействия на слизистые оболочки глаз и носоглотки. Дифференцирующие компоненты сред II и III не требуют дополнительной обработки выросших на ней колоний, что упрощает учет результатов. Однако окрашивание агара вокруг колоний спорообразующих сапрофитов в желтый цвет на среде II может быть недостаточно контрастным при использовании питательной основы темно-желтого оттенка, что может затруднить интерпретацию результатов теста на фосфатазу. Разработанная среда III, содержащая фосфомицин в качестве ингибитора роста гетерологичных микроорганизмов и хромогенный дифференциально-диагностический субстрат для действия щелочной фосфатазы, лишена этих недостатков и является перспективной для внедрения в лабораторную практику после тестирования с ее использованием образцов почвы, контаминированных спорами *B. anthracis*.

Рязанова А.Г.[1], Еременко Е.И.[1], Аксенова Л.Ю.[1], Семенова О.В.[1], Писаренко С.В.[1], Ковалев Д.А.[1], Головинская Т.М.[1], Волынкина А.С.[1], Кузнецова И.В.[1], Чмеренко Д.К.[1], Буравцева Н.П.[1], Бобрышева О.В.[1], Печковский Г.А.[1], Дугаржапова З.Ф.[2]

ХАРАКТЕРИСТИКА ФЕНОТИПИЧЕСКИХ И МОЛЕКУЛЯРНО-ГЕНЕТИЧЕСКИХ СВОЙСТВ ШТАММОВ *BACILLUS ANTHRACIS*, ВЫДЕЛЕННЫХ В ПЕРИОД ВСПЫШКИ СИБИРСКОЙ ЯЗВЫ В РЕСПУБЛИКЕ ТЫВА В 2018 ГОДУ

[1]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2]ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора, Иркутск, Россия

В июле 2018 года в Барун-Хемчикском районе Республики Тыва зарегистрирована вспышка сибирской язвы, в ходе которой заболело 3 головы крупного рогатого скота, а после контакта с больным бычком в процессе вынужденного убоя кожная форма инфекции была диагностирована у 2 человек. Специалистами ФКУЗ «Тувинская противочумная станция» Роспотребнадзора и ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора при проведении исследования проб материала в процессе вспышки из патологоанатомического материала от трех животных и из пробы почвы пастбища, на котором выпасался скот, было выделено 4 культуры, первично идентифицированные как культуры возбудителя сибирской язвы.

Для проведения окончательной идентификации и молекулярно-генетического типирования выделенные штаммы были направлены в ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора. Результаты проведенной идентификации по фенотипическим тестам и ПЦР-идентификации данных штаммов свидетельствовали, что 3 штамма, выделенные от животных, обладают свойствами, характерными для *Bacillus anthracis*: грамположительные спорообразующие палочки, типичный рост на плотных и жидких питательных средах, неподвижность, лизабельность сибиреязвенным бактериофагом «Гамма А 26», способность к капсулообразованию *in vivo* и *in vitro*, отсутствие гемолитической, фосфатазной и лецитиназной активностей, высокая вирулентность (LD_{50} для белых беспородных мышей 7 спор), чувствительность к широкому спектру антибактериальных препаратов, наличие генов токсино- и капсулообразования. Штамм, изолированный из почвы, по совокупности характеристик не принадлежал к виду *B. anthracis*. Единственным сходством с культурами сибиреязвенного микроба была его чувствительность к сибиреязвенному бактериофагу «Гамма А 26».

При исследовании идентифицированных штаммов *B. anthracis* был применен алгоритм последовательного молекулярно-генетического анализа, предложенный при исследовании изолятов, выделенных в период вспышки сибирской язвы в Ямало-Ненецком автономном округе в 2016 году. Алгоритм включает следующие этапы:

- определение принадлежности штамма к одной из трех главных генетических линий. Основано на постановке ПЦР с двумя сконструированными нами парами праймеров и детекцией результатов методом электрофореза в агарозном геле. В зависимости от сочетания размеров ампликонов штамм относят к линии А, В или С. Данный этап дает самую первоначальную информацию о положении штамма в глобальной популяции *B. anthracis*;

- определение принадлежности штамма к одной из групп канонических единичных нуклеотидных полиморфизмов (canSNP);

- определение принадлежности штамма к одному из MLVA-генотипов с анализом 31 VNTR-локуса;

- проведение полногеномного секвенирования и анализ полученных данных, позволяю-

щий получить представление о генетических взаимоотношениях штаммов и их месте в глобальной популяции *B. anthracis*. Анализ включает в себя следующие этапы:

- анализ SNP корового генома полногеномных нуклеотидных последовательностей штаммов *B. anthracis*;

- выявление межштаммовых различий изолятов, выделенных в период одной вспышки, при анализе единичных нуклеотидных повторов (SNR), анализе генов факторов патогенности.

При проведении молекулярно-генетических исследований штаммов *B. anthracis*, выделенных в Республике Тыва в 2018 году, в анализ были взяты штаммы возбудителя сибирской язвы, изолированные на территории республики ранее - в 1959 году в г. Кызыл из содержимого карбункула больного (И-9) и в 1966 году из почвы в Эрзинском районе (И-45).

Установлено, что штаммы, выделенные в 2018 г., относятся к основной генетической линии возбудителя сибирской язвы B, подгруппе canSNP B.Br.001/002. Анализ штаммов И-9 и И-45 показал их значительное отличие от штаммов, выделенных в 2018 году. Штаммы прошлых лет относятся к подгруппам canSNP A.Br.008/009 и A.Br.001/002 основной генетической линии A.

Сравнительный филогенетический анализ MLVA31-генотипов штаммов из Республики Тыва 2018 года, ряда штаммов из коллекции ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора и 63 штаммов базы данных MLVA-генотипов (MLVAbank for microbes genotyping) показал, что изучаемые штаммы входят в одну группу со штаммами, выделенными в Омской области, Республике Бурятия, Республике Башкортостан, ЯНАО, Тверской области, Республике Дагестан, а также в ряде стран Африки, Европы и США. Наиболее генетически близкими к штаммам, изолированным в Республике Тыва в 2018 году, были штаммы, выделенные в Омской области (2010), Южной Корее (HYU01) и Республике Бурятия (2008). Штаммы, выделенные в Тыве в предыдущие годы, не являются генетически близкими к штаммам 2018 года.

Сравнительный анализ SNP коровой области полного генома 235 штаммов, в число которых входили, кроме тывинских, геномы штаммов из коллекции института и все представленные на данный момент в GenBank геномы штаммов *B. anthracis* показал, что штаммы из Республики Тыва (2018 г.) входят в подгруппу B.Br.001/002 основной генетической линии B, что совпадает с данными canSNP-типирования и MLVA31. Следует отметить, что значительная часть штаммов из этого кластера выделена в Сибири и с большой долей вероятности происходит от общего с ними и штаммом из Южной Кореи предшественника.

SNR-анализ, проведенный *in silico* по данным полногеномного сиквенса, позволил выявить отличия между анализируемыми штаммами по 3 SNR-локусам (CL10, CL12, CL35). SNR-локусы *B. anthracis* отличаются высокой скоростью возникновения мутаций, достаточной для формирования новых генетических вариантов штаммов в процессе вспышки. Анализ структурных генов плазмиды токсинообразования pXO1 одного из тывинских штаммов 2018 года и референс-генома *B. anthracis* Ames Ancestor на основе данных полногеномного секвенирования выявил наличие 6 генетических полиморфизмов (мутаций) в гене *pag*A (протективный антиген), 3 - в гене *cya* (отечный фактор), 4 - в гене *lef* (летальный фактор).

Таким образом, культуры, выделенные во время вспышки сибирской язвы в Республике Тыва из материала от КРС, являются высоковирулентными штаммами *B. anthracis* с комплексом типичных видовых свойств. По результатам молекулярного анализа штаммы относятся к подгруппе B.Br.001/002 и генетически наиболее близки к штаммам, выделенным на территории Российской Федерации в Республике Бурятия, Омской области, а также к штамму, изолированному в Южной Корее. Это позволяет считать, что данные штаммы происходят от общего предшественника и может отражать исторические пути распространения возбудителя. Примечательно, что на сравнительно небольшой территории Республики Тыва (менее 1% всей площади Российской Федерации) выделяются штаммы *B. anthracis*, отличающиеся значительным молекулярным разнообразием и вероятным происхождением.

Савельев В.Н., Савельева И.В., Ковалев Д.А., Шапаков Н.А., Подопригора Е.И., Васильева О.В., Куличенко А.Н.

ПАЛИНДРОМНЫЕ ПОСЛЕДОВАТЕЛЬНОСТИ В ШТАММАХ *VIBRIO CHOLERAE*

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Длинные палиндромы, содержащие 15 - 20 и более пар нуклеотидов, в клетках прокариот образуют крестообразные структуры. Вероятность образования структур в 10^{15} раз выше в сверхспиральных молекулах по сравнению с не сверхспиральными. Экспериментально доказано, что в сверхспиральных ДНК перед каждым актом репликации возникают крестообразные структуры, функции которых у прокариотов изучены не полно (Larionov S, Loskutov A, Ryadchenko E, 2008).

В отечественной литературе данные о длинных палиндромах двухнитевых ДНК *Vibrio cholerae* практически отсутствуют.

Цель работы: характеристика длинных палиндром в геномах штаммов *Vibrio cholerae* классического и Эль Тор биоваров на основании денонированных в GenBank (https://www.ncbi.nlm.nih.gov/) нуклеотидных последовательностей длинных палиндромов в штаммах холерных вибрионов

Из GenBank взяты нуклеотидные последовательности 16 штаммов *Vibrio cholerae*: 4 штамма типичных токсигенных Эль Тор, выделенные от больных в Саудовской Аравии (1910 г., NCTC 8457: SAMN02435855), в Индонезии, о. Сулавеси (1937 г., M66-2: SAMN02603897), в Бангладеш (1975 г., N16961: SAMN02603969), в США (1980 г., 2740-80); 1 штамм *Vibrio cholerae Classical* (Индия, 1965 г., O395: SAMN02604040); 11 генетически измененных штаммов *Vibrio cholerae* Эль Тор (Кения, 1985 г., RC9: SAMN02393809; Бангладеш, 1993 г., 4260B: SAMN02470062; 1994 г., MJ 1236: SAMN02603569; 2002 г., CIRS101: SAMN02393814; 2010г., CP1048(21): SAMN00622022); Южная Бразилия, 1994 г., IEC224: SAMN02603415; Южная Африка, 2000 г., G4222: SAMN02469666; о. Гаити, 2010 г., 2010EL-1786: SAMN00765529, H1: SAMN02470784, HC-17A1: SAMN00722973; 2012 г., HC-20A2: SAMN02435820).

По сайту, узнаваемому рестриктазой Hpa I, в первой хромосоме всех выше названных штаммов *Vibrio cholerae O1* обоих сероваров выявлен длинный палиндром, содержащий на одной стороне 18 п.н.: 5' - AGTAAACCAGCTCTCGTT*AACGAGAGCTGGTTTACT* - 3'.

Протяженность межгенного промежутка, в котором находится выявленный длинный палиндром, у всех штаммов составляет 115 п.н. У тринадцати из шестнадцати (81%) рассмотренных штаммов палиндром фланкирован слева и справа гептамерами TCACACA и AAGAGAG. У шести штаммов (Южная Бразилия, 1994 г., IEC224; Индия, 1965 г., O395; 1937 г., M66-2; Бангладеш, 1994 г., MJ 1236; о. Гаити, 2010 г., 2010EL-1786 и H1) слева от палиндрома находится ген, отвечающий за синтез - hypothetical protein, а справа ген, который входит в группу регуляторов транскрипции - AlpA family transcriptional regulator. У двух штаммов (Южная Африка, 2000 г., штамм G4222; Бангладеш, 1994 г., MJ 1236) наблюдается инверсия относительно палиндрома. У трех штаммов (о. Гаити, 2010-2012 г., HC-17A1 и HC-20A2; Бангладеш 2010г., штамм CP1048(21)) слева от палиндрома находится аналогичный ген, а справа ген регуляции транскрипции меняется - prophage CP4-57 regulator family protein. У двух штаммов (Бангладеш, 1993 г., 4260B и Кения, 1985 г., RC9) палиндром находится между двумя генами, которые отвечают за синтез - hypothetical protein. Оставшиеся три штамма (Бангладеш 1975 г., N16961; Саудовская Аравия 1910 г., NCTC 8457; Бангладеш 2002 г., CIRS101) имеют слева - hypothetical protein, а справа transcriptional regulator (у штамма CIRS101 наблюдается инверсия).

Палиндром ряда штаммов (Бангладеш, 1994 г., MJ 1236; Кения, 1985 г., RC9; Южная Африка, 2000 г., G4222; Бангладеш 2002 г., CIRS101) фланкирован другими гептамерами, комплементарные первым: CTCTCTT и TGTGTGA.

Общая схема расположения палиндрома у 12 из 16 рассмотренных штаммов может быть представлена так: TCACACA-палиндром-AAGAGAG, а у оставшихся 4 CTCTCTT-палиндром-TGTGTGA.

То обстоятельство, что длинный палиндром располагается в одном и том же межгенном промежутке в ДНК штаммов, выделенных в разное время и вне зависимости от места и времени их выделения, свидетельствует о его важном функциональном значении. Возможно предположить, что длинные палиндромы - непременное условие, составная часть общего процесса репликации ДНК и деления микробной клетки. Вместе с тем крестообразные палиндромные структуры являются необходимым элементом жизнеспособности микроба, рассматриваются как источник рекомбинационных событий вследствие однонитевых разрывов ДНК.

Таким образом, на примере рассмотренных штаммов *Vibrio cholerae* биоваров Эль Тор (типичных и генетически измененных) и классического подтверждается, что длинный палиндром - это неканоническая генетическая структура прокариот, участвующая в рекомбинационных событиях ДНК микробной клетки (Nair G.B. et all., 2002).

Длинные палиндромы могут служить предметом изучения генетической изменчивости возбудителя холеры.

Токмакова Е.Г., Базанова Л.П., Воронова Г.А., Климов В.Т.

ВЛИЯНИЕ ТЕМПЕРАТУРЫ КУЛЬТИВИРОВАНИЯ ВОЗБУДИТЕЛЯ ЧУМЫ НА СМЕРТНОСТЬ БЛОХ ТРЁХ ВИДОВ

ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора,
Иркутск, Россия

В 1992 г. В.С. Ващенок показал зависимость между смертностью блох *Callopsylla caspia* и способом их заражения: 1) на животном с бактериемией, 2) на биомембране культурой *Yersinia pestis*, выращенной при 37 °С; 3) аналогично способу 2, но при 28 °С. В первых двух случаях смертность заражённых блох была выше, чем в третьем и у незаражённых эктопаразитов. Возникает вопрос, является ли эта закономерность общей во взаимоотношениях блох и возбудителя чумы или она наблюдается у одних видов этих переносчиков и отсутствует у других.

Цель работы – сравнительная оценка смертности блох *Paradoxopsyllus scorodumovi*, *Paramonopsyllus scalonae* и *Frontopsylla hetera* при различных способах заражения.

Опыты с *P. scorodumovi* и *P. scalonae* проведены в лаборатории Монгун-Тайгинского стационара Тувинской противочумной станции. Эктопаразиты собраны в окрестностях пос. Мугур-Аксы. Блох заражали на монгольской пищухе с бактериемией и на биомембране заражающей смесью из равных объёмов дефибринированной крови морской свинки и взвеси концентрацией 2 млрд. клеток бактерий чумы в 1 мл, предварительно культивированных на агаре Хоттингера при 28 °С в течение 48 час. В опытах использованы два штамма: референтный для Тувинского природного очага И-2638, относящийся к основному подвиду, и типичный представитель алтайского подвида И-3160. Штаммом И-2638 на монгольской пищухе инфицировали 293 особи *P. scorodumovi* и 26 *P. scalonae*, на биомембране – 65 *P. scorodumovi* и 57 *P. scalonae*. Штаммом И-3160 на монгольской пищухе заразили 202 *P. scorodumovi* и 43 *P. scalonae*, искусственно – 132 *P. scorodumovi* и 100 *P. scalonae*. Исходная заражённость составила от 75 до 80 %.

Эксперимент с *F. hetera* выполнен на базе лаборатории экспериментальных животных Иркутского противочумного института, Насекомые получены из инсектарной культуры, происходящей от блох из Тувинского очага чумы. Штамм возбудителя чумы И-3618, выделенный от суслика в том же очаге, выращивали на пластинках агара Хоттингера с добавлением 5 % крови морской свинки при двух температурных режимах: 28 °С и 37 °С, в течение 48 час. Полученные

культуры использовали для приготовления заражающей смеси. Две группы эктопаразитов заражали на биомембране: культурой, выращенной при 28 °С, инфицировано 95 особей с исходной заражённостью 78,6 %; культурой, инкубированной при 37 °С, – 77 особей с исходной заражённостью 53,8 %. Одновременно на биомембране смесью крови и изотонического раствора хлорида натрия накормили контрольную группу насекомых, 57 пивших блох взяли в опыт.

Подкормки проводили через двое-трое суток, блох между подкормками содержали в прокалённом песке при температуре 18 - 20 °С. В качестве показателя смертности принимали долю мёртвых блох, учитываемых после каждой подкормки. Статистическую обработку проводили одно- и двухфакторным дисперсионным анализом с помощью программы Excel.

Среди *P. scorodumovi*, заражённых тувинским референтным штаммом И-2638 на пищухе с бактериемией, погибало в среднем за подкормку 21,9 % особей, на биомембране – 16,1 %. Среди *P. scalonae* при тех же условиях 4,9 % и 5,3 %, соответственно. При инфицировании штаммом алтайского подвида И-3160 на зверьке за подкормку учитывали в среднем 14,2 %, а на биомембране – 19,7 % мёртвых *P. scorodumovi*. Аналогичные показатели для *P. scalonae* составили 7,9 % и 8,0 %. В двухфакторном дисперсионном анализе влияния способа заражения на смертность блох не установлено: для инфицированных И-2638 F=0,27; И-3160 – F=0,47, в обоих опытах P>0,05. Статистически установлено вероятное влияние видовых особенностей блох: в первом опыте F=7,10, во втором 4,82 – и в том, и в другом опыте P<0,05.

У блох *F. hetera* за подкормку отмечены следующие средние показатели смертности: в группе, заражённой бактериями чумы, выращенными при 28 °С, – 5,3 %, при 37 °С – 5,0 %, в контрольной группе – 5,4 % (F = 0,02, P > 0,05). Таким образом, и в этом опыте влияния способа заражения на гибель подопытных насекомых не выявлено.

В Тувинском очаге чумы первые два вида являются специфичными паразитами второстепенных носителей – пищух, *F. hetera* – полизоидный вид, но чаще встречается на пищухах. Суммарно с 1964 по 2017 гг. от них изолировано 1,8 % культур от общего количества выделенных в очаге. Поскольку в опытах использованы штаммы и основного, и алтайского подвидов, обнаруженное отсутствие влияния способа заражения на смертность блох является скорее свойством их популяций, чем возбудителя. Неизвестно, будет ли то же самое наблюдаться у блох этих же видов из Горно-Алтайского очага чумы, где монгольская пищуха является основным носителем. Очевидно, это ещё следует выяснить.

Филатов П. В., Ерш А. В., Полтавченко А. Г.

ДИАГНОСТИЧЕСКИЙ НАБОР ДЛЯ ВЫЯВЛЕНИЯ ОРТОПОКСВИРУСНЫХ ИНФЕКЦИЙ ЧЕЛОВЕКА И ЖИВОТНЫХ ВО ВНЕЛАБОРАТОРНЫХ УСЛОВИЯХ

ФБУН «Государственный научный центр вирусологии и биотехнологии «Вектор»» Роспотребнадзора,
Кольцово, Новосибирская область, Россия

На сегодняшний день известно 10 видов вирусов рода *Orthopoxvirus*. Вирусы натуральной оспы, оспы обезьян, оспы коров и осповакцины являются патогенными для человека. Иммунологически ортопоксвирусы близки, в тоже время по контагиозности, патогенности, и другим показателям разительно отличаются друг от друга. Вирус натуральной оспы вызывает одно из наиболее опасных инфекционных заболеваний человека, известное с давних пор и унесшее больше человеческих жизней, чем многие другие инфекции или многочисленные войны. Вирусом оспы коров могут заразиться не только представители крупного рогатого скота, но и козы, свиньи, лошади, кролики и другие животные. Так как вирус может поражать и человека, то на крупных фермах проводится обязательная вакцинация. Прекращение массовой иммунизации

против натуральной оспы ослабило контроль и над близкородственными вирусами. Исследования показывают, что в последние годы значительно выросла заболеваемость оспой обезьян в Африке. Периодически фиксируются массовые вспышки ортопоксвирусных инфекций и в развитых странах Европы и Америки. Эти данные свидетельствуют о потенциальной угрозе возникновения и распространения ортопоксвирусных инфекций в мире, что обусловливает высокую актуальность проблемы специфической профилактики и своевременной диагностики ортопоксвирусных инфекций.

К традиционным методам диагностики ортопоксвирусных инфекций относятся: электронная микроскопия содержимого кожных поражений и мазков глотки; обнаружение ортопоксвирусного антигена в обработанных пробах, выявление антител в сыворотке крови с помощью соответствующей тест-системы иммуноферментного анализа (ИФА) и ПЦР. Большинство из данных подходов позволяют получить точную информацию, однако требуют строгих лабораторных условий и использования дорогостоящего оборудования, что не даёт возможности проведения диагностики в полевых условиях.

Целью нашей работы является создание чувствительного, быстрого, простого в применении и недорогого иммунохимического теста для первичного скрининга и серомониторинга ортопоксвирусных инфекций во внелабораторных условиях.

Экспериментальная тест-система состоит из белковых матриц и аналитических ванн. Белковые матрицы выполнены из синтетической бумаги в виде гребенки с пятью зубцами, каждый из которых является иммуночипом. В тестовой зоне иммуночипа дискретно в виде пятен диаметром 2 мм иммобилизованы: иммунореагенты захвата (антитела и/или вирусные препараты), контроль работоспособности системы (К+) и отрицательный контроль для регистрации фоновых явлений.

Многоячеечная аналитическая ванна изготовлена из инертной пластмассы, заполнена готовыми к использованию растворами и герметизирована фольгированным материалом. Ванна объединяет 5 модулей для индивидуальных тестов с набором от 9 до 12 ячеек (в зависимости от схемы и задач анализа).

При выполнении анализа фольга над ячейками вскрывается перфоратором, в первый ряд ячеек вносятся исследуемые образцы и погружаются иммуночипы. Затем чипы с определенными временными интервалами перемещаются по следующим рядам ячеек и, после выемки из последней, результаты учитываются по наличию отчётливо различимых невооружённым глазом темных пятен в зонах нанесения соответствующих иммунореагентов захвата. Возможен визуальный и инструментальный учет результатов анализа. Инструментальный учет заключается в обработке отсканированного изображения чипа специальной компьютерной программой с выдачей протокола исследования.

Анализ основан на применении конъюгатов коллоидного золота с усилением и стабилизацией оптического сигнала. Он выполняется при комнатной температуре, длительность (в зависимости от задач тестирования) составляет от 40 до 60 мин.

Таким образом, разрабатываемые тесты, полностью укомплектованы, не требуют энергообеспечения, снабжены встроенными контролями, просты в применении и обладают высокой чувствительностью и специфичностью. Такая тест-система может стать эффективным инструментом для первичного скрининга и серомониторинга ортопоксвирусных инфекций во внелабораторных условиях.

Работа сделана в рамках выполнения ГЗ-9/19 «Разработка передовых методов экспресс-диагностики ортопоксвирусных инфекций (формат «у постели больного»)» п.2.4.1 отраслевой программы Роспотребнадзора.

Хачатурова А.А.[1], Пономаренко Д.Г.[1], Русанова Д.В.[1], Бердникова Т.В.[1], Волынкина А.С.[1], Ковалев Д.А.[1], Голубь О.Г.[2]

РЕЗУЛЬТАТЫ MLVA-ГЕНОТИПИРОВАНИЯ ШТАММА *BRUCELLA SUIS* 5 БИОВАР, ВЫДЕЛЕННОГО ИЗ КЛИНИЧЕСКОГО МАТЕРИАЛА

[1] ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2] ГБУЗ СК «Городская клиническая больница № 2» города Ставрополя, инфекционное отделение, специализированное по диагностике, лечению и профпатологии бруцеллёза, Ставрополь, Россия

Бруцеллы способны поражать виды животных, стоящих на различных уровнях эволюционного развития, что подтверждается наличием фактов миграции бруцелл на факультативных хозяев.

Род *Brucella (B.)* состоит из 12 самостоятельных видов, различающихся по генетическим, биохимическим, антигенным и вирулентным характеристикам: *B. melitensis* представлен 3 биоварами, основной хозяин – мелкий рогатый скот (козы и овцы); *B. abortus* – 7 биоварами, основной хозяин – крупный рогатый скот; *B. suis* представлен 5 биоварами, носители – свиньи (1, 2, 3 биовары), зайцы – 2 биовар, северные олени – 4 биовар, мышевидные грызуны – 5 биовар; *B. neotomae* (пустынные кустарниковые крысы); *B. ovis* (бараны, возбудитель инфекционного эпидидимита баранов); *B. canis* (собаки); *B. ceti* (китообразные); *B. pinnipedialis* (ластоногие); *B. microti* (серая полевка), *B. inopinata* (основной хозяин – не установлен); *B. papionis* (бабуины *Papio* spp.); *B. vulpis* (обыкновенная рыжая лисица *Vulpes vulpes*).

Свойственная возбудителю бруцеллеза экологическая пластичность и высокая устойчивость во внешней среде обеспечивают его циркуляцию в наземных экологических системах с последующей «эстафетной» передачей синантропным животным и человеку.

Результаты исследования И.Ф. Тарана, Б.П. Цыбина (1978), Г.И. Лямкина (1995) доказали существования на территории северных предгорий Большого Кавказа природного очага бруцеллезной инфекции, в котором от мышевидных грызунов на протяжении многих лет выделялись штаммы бруцеллезного микроба вида *B. suis* 5 биовар. Северо-Кавказский предгорный природный очаг бруцеллёза, в котором среди мышевидных грызунов циркулирует возбудитель бруцеллёза 5 биовара вида *B. suis*, имеет определённое эпизоотологическое и эпидемиологическое значение.

Высокая патогенность 5 биовара вида *B. suis* для человека описана Л.П. Репиной и др. (1989). Так, в Новосибирской области имела место эпидемическая вспышка острого бруцеллеза в двух семьях (четырех человек из одной семьи и двух человек – из другой), живущих в разных квартирах коттеджного типа и контактировавших с кошкой. Из клинического материала и биоматериала от кошки были выделены культуры *B. suis* 5 биовара. Предполагается, что инфицирование кошки произошло от синантропных грызунов, заселявших жилище человека (крысы, домовые мыши и т.д.).

В 2018 г. специалистами референс-центра по мониторингу за возбудителем бруцеллеза (ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора) от больного Д., госпитализированного в ГБУЗ СК «Краевая специализированная клиническая инфекционная больница» с подозрением на псевдотуберкулез и бруцеллёз, выделена и идентифицирована культура *B. suis* 1-18 5 биовар. На момент регистрации заболевания обследуемый проживал в ст. Суворовская, Предгорного района, Ставропольского края. Источник и факторы передачи возбудителя бруцеллеза не выявлены, по данным эпидемиологического анамнеза наиболее вероятным источником инфекции могут быть домашние свиньи.

По данным бактериологических исследований выделенная культура бруцелл чувствительна к антибиотикам: гентамицину, амикацину, канамицину, стрептомицину, тетрацикли-

ну, налидиксовой кислоте, ципрофлоксацину, офлоксацину, левофлоксацину, ломефлоксацину, рифампицину.

Генетическое типирования *B. suis* 1-18 проводили с использованием MLVA по схеме, предложенной Le Fleche et al., учитывая размер 14 VNTR-локусов *Brucella* spp.

Большая часть штаммов *B. suis*, вошедших в данное исследование, выделена при проведении исследований, направленных на доказательство существования природной очаговости бруцеллеза, где носителями являются мелкие мышевидные грызуны.

Также в сравнительный анализ филогенетического родства были включены штаммы *B. suis*, генотипы которых представлены в международной базе данных MLVA-генотипов MLVA bank for Microbes Genotyping (cited 01.03.2019). Available from: http://microbesgenotyping.i2bc.paris-saclay.fr/databases.

MLVA-типирование, филогенетический анализ и построение дендрограммы методом попарного невзвешенного кластирования с арифметическим усреднением (UPGMA) проведено с использованием плагина MLVA-plugin пакета программ BioNumerics® software.

Анализ филогенетического дерева показал, что исследуемые штаммы *B. suis* формируют два отдельных кластера. В первый кластер входят штаммы *B. suis* 5 биовар, выделенные на территории России и бывшего СССР, *B. suis* 1, 2, 4 биоваров, выделенные на территориях Франции, Польши, Хорватии, Нидерландов, бывшего СССР, Аляски, США, Мексики, Полинезии, Индии в период 1963 – 2018 годов; во второй – штаммы *B. suis* 2, 4 биоваров, выделенных на территориях Португалии и Испании в период 1963 – 2011 годов. Первый кластер четко подразделяется на 2 группы, в первую из которых входят только штаммы *B. suis* 5 биовар.

Штамм *B. suis* 1-18 входит в группу *B. suis* (5 биовар), выделенных из образцов полевого материала мелких млекопитающих, обитающих в зоне Ассино-Сунженского междуречья на границе республик Ингушетия и Северная Осетия-Алания, Кабардино-Балкарской и Чеченской республик в период 1959 – 1984 гг. В связи с обилием злаковых культур поселения мелких грызунов в указанном регионе располагаются несистемно и носят мозаичный характер. Следует отметить, что Ставропольский край граничит с указанными территориями и появление *B. suis* 5 биовар на данной территории может быть связано с миграцией грызунов.

Таким образом, случай выделения «мышиного» биовара *B. suis* показывает, что проблема природной очаговости бруцеллеза не потеряла своей актуальности и в наше время. Мелкие млекопитающие могут поддерживать эпидемический потенциал природного очага. Вместе с тем находясь в тесном контакте с больными сельскохозяйственными животными, синантропные грызуны могут включаться в общую эпизоотическую цепь и способствовать расширению границ антропургического очага.

Цыганкова О.И., Котенева Е.А., Калинин А.В., Абрамович А.В.

СХЕМА ПОДГОТОВКИ ВЕГЕТАТИВНЫХ КУЛЬТУР *BACILLUS ANTHRACIS* ДЛЯ ПРОТЕОМНЫХ ИССЛЕДОВАНИЙ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Современные методы изучения особенностей протеома возбудителей инфекционных заболеваний, в том числе и относящихся к категории особо опасных, позволяют проводить не только видовую идентификацию микроорганизмов, являющихся этиологическим фактором, но и выделять внутривидовые группы, объединяющие бактериальные штаммы по их фенотипическим особенностям. Времяпролетная матрично-ассоциированная масс-спектрометрия с лазерной десорбцией/ионизацией (MALDI-TOFMS) в настоящее время является общепризнанным методом быстрой и достоверной идентификации микроорга-

низмов до уровня вида или подвида. Однако данные о достоверности видовой идентификации бацилл группы *B. cereus* этим методом противоречивы. Имеются многочисленные данные о значительной вариабельности многих свойств сибиреязвенного микроба, в основе которых лежат качественные или количественные различия белковых профилей исследуемых культур. Немаловажным фактором является зависимость качества масс-спектров от стадии клеточного цикла, процесса споруляции или герминации спор, их количества в общей массе вегетативных клеток, что может менять некоторые характеристики отдельных пиков на масс-спектрах.

Наибольшую сложность получения материала вегетативных культур сибиреязвенного микроба, отвечающего требованиям протеомных исследований, является не только то, что источником выделения белкового комплекса должна служить чистая культура, но и то, что она должна принадлежать штамму с однородной популяцией, находиться в одной функциональной фазе, а для материала, предназначенного для исследования с применением двумерного электрофореза, метод лизиса культуры должен быть эффективным для наиболее полного извлечения белков и предусматривать их защиту от деградации, в том числе и под действием собственных протеаз. Полученный на конечном этапе материал должен включать весь спектр белков, присущих данному микробу в конкретных условиях, в концентрации, необходимой для осуществления различных методических приемов, связанных с проведением протеомных исследований.

Цель работы: разработка алгоритма получения вегетативной культуры различных штаммов *B. anthracis*, не содержащей спор.

Материалы и методы. Объектом исследования служили вакцинные штаммы *B. anthracis* СТИ, 228/8, Sterne 34 F2, 55, СТИ-ПР, 71\12, Ихтиман, вирулентные штаммы 140 П, 228, 1265, 1(СО) и 81\1, а также их культуральные варианты Δ СТИ, СТИ-II, Δ Sterne 34 F2, 228/8-II, 228/4, 1(СО)-5-1, 1(СО)-23, 1(СО)-24. Указанные штаммы различались по генетическим характеристикам (все варианты плазмидного состава, различные MLVA- и SNP-генотипы) и по таким фенотипическим признакам, как культурально-морфологические свойства, токсинопродукция, ферментативная активность, условия формирования капсулы, вирулентность, чувствительность к специфическим сибиреязвенным бактериофагам. Спорообразование контролировали визуально в окрашенных мазках, приготовленных из культур при посеве на различные среды (LB-бульон, LB-агар, LB-агар с 5% крови, LB-агар с 4 % глицерина, LB-агар с 10 % инактивированной нормальной лошадиной сыворотки) на определенных этапах выращивания. Подсчитывали процентное содержание бациллярных клеток, содержащих формирующиеся споры и отмечали наличие внеклеточно расположенных спор.

Полученные результаты. Первоначально схема, включала посев спор на LB-агар (20 ч.) для отбора изолированных колоний и последовательные пересевы в LB-бульон (18 ч) и на LB-агар (20 ч). Мазки, приготовленные из культуры на последнем этапе, выявили значительные различия штаммов по скорости спорообразования. У штаммов *B. anthracis* 55, СТИ, СТИ-II, СТИ-ПР, 228/8-II, 228/4, ΔSterne, 140-П, 1265, 81\1, 228\8, Ихтиман, 71\12, 1(СО, 1(СО)-5-1 в 2-30 % бактериальных клеток наблюдалось начало формирования спор, в то же время у штаммов Sterne 34 F2, ΔСТИ, 1(СО)-23 и 1(СО)-24 достаточно сформированные споры наблюдались не только в 82-88 % бацилл, но и располагались вне бактериальных клеток у штамма Δ СТИ. Следует отметить, что все штаммы, которые демонстрировали ускоренное спорообразование, были моноплазмидными (pXO1^{+}, pXO2^{-} и pXO1^{-}, pXO1^{+}) или бесплазмидными, но не все штаммы с таким набором плазмид отличались ранним формированием спор.

Для дальнейшей работы были выбраны штаммы *B. anthracis* 55, Sterne 34F2, СТИ, СТИ-II с различной скоростью спорообразования. Споры засевали в LB-бульон и помещали на 6 ч при 37 °С, после чего культуру пересевали в новую порцию LB-бульона и помещали на 18 ч при 37 °С. На следующий день 18-часовую бульонную культуру высевали на плотные питательные среды, инкубировали 6 ч при 37 °С. При микроскопии окрашенных мазков 6-часовых культур со всех сред споры не были выявлены ни у одного из штаммов. На чашках со всеми перечисленными средами в конце рабочего дня было необходимое количество ве-

гетативной культуры для приготовления взвеси. После этого из культур готовили взвеси в дистиллированной воде и помещали при –20 °С на ночь для дальнейшей обработки проб в соответствии с задачами методов.

Такая схема обеспечивает отсутствие споровых маркеров в пробах, большую безопасность при работе с *B. anthracis* и укладывается в обычный режим работы лаборатории. Использование культуры, не содержащей споры, позволяет избежать или, по крайней мере, минимизировать искажения результатов за счет наложения пиков споровых маркеров при проведении масс-спектрометрии и появления пятен споровых белков при использовании 2D-электрофореза.

При получении вегетативной культуры для исследования методами изучения белкового профиля, применяя предложенную схему пересевов, предотвращающую формирование спор на данном этапе, вероятно, предпочтительнее использовать LB-агар без дополнительных ингибирующих спорообразование добавок (сыворотка крови, кровь, глицерин), что исключит попадание в бактериальную взвесь белков крови или ее сыворотки при заборе культуры с поверхности среды.

При изучении белковых профилей штаммов *B. anthracis* желательно учитывать такие их индивидуальные особенности как скорость спорообразования, а при использовании 2D-электрофореза, возможно, и индивидуальную чувствительность к действию различных лизирующих буферов.

Чекан Л.В., Храмов М.В., Тюрин Е.А.

МЕРОПРИЯТИЯ БИОЛОГИЧЕСКОЙ БЕЗОПАСНОСТИ ПО СНИЖЕНИЮ УРОВНЯ РИСКА ПРИ РАБОТЕ С ПБА I-IV ГРУПП НА ОПАСНЫХ БИОЛОГИЧЕСКИХ ОБЪЕКТАХ

ФБУН Государственный научный центр прикладной микробиологии и биотехнологии Роспотребнадзора,
Оболенск, Россия

Создание условий безопасной, безаварийной работы и защита среды обитания человека является приоритетной при проведении микробиологических исследований. Работа в микробиологических лабораториях (клинико-диагностических, научно-исследовательских, коллекционных) связана с рядом опасных и вредных производственных факторов и профессиональными вредностями. В этой связи профессиональная подготовка специалистов в области соблюдения требований биологической безопасности на потенциально опасных биологических объектах является одним из важнейших элементов системы обеспечения биобезопасности и складывается из теоретических знаний и приобретенных практических навыков.

Одним из направлений снижения профессионального риска на потенциально опасном биологическом объекте (ПОБО), является профессиональный подбор специалистов для работы в микробиологических лабораториях. В соответствии с санитарно-эпидемиологическими правилами допуск специалистов в микробиологические лаборатории разного уровня защиты к работам с ПБА осуществляется после окончания высших и средних специальных учебных заведений и окончания курсов специализации с освоением методов безопасной работы с ПБА. Технический персонал, обслуживающий инженерные системы биологической безопасности, также должен проходить специализацию с освоением практических навыков по соблюдению требований биологической безопасности по месту работы. Допуск оформляется приказом руководителя организации.

Оценка и отбор кандидатов для работы в микробиологической лаборатории складывается из ряда факторов: наличия базового и дополнительного профессионального образования, состояния психического и физического здоровья, желания и возможности совершенствования

практических навыков в процессе трудовой деятельности. Это связано с тем, что поведение человека в комплексе мер по защите от ПБА в значительной степени обуславливается уровнем профессиональной подготовки, умением владеть собой, знанием возможных путей, механизмов и источников заражения ПБА.

Сотрудники должны быть практически здоровы, не иметь медицинских противопоказаний к специфической вакцинации и лечению специально предназначенными препаратами, а также к работе в средствах индивидуальной защиты, в том числе и органов дыхания. Сотрудники, принимаемые на работу в микробиологические лаборатории, должны обладать устойчивым психологическим статусом. Неопытные сотрудники не менее трех месяцев проходят стажировку на рабочем месте под руководством более опытных сотрудников.

Основой для безопасной работы может служить лишь сознательное отношение и соблюдение каждым сотрудником лаборатории требований биологической безопасности. Более опытные работники должны считать своей прямой обязанностью создание такой психологической атмосферы, при которой пренебрежительное отношение к требованиям биологической безопасности другими сотрудниками было бы невозможно. Следует прежде всего на собственном примере прививать менее опытным начинающим работникам привычки к рациональной организации рабочего места и трудового процесса, к применению наиболее безопасных приемов и способов работы, использованию коллективных и индивидуальных средств защиты.

Никакое отступление от требований биологической безопасности не может быть оправдано ни особыми обстоятельствами, ни разумными доводами. Недопустимо нарушение этих требований даже при полной уверенности в том, что в каждом конкретном случае нарушение не приведёт к аварии. Так как, если неправильный навык закрепится, то в дальнейшем он может быть автоматически применен в других более сложных и опасных условиях, что обусловит непоправимые последствия.

Разумеется, далеко не каждое нарушение инструкции влечет за собой несчастный случай. Однако, мелкие нарушения, входя в привычку, создают предпосылки для более серьезных нарушений. В результате в лаборатории может возникнуть обстановка, объективно способствующая росту производственного травматизма, профессиональных заболеваний и различных аварийных ситуаций. То есть, человеческий фактор в области биологической безопасности остается главным звеном в организации безопасной работы с микроорганизмами, и его нельзя исключить из процесса изучения микроорганизмов. Это подтверждается и высказываниями специалистов Всемирной организации здравоохранения (ВОЗ), которые считают, что «...ни один бокс биобезопасности, или иное устройство, или методика сами по себе не гарантируют безопасности, если пользователи не применяют безопасные методы работы, основанные на осведомленности и понимании...».

Конечно, никакими, даже самыми подробными инструктажами, невозможно охватить все конкретные ситуации, возникающие на практике. Поэтому важно не только знать требования биобезопасности, но и понимать их суть и уметь применять их в нестандартных ситуациях, оценивать возможные последствия любого действия. Соответственно, желательно проводить первичное профессиональное тестирование при приёме на работу в лаборатории специализированных учреждений или организаций, а также обязательное периодическое тестирование сотрудников в течение их трудовой деятельности

Многолетний опыт работы лаборатории биологической безопасности, действующей на базе ФБУН ГНЦ ПМБ Роспотребнадзора, показывает, что со временем у опытных сотрудников с большим стажем работы, работающих с микроорганизмами I-IV групп патогенности и обслуживающего персонала, притупляется чувство опасности, сотрудники начинают пренебрегать элементарными требованиями ББ, что может повлечь аварийные ситуации, а так же быть негативным примером для других сотрудников.

На инструктажах по соблюдению требований ББ сотрудники, имеющие «специализацию по безопасной работе с особо опасными микроорганизмами», в большинстве случаев, теоретически знают требования биологической безопасности и дают правильные ответы на задаваемые вопросы. Однако, при проведении тренингов, непосредственно на рабочем месте в лабора-

тории по ликвидации последствий аварий, зачастую путают порядок действий, а о некоторых требованиях вообще забывают (например, обмывание рук в дезинфицирующем растворе после снятия каждого элемента противочумного костюма, проверка на герметичность резиновых перчаток и т.д.).

Анализ компетентности сотрудников, работающих с ПБА III-IV групп и имеющих опыт работы в лаборатории более трёх лет, но не имеющих курсов специализации, показывает, что у них нет общего представления о требованиях биологической безопасности при работе с ПБА. Очень часто во время инструктажей по ББ они задают «смешные» вопросы:

– «почему обязательно нужно ежедневно утром делать влажную уборку, если накануне, была проведена текущая дезинфекция?»;

– «почему по окончании работ, емкости с дезинфицирующими растворами должны быть закрытыми?»;

– «почему дезинфицирующие рабочие растворы четвертичных аммониевых соединений (ЧАС) не рекомендуется использовать при работе со споровыми культурами ПБА?»;

– «почему нужно обязательно проветривать боксовое помещение после облучения ультрафиолетом (?) и т.д».

Такие вопросы чаще всего задают сотрудники, не имеющие медицинского образования (биологи, ветеринары, биофизики, химики, технологи), которых в последнее время стало значительно больше в специализированных учреждениях Роспотребнадзора. У них нет четкого представления о возможных последствиях «невидимых» для них нарушений требований биологической безопасности и дальнейшего влияния производственных факторов на здоровье в будущем.

На усиление коллективного фактора биологической безопасности и снижение уровня профессиональных рисков безусловно повлияло внедрение в лабораторную практику использование боксов микробиологической безопасности с ламинарным потоком воздуха, что заставило говорить о более высоком уровне защищенности персонала. Одновременно, это позволяет говорить о повышении уровня биологической безопасности в лабораториях в целом.

Программы курсов специализации должны обновляться по мере появления новых положений по соблюдению и контролю требований биологической безопасности, введения в практику новых методов исследований, нового оборудования и т.п. Все сотрудники лабораторий опасного биологического объекта, допущенные к работам с ПБА и обслуживанию экспериментальных зараженных животных, должны иметь свидетельство (диплом) о первичной специализации и освоению навыков безопасной работы с ПБА, а каждые пять лет проходить курс повышения квалификации по биологической безопасности.

На наш взгляд, биологическая безопасность обеспечивается не только путем реализации комплекса медико-биологических, организационных и инженерно-технических мероприятий, направленных на эффективное снижение рисков и угроз биологического характера, но и высокой квалификацией сотрудников в области биологической безопасности, которая достигается путем непрерывного образования в течение всей трудовой деятельности.

Чеканова Т.А.

ДИАГНОСТИЧЕСКОЕ ЗНАЧЕНИЕ ИНДЕКСА АВИДНОСТИ СПЕЦИФИЧЕСКИХ АНТИТЕЛ КЛАССА G К COXIELLA BURNETII В I И II ФАЗОВЫХ СОСТОЯНИЯХ

ФГБУ Национальный исследовательский центр эпидемиологии и микробиологии им. Н.Ф. Гамалеи Минздрава России, Москва, Россия

Коксиеллез (Q лихорадка) - широко распространенный во всем мире зооноз, вызываемый *Coxiella burnetii*. Дефицит диагностических препаратов не позволяют отразить реальную статистику заболеваемости Q лихорадкой в России. Факт инфицирования часто устанавливают ретроспективно серологическими методами из-за полиморфизма клинических проявлений коксиеллеза и нередко стертого его течения. Важнейшей медико-социальной задачей является своевременное предупреждение осложнений, угрожающих жизни больному, развивающихся, как правило, в хронической стадии заболевания. Несмотря на более чем 80-летнюю историю изучения Q лихорадки, многие вопросы остаются дискутабельными, в частности, в отношении корреляции со стадиями заболевания уровней антител к антигенам I и II фаз *C. burnetii*. Ведущими экспертными группами на основании молекулярно-биологических, серологических и клинических данных предпринята попытка описать диагностические критерии для определения острой и хронической стадии инфекции, допуская при этом такие трактовки как «доказанная», «вероятная» и «возможная». Несмотря на то, что даже среди экспертов нет единого мнения в отношении диагностических алгоритмов, основу серологических критериев составляют титры антител к антигенам *C. burnetii* в двух фазовых состояниях. Известно, что первыми в ответ на заражение формируются IgM к *C. burnetii* II фазы (IgM II) и почти одновременно с ними антитела класса G (IgG II). По мере развития инфекционного процесса становится возможным выявлять антитела к полному липополисахариду возбудителя I фазы (IgG I). Выявление в сыворотке крови только антител к *C. burnetii* II фазы не всегда свидетельствует в пользу острого коксиеллеза, т.к. имеются доказательства тому, что одиночные IgG II могут обнаруживаться долгое время - несколько лет и даже всю жизнь. Заблуждением также считается и то, что наличие в сыворотке крови IgG I свидетельствует о хронической Q лихорадке, вместе с тем бесспорна только корреляция встречаемости осложнений со стороны сердечно-сосудистой системы больного (модифицированные критерии Duke) с превышением титров IgG I над IgG II. Титры антител, характерные для острой и хронической Q лихорадки, указанные в рекомендациях экспертных групп приведены, в основном, для реакции непрямой иммунофлуоресценции (РНИФ) при условии стандартизации ее постановки, которые могут не согласовываться с титрами в иммуноферментном анализе (ИФА) и отличаться у разных производителей диагностикумов. Известно, что авидность специфических IgG постепенно возрастает по мере развития инфекционного процесса. Разработанные иммуноферментные тест-системы для оценки индекса авидности (ИА) антител успешно применяются в диагностике многих инфекционных заболеваний. Вместе с тем нет работ, посвященных дифференциальному изучению ИА в ИФА IgG к антигенам I и II фаз *C. burnetii* в сыворотках крови больных коксиеллезом.

Цель работы – анализ результатов пилотного исследования ИА IgG I и IgG II в сыворотках крови инфицированных *C. burnetii* лиц, их сопоставление с титрами антител и диагностическими критериями определения острой и хронической Q лихорадки.

Материалы и методы. Исследованы 52 сыворотки крови, включая парные, от 40 инфицированных лиц, которые предварительно охарактеризованы на наличие IgG II, IgM II и IgG I с оценкой конечных титров в экспериментальных тест-системах, разработанных в НИЦЭМ им. Н.Ф. Гамалеи. Выборочно проведено ПЦР-тестирование на наличие в крови ДНК возбудителя методом ПЦР. Оценку ИА антител класса G (дифференциально к коксиеллам II фазы и,

при наличии, к антигенам I фазы) проводили с применением вышеуказанных тест-систем с небольшой модификацией в постановке анализа. Сыворотки крови в разведении 1:100 вносили параллельно в две лунки иммуносорбента и инкубировали 1 ч при 37 °С. После стандартной однократной промывки планшета в одну лунку (контроль) вносили фосфатно-солевой раствор с твином 20 (ФСР-Т), в другую (опыт) - ФСР-Т с добавлением денатурирующего раствора и выдерживали 10 мин при комнатной температуре. Предварительное изучение различных концентраций мочевины и цистеина, времени экспозиции денатурирующего раствора в опытных лунках позволило определить условия для эффективного разрушения низкоавидных антител. После заключительной промывки всего планшета ФСР-Т во все лунки вносили рабочее разведение конъюгата анти-IgG человека с пероксидазой и инкубировали 1 ч при 37 °С. После промывки иммуносорбента и 15-минутной экспозиции хромогена рассчитывали ИА антител по формуле: ИА = ОПопыт/ОПконтроль × 100 % , где ОПопыт - ОП образца в опытной лунке, ОПконтроль - ОП образца в контрольной лунке.

Результаты. Доказанная и/или вероятная острая Q лихорадка определена для 11 пациентов (положительная ПЦР в 6 образцах из 7 исследуемых; в сыворотках крови 3 пациентов выявлены IgG II и IgM II; у 5 лиц - IgG II, IgM II и IgG I, не превышающим уровень IgG II; у 3 лиц в парных сыворотках отмечено 4-кратное изменение динамики IgG II). Показано, что в этой группе пациентов в большинстве случаев IgG II были низкоавидными, ИА варьировал от 17,8 % до 42,1% (33,2 ± 14,7%), что может дополнительно подтвердить острый коксиеллез. У двух пациентов в парных образцах, полученных с временным интервалом 16-18 дней, наряду с увеличением титров IgG II отмечено нарастание ИА антител во втором образце, в среднем, на 13,6 %. IgG I в 5 вышеуказанных сыворотках были также низкоавидными, причем ИА IgG I не превышал ИА IgG II. Из числа 12 лиц с наличием в сыворотках крови антител IgG II и IgG I у 7 пациентов титры IgG I не превысили IgG II, при этом ИА IgG I (65,7 ± 11,0 %) был ниже ИА IgG II (77,8 ± 19,2 %). Отдельного внимания заслуживает сравнительное изучение ИА IgG I и IgG II в сыворотках крови 5 пациентов с превышением титров IgG I над IgG II в 2-8 раз. Такая серологическая картина может свидетельствовать в пользу вероятной хронической Q лихорадки. Примечательно, что IgG I охарактеризованы как высокоавидные (ИА IgG I - от 66,2 % до 82,1 %) в отличие от IgG II, ИА которых не превышал 38 %, причем в доступных для изучения парных сыворотках (интервал забора крови 11 дней и 17 дней) зарегистрировано падение ИА IgG II при одновременном нарастании ИА IgGI. Вероятно, что наличие высокоавидных IgG II является благоприятным признаком, сдерживающим переход в хроническую стадию коксиеллеза. У остальных 17 пациентов выявлены высокоавидные одиночные IgG II (титр антител не выше 1: 400), что, скорее, говорит о давнем инфицировании. У одного пациента с давним сроком инфицирования изучены 5 образцов сывороток крови за двухлетний период наблюдения, и были выявлены только высокоавидные IgG II в титрах 1: 100 – 1: 200 с близкими значениями ИА (74,2 – 77,5 %).

Таким образом, изучение индекса авидности специфических IgG к *C. burnetii* может быть полезным дополнением к диагностическим критериям определения острой и хронической Q лихорадки.

Чекрыгина Е.В.[1], Волынкина А.С.[2], Колосов А.В.[2], Котенев Е.С.[2], Заревина Л.И.[2], Шапошникова Л.И.[2], Куличенко А.Н.[2]

ГЕНЕТИЧЕСКАЯ ХАРАКТЕРИСТИКА ХАНТАВИРУСОВ, ЦИРКУЛИРОВАВШИХ НА ТЕРРИТОРИИ СТАВРОПОЛЬСКОГО КРАЯ В 2018 Г.

[1]ФГБОУ ВО «Ставропольский государственный медицинский университет» МЗ РФ, Ставрополь, Россия;
[2]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Хантавирусы – представители рода *Orthohantavirus* (семейство *Hantaviridae),* включающего 36 видов вирусов, ряд из которых имеют медицинское значение и способны вызывать заболевания человека, в т.ч геморрагическую лихорадку с почечным синдромом (ГЛПС) и хантавирусный кардио-легочный синдром (ХКЛС). Резервуаром хантавирусов в природе являются грызуны, насекомоядные и рукокрылые.

В европейской части России установлена циркуляция хантавирусов Пуумала, Добрава/Белград, Адлер и Тула. Известно, что клинические проявления хантавирусной инфекции у людей могут значительно варьировать в зависимости от вида и генотипа вируса, вызвавшего заболевание. В связи с этим, изучение видового и генетического разнообразия популяции хантавирусов является ключевой задачей эпиднадзора за хантавирусной инфекцией и необходимо для оценки эпидемиологических рисков, планирования противоэпидемических мероприятий.

Цель работы – индикация хантавирусов в полевом материале, собранном на территории Ставропольского края в 2018 г., и их генетическая идентификация.

Материалом для исследования являлись суспензии легкого грызунов и мелких млекопитающих (157 проб), добытых при проведении эпизоотологического обследования территории Ставропольского края в период с марта по сентябрь 2018 г.

Индикацию РНК хантавирусов в пробах легкого грызунов и мелких млекопитающих осуществляли методом ПЦР, в соответствии с протоколом, предложенным Klempa (2006 г.).

РНК хантавирусов выявлена в 3 пробах суспензий легкого *Microtus arvalis*. Полевки, инфицированные хантавирусом, отловлены в апреле (II декада) на территории Предгорного района (г. Ессентуки) и июне (III декада) в Кочубеевском районе (г. Невинномысск).

Молекулярно-генетическую идентификацию хантавирусов проводили на основании анализа нулеотидной последовательности фрагмента L сегмента генома вируса размером 347 н.о. Анализ уровня генетического родства и построение филогенетических деревьев проводили в программе Mega 5.05. с использованием метода Neighboor joining, по алгоритму Kimura-2.

Определена нуклеотидная последовательность фрагмента L сегмента генома для 3 РНК-изолятов хантавирусов: (№ 74 - *Microtus arvalis,* г. Ессентуки, № 146 и № 149 - *Microtus arvalis,* г. Невинномысск). В результате филогенетического анализа секвенированных последовательностей генома вируса установлено, что в исследуемых образцах содержатся варианты хантавируса Тула, характерного для территории Ставропольского края.

Различия нуклеотидной последовательности фрагмента L сегмента исследуемых РНК-изолятов составили 1,6–3,6 %, нуклеотидные отличия исследуемых изолятов от вариантов хантавируса Тула, циркулировавших в Ставропольском крае в 2016 г. – 6,2–13,4 %, отличия от других штаммов генотипа Тула – 12,1–18,6 %.

Таким образом, в результате эпизоотологического обследования на территории Ставропольского края в 2018 г. выявлена циркуляция хантавируса Тула, относящегося к хантавирусам с низким патогенным потенциалом для человека. Изменений в генетической структуре популяции хантавирусов в Ставропольском крае не выявлено.

Чирсков П.Р., Устинов Д.В., Шпак И.М., Захарова И.Б.

ИЗУЧЕНИЕ МОЛЕКУЛЯРНЫХ МЕХАНИЗМОВ РЕЗИСТЕНТНОСТИ К БЕТА-ЛАКТАМАМ У ПОЧВЕННЫХ ШТАММОВ *B. PSEUDOMALLEI,* ИЗНАЧАЛЬНО РЕЗИСТЕНТНЫХ К ЦЕФТАЗИДИМУ

ФКУЗ Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребндзора,
Волгоград, Россия

Burkholderia pseudomallei – возбудитель тяжелого инфекционного заболевания – мелиоидоза, характеризующегося разнообразием клинических симптомов от субклинических форм до молниеносного сепсиса. *B. pseudomallei* обладает высокой естественной устойчивостью к большинству антибиотиков, обычно используемых для лечения сепсиса [Dance, 2014]. Цефтазидим является препаратом выбора при интенсивной терапии мелиоидоза, однако под селективным давлением цефтазидима *B. pseudomallei* способен достаточно быстро приобретать устойчивость к этому антибиотику *in vivo* [Sarovich, 2012], также, как и природные изоляты *B. pseudomallei* при селекции *in vitro* [Niumsup, and Wuthiekanun, 2002]. Выявление и анализ молекулярно-генетических механизмов формирования у *B. pseudomallei* устойчивости к цефтазидиму имеет важное значение для выбора оптимальной схемы лечения инфекции.

В 2017 году в рамках выполнения совместной НИР с Российско-Вьетнамским Тропическим научно-исследовательским и технологическим центром (г. Ханой, СРВ), сотрудниками ФКУЗ Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора из почвы в провинции Nghe An были выделены штаммы *B. pseudomallei 4802 и 4811.* Определение чувствительности к цефтазидиму с использованием Е-теста (AB bioMérieux) показало высокий уровень резистентности к данному антибиотику у обоих штаммов (МИК 60 *и 85* мкг/мл, стандарт МИК для *B. pseudomallei* R≥32 мкг/мл). Оба штамма были чувствительны к имипенему (Ipm): зона ингибирования роста (ЗИР) при тестировании диско-диффузионным методом составила 40 мм для каждого штамма, но в ней через 24 часа инкубации при 37° С присутствовали отдельные изолированные колонии. Колонии с измененной чувствительностью к имипенему были отобраны и изогенные штаммы обозначены как *B. pseudomallei 4802R и 4811R* ($ЗИР_{Ipm}$ = 36 и 37 мм, *соответственно*). *МИК цефтазидима у штаммов 4802R и 4811R оказалась значительно выше, чем у родительских штаммов (120 и 240* мкг/мл*).* Как упоминалось выше, случаи развития резистентности к цефтазидиму у возбудителя мелиоидоза нередки, но штаммы возбудителя с высоким уровнем устойчивости к цефтазидиму, выделенные из окружающей среды ранее не описаны. В настоящей работе мы впервые сообщаем о изначально резистентных к цефтазидиму природных штаммах *B. pseudomallei.*

У *B. pseudomallei* описаны практически все известные бактериальные механизмы избегания ингибирующего воздействия антибиотиков: изменение проницаемости внешней мембраны; энзиматическая инактивация антибиотика; модификация молекулы-мишени действия антибиотика, активное выведение антибиотика (efflux) [Schweizer, 2012], а иногда даже полная утрата генов целевых белков [Török et al., 2012]. В настоящее время считается, что основной вклад в резистентность к антибиотикам этого класса у *B. pseudomallei* остается за β-лактамазами [Livemore et al., 1987; Godfrey et al., 1991; Panya et al., 2016]. Обнаружено, по меньшей мере, семь генов β-лактамаз классов A, B и D (по классификации Ambler), включая цефалоспориназу и оксациллиназу и более десяти эффлюкс-систем семейства RND [Moore et al., 1999; Chan et al., 2004; Holden et al., 2004]. В связи с этим целью настоящей работы являлся сравнительный анализ нуклеотидных последовательностей известных и предполагаемых генов, имеющих отношение к развитию устойчивости к бета-лактамам в геномах изогенных штаммов *B. pseudomallei* с различной чувствительностью к бета-лактамам.

Нами был проведен анализ нуклеотидных последовательностей, полученных в результате высокопроизводительного секвенирования геномов *B. pseudomallei* 4802, 4811 и 4802R, 4811R.

В качестве референсной использовали последовательность генома *B. pseudomallei* K96243. В работе применяли следующие алгоритмы биоинформатического анализа: локальное выравнивание нуклеотидных и аминокислотных последовательностей осуществляли при помощи инструментов NCBI BLAST; множественное выравнивание – при помощи программы Clustal-Omega.

При сравнительном анализе последовательностей генов β-лактамаз класса B с гомологичными генами референсного штамма K96243, у штаммов *B. pseudomallei* 4802, 4811 и 4802R, 4811R был выявлен ряд идентичных SNP. Мы обнаружили транзиции в генах β-лактамаз класса B, локализованных как на первой, так и на второй хромосомах. В локусе BPSL0374 (I хромосома) присутствует замена A164G. В локусе BPSL1561 (I хромосома) обнаружены 2 транзиции T695C и T864C. В гене BPSS2119 (II хромосома) также выявлены 2 транзиции T30C и A69G. Ни в одном случае SNP не приводили к изменению аминокислотного состава соответствующих полипептидов. Гены BPSL2708 (I хромосома) и BPSS1915(II хромосома) оказались консервативными.

В генах пенициллин связывающих белков (PBP), обнаружены как единичные точечные замены, приводящие к изменениям в аминокислотной последовательности BPSS1240 (A445V), BPSS1298 (E93K), BPSL0408 (G303S), (G307D), так и протяженные мутации в различных генах PBP. В гене PBP 1C (*pbpC*), являющегося мембранной транспептидазой, выявлены мутации, повлекшие ряд замен в аминокислотной последовательности (G258R, T671A, R525G, N550A) и протяженная инсерция, представляющая собой 5-кратный шестичленный повтор (TCC GCT), приводящая к образованию в 310-м положении белка дополнительной последовательности аминокислот ASASVSVSA, что изменяет пространственную конфигурацию фермента. Точечные мутации в гене мембранной карбоксипептидазы (PBP1) привели к следующим изменениям в аминокислотной последовательности продукта: C70R, D94N, W372R, T535A. В продукте гена BPSS2304 – PBP1A обнаружены аминокислотные замены I331V, K472E, D821G. В гене *mrdA* (PBP2) выявлены две миссенс мутации – замена G-> A привела к замене P676L, C-> T – к V674M. Также в этом гене присутствует делеция, представляющая собой пятикратный 9-ти нуклеотидный повтор (GAT GCG CCT), что привело к укорочению белка, а также изменению его пространственной конфигурации.

Ранее было установлено, что у полирезистентных, в том числе к цефалоспоринам, штаммов *B. pseudomallei* возрастает уровень экспрессии генов эффлюкс-оперонов семейств RND и MFS [Viktorov et al., 2008]. Анализ нуклеотидной последовательности эффлюкс-оперона семейства RND штаммов 4802, 4811 и 4802R, 4811R, показал наличие у обоих штаммов изменений в гене *bpeA* трансмембранного транспортера *AcrA*, по сравнению с референсной последовательностью. Обнаружены множественные точечные сайленс мутации и протяженная вставка (CTC GCC CGC CCA GGC CGC GGC GGC GAG CGC GGC CGC GTC GGG TGC CGC GCC GTC) в положении 1178, которая привела к изменению конформации белка, с образованием дополнительной петли.

Таким образом, показано отсутствие каких-либо изменений в аминокислотных последовательностях бета-лактамаз, потенциально обуславливающих расширение спектров субстратной специфичности ферментов, что указывает на отличный от ферментативной инактивации механизм резистентности к цефтазидиму у почвенных штаммов *B. pseudomallei* 4802, 4811 и их производных 4802R, 4811R. Обнаруженные изменения аминокислотного состава и конформации ряда пенициллин связывающих белков и трансмембранного транспортера *AcrA* свидетельствует о возможной роли в формировании резистентности к цефтазидиму модификации молекулы-мишени действия антибиотика в сочетании с активным выведением антибиотика из клетки.

IV. АКТУАЛЬНЫЕ ВОПРОСЫ ПРОФИЛАКТИКИ ИНФЕКЦИОННЫХ БОЛЕЗНЕЙ

Гончарова А. Ю., Бугоркова С. А., Щуковская Т. Н.

ОЦЕНКА ИММУНОЛОГИЧЕСКОЙ ЭФФЕКТИВНОСТИ СОЧЕТАННОГО ПРИМЕНЕНИЯ ИММУНОМОДУЛЯТОРОВ И ВАКЦИННОГО ШТАММА ЧУМНОГО МИКРОБА В УСЛОВИЯХ МОДЕЛИРОВАНИЯ ЧУМНОЙ ИНФЕКЦИИ

ФКУЗ «Российский научно-исследовательский противочумный институт «Микроб» Роспотребнадзора, Саратов, Россия

Совершенствование специфической профилактики инфекционных болезней предусматривает поиск новых высокоэффективных иммуномодуляторов с целью воздействия на активацию факторов врожденного и адаптивного иммунитета [Бугоркова С.А., Девдариани З.Л., Щуковская Т.Н., Кутырев В.В., 2013]. В качестве потенциальных компонентов, повышающих эффективность живой чумной вакцины, нами рассматриваются препараты Полиоксидоний, ПО (азоксимера бромид) и Ингарон (интерферон-гамма человеческий рекомбинантный). Ранее было изучено влияние ПО на иммуногенные свойства живых вакцин [Пономарева Т.С., Дерябин П.Н., Каральник Б.В. и др.,2014; Кравцов А.Л., Клюева С.Н., Бугоркова С.А., 2016], опыта использования Ингарона при сочетанном введении с живой чумной вакциной нет.

Цель работы - оценить влияние Полиоксидония и Ингарона на иммуногенную и протективную активность живой чумной вакцины в модельных опытах на животных.

В работе использовали вакцинный штамм *Yersinia pestis* EV линии НИИЭГ и вирулентный штамм *Y. pestis* 231(708) основного подвида, полученные из Государственной коллекции патогенных бактерий ФКУЗ РосНИПЧИ «Микроб», Саратов. Штаммы *Y. pestis* выращивали на агаре Хоттингера рН 7,2±0,1. Иммуномодулирующие препараты: Полиоксидоний (НПО «ПетровакcФарм», Россия) и Ингарон (НПП «Фармаклон», Россия).

Эксперименты проводили на белых мышах линии BALB/c массой от 18,5 ± 1,5 г. в соответствии с Директивой N 2010/63/ЕС Европейского парламента и Совета Европейского Союза от 22 сентября 2010 г. «О защите животных, использующихся для научных целей».

Для последующего заражения 120 мышей линии BALB/c (по 30 особей на каждую дозу) иммунизировали штаммом *Y. pestis* EV НИИЭГ подкожно: 2 x 10^2, 10^3, 5 x 10^3 и 2,5 x 10^4 КОЕ в объеме 0,2 мл. ПО и Ингарон вводили животным подкожно за 60 мин до иммунизации в дозе 4 мкг и 150 МЕ соответственно. В качестве контроля использовали интактных мышей. На 21-е сутки после иммунизации животных подкожно заражали культурой вирулентного штамма *Y. pestis* 231 в дозе 400 LD50 в объеме 0,2 мл. Наблюдали за зараженными животными в течение 20 суток. Все случаи гибели животных от чумы были подтверждены данными патологоанатомической исследования и положительными результатами высевов из органов и крови на агар Хоттингера рН 7,2 ± 0,1, наличием чумного микроба в мазках – отпечатках из органов павших животных, окрашенных по Граму. Величину ImD50 рассчитывали по методу Кербера в модификации И.П. Ашмарина по формуле: $\lg ImD_{50} = \lg DN - \Delta (\Sigma Li - 0,5)$, где DN – максимальная величина дозы; N – общее число испытанных доз; Σ Li – сумма значений Li, найденных для всех испытанных доз; Δ – логарифм кратности испытанных разведений.

Специфические антитела к капсульному антигену чумного микроба F1 определяли в сыворотке крови экспериментальных животных, иммунизированных штаммом *Y. pestis* EV линии НИИЭГ, совместно с ПО или Ингароном на 21е сутки после иммунизации, методом твердофазного иммуноферментного анализа (ТИФА) с использованием коммерческой тест-системы «ИФА-АТ-Ф1 YERSINIA PESTIS» (ФКУЗ РосНИПЧИ «Микроб», Россия).

Статистическую обработку экспериментальных данных проводили с использованием стандартного пакета программ Microsoft Office Excel 2010 и «Statistica 10.0» (StatSoft Inc.).

Формирование специфического иммунного ответа по гуморальному типу у иммунизированных *Y. pestis* EV НИИЭГ (1 группа животных) и в сочетании с иммуномодуляторами (ПО – 2 группа, Ингарон – 3 группа) подтверждало выявление на 21-е сутки после иммунизации антител к капсульному антигену чумного микроба (F1), уровень которых превышал титры соответствующих антител у биомоделей в интактном контроле.

На 21-е сутки после иммунизации титры антител к F1 чумного микроба в сыворотке крови мышей, иммунизированных вакцинным штаммом *Y.pestis* EV НИИЭГ в сочетании с ПО были в 2,4 раза выше ($p \leq 0,01$), чем в группе животных, иммунизированными только штаммом *Y.pestis* EV НИИЭГ. Включение Ингарона в схему иммунизации мышей против чумы существенно не влияло на выработку антител к F1 чумного микроба, уровень которых был аналогичным для мышей, иммунизированных только *Y.pestis* EV НИИЭГ.

Экспериментальная оценка иммунологической эффективности сочетанного применения исследуемых иммуномодуляторов и *Y.pestis* EV НИИЭГ в условиях моделирования чумной инфекции по интегральному показателю ImD_{50} (median immunizing dose) показала, что введение ПО одновременно с вакцинным штаммом *Y.pestis* EV НИИЭГ значительно повышает его протективное действие в отношении чумного микроба, о чем свидетельствует уменьшение ImD_{50} в 3 раза ($p<0,05$) по сравнению с группой животных, иммунизированных только вакцинным штаммом чумного микроба. Сочетанное применение Ингарона с *Y.pestis* EV НИИЭГ оказывало противоположное действие, приводя к снижению протективных свойства вакцинного штамма, о чем свидетельствует увеличение ImD_{50} в 2,2 раза ($p < 0,05$) по сравнению с группой животных, иммунизированных только *Y.pestis* EV НИИЭГ. Данный эффект, возможно, определяет как прямое, так и опосредованное воздействие Ингарона на живые клетки *Y.pestis* EV НИИЭГ, обусловленное стимуляцией активности макрофагов и натуральных киллеров и приводящее к изменению интенсивности размножения и приживления вакцинного штамма в органах и тканях макроорганизма в период нестерильной фазы становления противочумного иммунитета.

Таким образом, результаты исследования свидетельствуют о перспективности дальнейшего поиска иммуномодуляторов для усиления специфического иммунного ответа при противочумной вакцинации и эффективности использования синтетического полиэлектролита Полиоксидония в схеме специфической профилактики чумы.

Горбатов А.А., Соловьев П.В., Баранова Е. В., Бикетов С.Ф.

МОНИТОРИНГ ЭФФЕКТИВНОСТИ ВАКЦИНАЦИИ ОТ ТУЛЯРЕМИИ В ТУЛЬСКОЙ ОБЛАСТИ МЕТОДОМ ИММУНОХРОМАТОГРАФИЧЕСКОГО АНАЛИЗА

ФБУН Государственный научный центр прикладной микробиологии и биотехнологии,
Оболенск, Россия

Сохранение эпизоотически активных природных очагов туляремии требует проведения массовых профилактических мероприятий среди населения, в том числе его вакцинации. Традиционный способ оценки эффективности вакцинации включает определение титра специфических антител в сыворотке вакцинированных в реакциях РА или РНГА. В качестве антигена при этом используется комплексный туляремийный антиген, представляющий собой взвесь убитых бактерий. Однако зачастую интерпретация результатов этих тестов вызывает определенные трудности, что приводит к неправильной оценке эффективности вакцинации.

Согласно современным представлениям, основную роль в гуморальном иммунитете при туляремии играют антитела против липополисахарида (ЛПС) как главного компонента клеточной стенки. Поэтому за рубежом в иммуноферментных тестах для обнаружения туляремийных антител в качестве антигена используется туляремийный ЛПС. Нами были разработаны лабораторные образцы иммунохроматографических серотестов (ИХ-тесты), в которых в качестве антигена использовался ЛПС *Francisella tularensis.*

Целью наших исследований была оценка эффективности вакцинации населения от туляремии при помощи ИХ-тестов. В качестве референс-диагностикума был использован зарегистрированный в РФ коммерческий ИФА диагностикум для количественного определения туляремийных IgG человека - «ELISA classic Francisella tularensis IgG» (SERION, Германия).

Условно положительные сыворотки (от людей, вакцинированных против туляремии) в количестве 101 образцов (n-101) были предоставлены из ФБУЗ Центра гигиены и эпидемиологии в Тульской области, филиал (Алексинский, Заокский, Ясногорский районы, пос. Новогуровский). Данные сыворотки были получены от людей, год назад вакцинированных живой туляремийной вакциной. В качестве отрицательных контролей использовали сыворотки от здоровых людей в количестве 15 образцов (n-15).

При постановке иммунохроматографического анализа сыворотку крови человека предварительно разводили в 10 раз в 0,1 мл ФБР, вносили в лунку 96-луночного планшета и помещали в нее ИХ-тест. Учет результатов проводили через 30 минут и интерпретировали по следующим критериям:

-положительный результат (наличие видимых глазом окрашенных линий в зоне «С» и «Т»;

- отрицательный результат (наличие окрашенной линии только в зоне «С»);

-тест не работает (отсутствие линии в зоне «С» даже при наличии окрашенной линии в зоне «Т» или отсутствие окрашенной линии в зоне «С» и в зоне «Т»).

При определении противотуляремийных антител ИХ-тестом 98,02 % исследованных сывороток (99 из 101 сывороток), от вакцинированных людей, дали положительный результат, что говорит об эффективности вакцинации населения. Анализ данных с помощью коммерческой тест-системы показал 99,1 % положительных результатов (100 из 101 сывороток). В сыворотках от здоровых людей специфических антител против туляремии обнаружено не было.

Таким образом, результаты наших исследований свидетельствуют, что оценка использование ИХ-теста, на основе ЛПС *F. tularensis*, позволяет за короткое время (около 30 мин.) определить наличие противотуляремийных антител. Учитывая отсутствие на отечественном рынке современных экспресс-диагностикумов для оценки гуморального иммунитета при туляремии, мы считаем актуальной задачу разработки и внедрения в практику диагностических систем для серодиагностики туляремии на основе иммунохроматографии.

Гостищева С.Е., Абзаева Н.В., Ракитина Е.Л., Костюченко М.В., Пономаренко Д.Г.

ОПРЕДЕЛЕНИЕ ДИАГНОСТИЧЕСКИ ИНФОРМАТИВНЫХ ПОКАЗАТЕЛЕЙ СПЕЦИФИЧЕСКОГО ИММУНИТЕТА К ВОЗБУДИТЕЛЮ ЧУМЫ ИЗ ЧИСЛА МАРКЕРОВ АКТИВАЦИИ ЛИМФОЦИТОВ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Оценка уровня поствакцинального иммунитета у вакцинированных против чумы людей является актуальным направлением. В настоящее время для определения специфического противочумного иммунитета применяют тест-систему иммуноферментную для выявления

антител к чумному микробу (ИФА-Ат-Ф1 *Yersinia pestis*). Но наличие антител к F1 чумного микроба не всегда коррелирует со степенью защиты организма от инфекции, так как в формировании противочумного иммунитета ведущая роль принадлежит клеточному звену.

В многочисленных исследованиях отечественных и зарубежных ученых продемонстрирована высокая эффективность диагностики инфекций и оценки напряженности адаптивного клеточного иммунитета с применением методов антигенной активации лимфоцитов *in vitro*.

Интенсивность антигенреактивности лимфоцитов выявляли в клеточных тестах *in vitro*, анализируя маркеры: CD25 – высокоаффинный рецептор интерлейкина 2 (IL-2Ra), CD69 – является самым ранним маркером пролиферации лимфоцитов, CD71 – известный как рецептор трансферрина, представлен на клетках с высокой пролиферативной активностью, экспрессируется активированными Т- и В-лимфоцитами, макрофагами и эритробластами.

Цель работы - изучение использования маркеров активации клеток, как диагностически информативных показателей специфического поствакцинального противочумного иммунитета.

Объект исследования – образцы крови 17 человек, иммунизированных накожно вакциной чумной живой из штамма *Yersinia pestis* EV линии НИИЭГ. Взятие крови осуществляли: до вакцинации, на 7, 14 и 21 сутки после иммунизации.

Для активации лимфоцитов применяли маркеры $CD45^+CD3^+CD25^+$, $CD45^+CD3^+CD69^+$, и $CD45^+CD3^+CD71^+$ с использованием конъюгированных с флуорохромами моноклональных антител (Beckman Coulter, США). Учет количества активированных лимфоцитов, проводили на проточном цитофлюориметре (FACS Calibur, США).

В качестве специфического антигена использовали комплекс водорастворимых антигенов чумного микроба (ВрАг) вакцинного штамма *Yersinia pestis* EV. В контрольной пробе с целью выявления возможной спонтанной активации лимфоцитов клетки обрабатывали стерильным 0,9 % изотоническим раствором натрия хлорида.

Во все периоды обследования спонтанной активации лимфоцитов не зафиксировано. Анализ полученных результатов показал, что в пробах, взятых у обследуемых до вакцинации, статистически значимой разницы в сравнении с контролем не выявлено. Так, при стимуляции 0,9 % раствором натрия хлорида количество $CD45^+CD3^+CD25^+$, $CD45^+CD3^+CD69^+$ и $CD45^+CD3^+CD71^+$ лимфоцитов в среднем составило 12,12 ± 1,22 %, 8,30 ± 1,19 % и 8,43 ± 0,48 %. При активации ВрАг – 14,15 ± 1,04 %, 9,41 ± 1,04 % и 9,72 ± 0,51 % соответственно.

При активации лимфоцитов специфическим антигеном на 7 сут после вакцинации наблюдали статистически значимое увеличение количества позитивных клеток в популяции лимфоцитов $CD45^+CD3^+CD25^+$ до 19,39 ± 2,19 % (контроль – 13,18 ± 1,47 %), $CD45^+CD3^+CD69^+$ - 27,32 ± 2,77 % (контроль – 14,97 ± 1,43 %) и $CD45^+CD3^+CD71^+$ - 13,18 ± 0,95 % (контроль – 9,31 ± 0,82 %). К 14 суткам исследуемые показатели имели двукратное увеличение, по сравнению с контролем, составив для $CD45^+CD3^+CD25^+$ – 31,11 ± 1,99 % (контроль – 16,74 ± 1,15 %), $CD45^+CD3^+CD69^+$ – 41,10 ± 2,75 % (21,71 ± 1,49 %) и $CD45^+CD3^+CD71^+$ – 16,88 ± 1,14 % (6,45 ± 0,51 %).

На 21 сут после иммунизации количество $CD45^+CD3^+CD25^+$ лимфоцитов при антигенной стимуляции увеличилось в 2,3 раза, составив в среднем 27,92 ± 1,82 % (контроль - 12,17 ± 1,38 %), $CD45^+CD3^+CD69^+$ и $CD45^+CD3^+CD71^+$ в 2 раза - 46,06 ± 1,90 %, (22,56 ± 1,06 %) и 20,15 ± 1,34 %, (10,14 ± 1,13 %).

При сравнительном анализе экспрессии маркеров ранней активации, отражающих функциональное состояние Т-лимфоцитов после иммунизации чумной вакциной, было отмечено повышение количества лимфоцитов уже на 7 сут, при этом максимальный подъем приходился на 14-21 сут – пик иммуногенеза. На 14 сут по сравнению с данными до вакцинации в среднем отмечается повышение в 2,2 раза экспрессии $CD25^+$, в 4,4 раза $CD\ 69^+$ и в 1,7 раза $CD71^+$. К 21 сут исследуемый показатель имел увеличение в 1,9 раза для экспрессии $CD25^+$, в 4,9 раза для $CD\ 69^+$ и в 2,1 раза $CD\ 71^+$ ($p \leq 0,05$).

Резюмируя вышесказанное, можно говорить об использовании клеточных тестов *in vitro* для мониторинга иммунного статуса организма в ответ на вакцинацию против чумы на ранних сроках, при этом наиболее перспективными для определения показателями антигенспецифической активации лимфоцитов являются маркеры $CD25^+$ и $CD\ 69^+$.

Жилченко Е.Б., Жаринова Н.В., Коняева О.А., Сердюк Н.С., Гаврилова О.Н.

О МЕРАХ ОБЕСПЕЧЕНИЯ БИОЛОГИЧЕСКОЙ БЕЗОПАСНОСТИ ПРИ ЛИОФИЛИЗАЦИИ ВОЗБУДИТЕЛЕЙ ИНФЕКЦИОННЫХ ЗАБОЛЕВАНИЙ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

В процессе разработки и производства препаратов для лабораторной диагностики и профилактики болезней, общих для человека и животных, немаловажное значение имеет применение штаммов микроорганизмов, имеющих определенные свойства, как типичные, так и атипичные.

Основной задачей коллекций патогенных микроорганизмов является поддержание штаммов возбудителей I – IV групп патогенности в жизнеспособном состоянии и сохранение их свойств в течение максимально возможного времени. Одним из основных регламентированных методов консервации бактерий является метод лиофилизации, заключающийся в высушивании культур под вакуумом при низких температурах. В настоящее время лиофилизация возбудителей инфекционных заболеваний часто осуществляется в современных аппаратах камерного типа, позволяющих проводить весь процесс замораживания-высушивания непосредственно на полках, расположенных внутри изолированной камеры лиофильной установки, по заранее разработанной программе без участия оператора. Необходимо отметить, что работы по лиофилизации микроорганизмов относятся согласно нормативным документам к категории, связанной с возможным образованием бактериальных аэрозолей в воздухе, поэтому особую значимость и актуальность приобретают вопросы обеспечения требований биологической безопасности, регламентирующие организацию и проведение данного вида работ с микроорганизмами I – II групп патогенности.

Цель нашей работы – разработка мер обеспечения биологической безопасности процесса консервации коллекционных штаммов I – IV групп патогенности в лиофильной установке камерного типа Free Zone Triad Freeze Dry System 7400030, «Labconco».

В зависимости от характера выполняемой работы, степени ее опасности использовали определенные типы средств индивидуальной защиты (СИЗ). При работе с возбудителями инфекционных заболеваний I – II групп патогенности (чумы, бруцеллеза, туляремии) использовали I тип СИЗ, обеспечивающий защиту кожных покровов рук, поверхности тела, лица, органов дыхания, органов зрения, включающий комбинезон (противочумный халат), капюшон, высокие бахилы с защитой от промокания, полнолицевую маску со сменными фильтрующими элементами или фильтрующий противогаз с противоаэрозольной коробкой, резиновые перчатки; при работе с возбудителем холеры – II тип СИЗ (комбинезон (противочумный халат), капюшон, высокие бахилы, респиратор с фильтрующими элементами класса защиты FFP3, резиновые перчатки). Для персонала, выполняющего работы по лиофилизации патогенных биологических агентов (ПБА) I – IV групп, нами была апробирована защитная одежда производства ЗАО «Ламинарные системы», выполненная из микрофиламентной полиэфирной ткани со специальной отделкой, которая способствует защите от биологических загрязнений и препятствует проникновению инфекционных агентов. Конструкция одежды обеспечивает прилегание к телу в критических местах (по овалу лица, на запястьях и щиколотках), сохраняя при этом свободу движения. Экспериментально было показано, что вышеназванная защитная одежда устойчива к различным дезинфектантам, подлежит автоклавированию и обеспечивает необходимый уровень защиты персонала от патогенов.

В связи с тем, что в сушках камерного типа пробки флаконов находятся в приоткрытом состоянии, необходимом для сублимации воды, существует вероятность попадания клеток высушиваемых образцов в пространство лиофильной камеры. Образование аэрозоля в момент

открывания камеры после завершения сушки приводит к аварийной ситуации, существенному риску для персонала и возможности внутрилабораторного заражения.

Для обнаружения жизнеспособных клеток сразу после окончания лиофилизации тест-штаммов (*Serratia marcescens ATCC13880, Staphylococcus aureus* АТСС 25923) были сделаны смывы с поверхности камер. При работе аппарата без сбоя программы отмечено отсутствие клеток высушиваемых образцов. С целью предупреждения возможных аварий нами были смоделированы нештатные ситуации, например, перебои в электропитании, которые могут привести к остановке программы и прекращению процесса высушивания. При принудительном выключении и дальнейшем восстановлении электроснабжения было показано, что запрограммированный цикл сушки восстанавливается, и процесс лиофилизации продолжается с этапа остановки. Однако при остановке процесса на некоторых циклах программы существует вероятность попадания бактериальных клеток в пространство лиофильной камеры. При высеве смывов с внутренней поверхности камеры было выявлено наличие единичных клеток (5-10 кое) *Serratia marcescens.*

Нами предложено использовать дополнительное изолирующее оборудование, препятствующее попаданию патогенных агентов в окружающую среду. Специалистами ЗАО «Ламинарные системы» изготовлено согласно подготовленному нами техническому заданию ламинарное укрытие «БМБ-I-«Ламинар-С» (код 180.150.01) с системой полного удаления и очистки воздуха из рабочей камеры. Стеклянные боковые и передние панели давали возможность специалистам, проводящим лиофилизацию, визуально контролировать работу лиофильного аппарата, а по завершении процесса встроенные перчаточные порты позволяли безопасно открывать дверцы лиофильных аппаратов без риска образования аэрозоля в помещении бактериологического бокса. Все манипуляции по загрузке, выемке флаконов с ПБА и обработке лиофильной камеры проводились под защитой ламинарного укрытия.

При работающем ламинарном укрытии по окончанию процесса лиофилизации с помощью двух встроенных перчаточных портов в передней двери осуществляли сброс вакуума в камере, закупорку флаконов и открывали дверцу лиофильного аппарата. Смывы, сделанные с внутренних поверхностей ламинарного укрытия и лиофильной сушки по окончании работы «БМБ-I-«Ламинар-С», давали отрицательные результаты. Таким образом, риск образования аэрозоля в помещении бактериологического бокса сводился до минимума.

В связи с вероятностью обсеменения флаконов и внутренней поверхности камеры для обеспечения биологической безопасности был разработан алгоритм действий по окончании процесса высушивания. После закупорки флаконов под вакуумом, автоматически происходящей внутри камеры, выключения лиофильного аппарата, сброса вакуума в камере, дверцы лиофильной сушки оставляли открытыми при работающем ламинарном укрытии на 20-30 минут для удаления взвешенных частиц, затем флаконы с лиофилизированными микроорганизмами обрабатывали методом полного погружения в дезинфектанты, регламентированные для определенного вида микроорганизмов. Все внутренние и внешние поверхности лиофильной камеры и ламинарного укрытия после окончания процесса лиофилизации обрабатывали 70 % этиловым спиртом, затем открытую камеру аппарата обрабатывали с помощью передвижного облучателя-рециркулятора, помещение бактериологического бокса облучали ультрафиолетом.

Дополнительно нами предложено включить в комплект сублимационной системы блок бесперебойного питания достаточной мощности для исключения возможности сбоя в электроснабжении.

Таким образом, меры биологической безопасности при лиофилизации возбудителей инфекционных заболеваний I – IV групп патогенности, заключающиеся в использовании дополнительного защитного оборудования, средств индивидуальной защиты высокого качества, алгоритмов действий персонала, позволяют существенно повысить уровень защиты от патогенов сотрудников лабораторий и окружающей среды.

Заболотных М.В.[1], Рудаков Н.В.[2]

БИОБЕЗОПАСНОСТЬ ПРОДУКТОВ УБОЯ ЖИВОТНЫХ ПО ПАРАЗИТАРНЫМ БОЛЕЗНЯМ - МЕЖВЕДОМСТВЕННАЯ ПРОБЛЕМА

[1]ФГБОУ ВПО Омский аграрный университет им. П.А. Столыпина, Омск, Россия;
[2]ФБУН Омский НИИ природно-очаговых инфекций Роспотребнадзора, Омск, Россия

Циркуляция возбудителей инвазионных болезней обусловлена наличием у них совершенных приспособительных механизмов, факторов защиты и агрессии, позволяющим выживать им как во внешней среде, так и в организме хозяина. В медицинской и ветеринарной практике сложились общие подходы к оценке паразитоценозов, общих для человека и животных. Разработаны совместные правила и инструкции по диагностике, лечению, мерам борьбы и профилактике. В тоже время, по отдельным гельминтозам имеются несоответствия в мерах борьбы и профилактике с учетом средств и методов обеззараживания сырьевых ресурсов, по которым требуется согласование подходов и разработка гармонизированных санитарных и ветеринарно-санитарных правил с целью дальнейшего улучшения эпизоотической обстановки в РФ и обеспечения безопасности сырья и продуктов животноводства.

Так, согласно СанПиН 2.3.2. 1078-01 «Гигиенические требования безопасности и пищевой ценности пищевых продуктов», в главе 3 устанавливаются гигиенические требования безопасности и пищевой ценности пищевых продуктов. Согласно п. 3.23 в мясе и мясных продуктах не допускается наличие пяти возбудителей паразитарных болезней: финны (цистицерки), личинки трихинелл и эхинококков, цисты саркоцист и токсоплазм. В ветеринарных правилах «Правила ветеринарного осмотра убойных животных и ветеринарно-санитарной экспертизы мяса и мясных продуктов» с изменениями и дополнениями от 17 июня 1988 г. в главе 3. «Ветеринарно-санитарная экспертиза туш и внутренних органов», п.3.2.2. описано как необходимо проводить данную экспертизу и дать ветеринарно-санитарную оценку мясу и мясопродуктам при 15 паразитарных болезнях: трихинеллезе, пироплазмидозе, цистицеркозе, эхинококкозе, метастронгилезе, фасциолезе, дикроцелиозе, диктиокаулезе, лингватулезе, альфортиозе, онхоцеркозе, аскаридозе, параскаридозе, ценурозе и саркоцистозе. Только по трихинеллезу есть одобренный ветеринарной и медицинской службами запрет использования мяса и мясопродуктов для пищевых целей, по остальным же гельминтозам имеются противоположные положения или вообще таковые отсутствуют.

При цистицеркозе крупного рогатого скота и свиней санитарную оценку туши и органов проводят дифференцированно в зависимости от степени поражения. При обнаружении на 40 кв. см разреза мышц головы или сердца и, хотя бы на одном из разрезов мышц туши более трех живых или погибших финн тушу, голову и внутренние органы (кроме кишечника) направляют на утилизацию. Внутренний и наружный жир (шпик) снимают и направляют на перетапливание для пищевых целей. Шпик разрешается также обеззараживать способом замораживания или посола в порядке, как указано в п.п. 11.4.1 и 11.4.2. При обнаружении на 40 кв. см разреза мышц головы или сердца не более трех финн и при отсутствии или наличии не более трех финн на остальных разрезах вышеуказанных мышц туши голову и внутренние органы (кроме кишечника) утилизируют, а тушу подвергают обеззараживанию одним из способов, указанных в п.п. 11.3.1, 11.4.1 и 11.4.2. то есть проваркой – при определенном режиме, заморозкой – в условиях пониженных температур и посолом – с учетом концентрации соли и выдержки. Обеззараженные замораживанием или посолом туши крупного рогатого скота и свиней направляют на изготовление фаршевых колбасных изделий или фаршевых консервов. Обеззараженные субпродукты направляют на промышленную переработку. Кишки и шкуры независимо от степени поражения цистицеркозом после обычной обработки выпускают без

ограничения. При обнаружении тонкошейных финн (цистицеркоз тонкошейный) на серозных покровах и печени их удаляют, после чего туши и внутренние органы выпускают без ограничения. Отличие ветеринарно-санитарной оценки туш и органов имеется и при цистицеркозах овец, коз и оленей заключающейся в увеличении интенсивности инвазии.

При пироплазмидозе туши и внутренние органы при отсутствии желтушного окрашивания и дегенеративного изменения выпускают без ограничения, в остальных случаях поступают, как указано в п.п. 3.3.9 и 3.3.10. то есть в зависимости от степени проявления этих признаков.

При эхинококкозе при множественном поражении мышц или внутренних органов тушу или органы направляют на утилизацию. При ограниченном поражении на утилизацию направляют только пораженные части туши и органов. Непораженные части туши и органов выпускают без ограничения. так как они безопасны для человека.

При метастронгилезе, фасциолезе, дикроцелиозе, диктиокаулезе, лингватулезе – пораженные части органов направляют на утилизацию или уничтожают; непораженные части внутренних органов и тушу выпускают без ограничений. При поражении инвазией более 2/3 внутреннего органа его целиком направляют на утилизацию.

При альфортиозе туши, полученные от больных альфортиозом лошадей, после зачистки очагов поражения выпускают без ограничения.

При онхоцеркозе туши и органы после зачистки очагов поражения выпускают без ограничения. При осложненном течении онхоцеркоза с признаками гнойно-некротических процессов туша и внутренние органы подлежат бактериологическому исследованию на патогенные стафилококки и сальмонеллы.

При аскаридозе и параскаридозе туши и органы при выраженных признаках гидремии подлежат утилизации, при отсутствии признаков гидремии мышц туши и органы выпускают без ограничения.

При ценурозе голову направляют на утилизацию, туши и органы выпускают без ограничения.

При саркоцистозе в случае обнаружении в мышцах саркоцист, но при отсутствии в них патологических изменений тушу и органы выпускают без ограничений.

В настоящее время приняты и введены в действия технические регламенты Таможенного союза, регламентирующие производство, оборот и хранение основных пищевых продуктов, а также качество и безопасность их. В техническом регламенте Таможенного союза «О безопасности пищевой продукции» (ТР ТС 021/2011) прописаны требования, предъявляемые к не переработанной продукции, в том числе, мясу и другому мясному сырью, что они должны происходить от убоя здоровых животных, заготовленных в хозяйствах или административной территории в соответствии с регионализацией, официально свободных от болезней животных. В этой главе приведен ряд инфекционных и инвазионных болезней, общих для человека и животных. Так, согласно этому регламенту к обращению не допускается мясо и другое мясное сырье, полученное от туш, имеющих при послеубойном осмотре гельминты следующих болезней: цистицеркоз, трихинеллез, саркоспоридиоз, онхоцеркоз, эхинококкоз и др.

Таким образом, анализ нормативных документов государственного и межгосударственного уровня по вопросам качества и безопасности пищевой продукции показал, что несмотря на большие успехи в изучении паразитарных болезней, общих для человека и животных, имеется ряд неточностей, по которым требуется гармонизация законодательства, в том числе разработка совместных санитарных и ветеринарно-санитарных Правил с целью дальнейшего улучшения эпизоотической и эпидемической обстановки в РФ и обеспечения безопасности сырья и продуктов животноводства.

Завгородний С.А., Ашинова Н.А., Шовгенова Н.З.

О ПРОФИЛАКТИКЕ КЛЕЩЕВЫХ ИНФЕКЦИЙ В РЕСПУБЛИКЕ АДЫГЕЯ

Управление Роспотребнадзора по Республике Адыгея, Майкоп, Россия

Республика Адыгея (РА) не является эндемичной по клещевому вирусному энцефалиту, Крымской геморрагической лихорадке (КГЛ), случаи заболеваний людей не регистрируются более 30 лет.

За 2007-2018 гг. в РА зарегистрировано 27 случаев клещевого боррелиоза, из них 6 детей, что составляет 22,2 % от общего числа заболевших.

По данным оперативного эпидемиологического мониторинга в эпидсезоны 2007-2018 гг. в медицинские организации по поводу присасываний клещей обратились 7439 человек, из них 2588 детей, что составляет 34,8 % от общего числа обратившихся.

Природно-климатические условия зим в республике способствуют благоприятной перезимовке иксодовых клещей. Активизация иксодид на территориях большинства районов приходится на конец апреля. Средний индекс обилия клещей на животных выше порога эпидемической опасности в четырех административных территориях республики.

С 2007 г. в РА проводятся исследования иксодовых клещей на зараженность возбудителями клещевых инфекций. Средний показатель инфицированности клещей за период 2007-2018 гг. составил 0,8 %. В пробах клещей двух видов, снятых с крупного рогатого скота, обнаруживались антигены возбудителя КГЛ (2007 г.), клещевого энцефалита (2012-2013 гг.). При проведении исследований животных антитела против вируса клещевого энцефалита были обнаружены в одном случае – в пробе сыворотки крови крупного рогатого скота.

При мониторинговых исследованиях сывороток крови доноров, лихорадящих больных, лиц, укушенных клещами, за период 2014-2018 гг. выявлены 23 положительные пробы с наличием антител к вирусу Лихорадки Западного Нила (0,4 %), 51 положительная проба с антителами к возбудителю Лайм-боррелиоза (3,4 %), 6 положительных проб с антителами к вирусу клещевого энцефалита (0,4 %).

Учитывая результаты мониторинга за численностью клещей на территории РА, обнаружение антигенов возбудителя КГЛ, клещевого энцефалита в пробах клещей, ежегодное увеличение числа обращений за медицинской помощью по поводу присасываний клещей от 232 в 2007 г. до 1053 в 2018 г., географическое расположение республики (близ территорий Южного Федерального округа, где отмечена регистрация случаев КГЛ), с целью обеспечения санитарно-эпидемиологического благополучия населения Главным государственным санитарным врачом по РА издано постановление «Об усилении мероприятий по профилактике природно-очаговых, особо опасных и клещевых инфекций в РА» № 1 от 12.04.2016 г.; решением Санитарно- противоэпидемической комиссии Республики Адыгея от 23 марта 2017 года утвержден Комплексный план организационных и санитарно- противоэпидемических мероприятий по профилактике инфекций, передающихся иксодовыми клещами на 2017-2019 годы.

В целях профилактики клещевых инфекций перед началом летнего сезона, на территориях мест массового отдыха, летних оздоровительных, дошкольных образовательных учреждений и прилегающих территорий, а также на пастбищах ежегодно проводятся акарицидные обработки на площади более 4000 га. Ежегодно осуществляются до 100 тысяч акарицидных обработок голов крупного и мелкого рогатого скота.

Ильин А.В., Бегунова Н.В., Бузинов Р.В.

ОРГАНИЗАЦИЯ ПРОФИЛАКТИЧЕСКИХ МЕРОПРИЯТИЙ ПО ПРЕДУПРЕЖДЕНИЮ ЗАНОСА И РАСПРОСТРАНЕНИЯ ЛИХОРАДКИ ЗАПАДНОГО НИЛА НА ТЕРРИТОРИИ АРХАНГЕЛЬСКОЙ ОБЛАСТИ ЗА ПЕРИОД 2014–2018 гг.

Управление Роспотребнадзора по Архангельской области,
Архангельск, Россия

В настоящее время последствия глобальных климатических изменений – повышение среднегодовых температур окружающей среды, привели к формированию более благоприятных условий существования для многих патогенных микроорганизмов и заметному расширению их ареала. Именно эти обстоятельства следует рассматривать как ведущие факторы активизации природных очагов лихорадки Западного Нила (ЛЗН) на всех континентах. В настоящее время эта инфекция стала все более актуальной для населения Европы, России и Америки. Расширение нозоареала ЛЗН в мире и в России привело к эпидемиологическим осложнениям, требующим проведения комплекса профилактических мероприятий.

В Архангельской области случаи ЛЗН не регистрировались. Несмотря на отсутствие случаев заболеваний, не исключается завоз случаев из эндемичных территорий Российской Федерации и зарубежных стран.

Профилактические мероприятия по ЛЗН на территории Архангельской области проводятся в соответствии с «Комплексным планом мероприятий по санитарной охране территории Архангельской области на 2016–2020 гг.».

Профилактика завоза болезней на территорию Архангельской области обеспечивается проведением санитарно-карантинных мероприятий в пунктах пропуска через государственную границу Российской Федерации на территории области по прибытии транспортных средств.

В Архангельской области действуют три пункта пропуска через государственную границу Российской Федерации: морские пункты пропуска в морских портах Архангельск и Онега, а также воздушный пункт пропуска в аэропорту «Архангельск».

С целью предупреждения завоза на территорию Архангельской области инфекционных болезней, на которые распространяются Международные медико-санитарные правила (2005 г.), проводятся мероприятия по санитарной охране территории. Специалистами отдела надзора на транспорте и санитарной охраны территории в аэропорту Архангельск проводится санитарно-карантинный контроль прямых авиарейсов из-за рубежа Доля примененных медико-санитарных мер при осуществлении санитарно-карантинного контроля (досмотр транспортных средств) в 2014–2018 гг. составила: 2014 г. – 0,14 %, 2015 г. – 0,17 %, 2016 г. – 0,5 %, 2017 г. – 1,9 %, 2018 г. – 0,7 %.

Лабораторное обследование отдельных групп населения:

– в летне-осенний период осуществляется анализ случаев клинических заболеваний, подозрительных на ЛЗН, а именно: серозных менингитов и менингоэнцефалитов неясной этиологии и острых лихорадочных заболеваний неясного генеза. В период 2014–2018 гг. на территории Архангельской области обследовано 29 стационарных больных, имеющих клинические симптомы, схожие с ЛЗН (лихорадки неясного генеза и менингиты), положительных не выявлено;

– обследование различных возрастных и социальных групп населения с целью выявления «групп риска» и иммунной прослойки.

В период за 2014–2018 гг. на территории Архангельской области проводилось сероэпидемиологическое обследование различных групп населения методом ИФА на базе вирусологической лаборатории испытательного центра ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Архангельской области». В скрининговых исследованиях на наличие антител к ЛЗН обследовано: в 2014 г. – 364 человек (чел.), в 2015 г. – 383 чел., в 2016 г. – 300 чел., в 2017 г. – 307 чел.,

в 2018 г. – 279 чел. Маркеры вируса (антитела) лихорадки Западного Нила (Ig G) обнаружены: в 2014 г. – у 3 чел., в 2015 г. – у 5 чел., в 2016 г. – у 3 чел., в 2017 г. – у 5 чел., в 2018 г. – у 6 чел. среди выборочно обследованных контингентов населения. Популяционный иммунитет населения к возбудителю этого заболевания, по данным серологических исследований, составляет: 0,8 % – в 2014 г., 1,3 % – в 2015 г., 1,0 % – в 2016 г., 1,6 % – в 2017 г., 2,1 % – в 2018 г.

На базе лаборатории испытательного центра ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Архангельской области» проводятся исследования инфицированности популяций основных носителей и переносчиков. За период наблюдения с 2014–2018 гг. исследовано: перелётных птиц – 19, мелких млекопитающих – 143, комаров рода *Culex* – 975, двукрылых насекомых – 331 (слепни, мошки) и 1697 иксодовых клещей на наличие антигена лихорадки Западного Нила методом ИФА, положительных проб не выявлено. Полученные результаты подтверждают отсутствие инфицированности популяций основных носителей и переносчиков ЛЗН на территории Архангельской области.

Таким образом, в настоящее время территория Архангельской области не эндемична по ЛЗН, о чем свидетельствуют: отсутствие заболеваемости ЛЗН, отсутствие положительных результатов при обследовании стационарных больных, имеющих клинические симптомы, схожие с ЛЗН (лихорадки неясного генеза и менингиты), отсутствие инфицированности популяций основных носителей и переносчиков ЛЗН на территории Архангельской области.

Популяционный иммунитет населения к возбудителю этого заболевания, по данным серологических исследований, сохраняется от 0,8 % – в 2014 г. до 2,1 % – в 2018 г., что не исключает наличие природных очагов ЛЗН на территории Архангельской области.

Таким образом, имеется необходимость в дальнейшем мониторинговом исследовании для изучения ситуации по лихорадке Западного Нила на территории Архангельской области.

Киреев Ю.Г., Баташев В.В., Балахнова В.В., Алиева А.А., Кузнецов М.В., Сидельников В.В.

ПРАКТИКА ОБЕСПЕЧЕНИЯ САНИТАРНО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОГО БЛАГОПОЛУЧИЯ НАСЕЛЕНИЯ В ПЕРИОД ПОДГОТОВКИ И ПРОВЕДЕНИЯ ИГР ЧЕМПИОНАТА МИРА ПО ФУТБОЛУ ФИФА В 2018 ГОДУ

ФКУЗ «Северо-Кавказская противочумная станция» Роспотребнадзора, Ростов-на-Дону, Россия

В 2018 году в Российской Федерации впервые был организован и проведен Чемпионат мира по футболу ФИФА. Игры проходили в 11 городах в период с 14 июня по 15 июля.

Одним из принимающих городов игр Чемпионата мира по футболу в России стал г. Ростов-на-Дону, где состоялись 5 из 64 матчей. Жители южного региона впервые получили уникальную возможность посетить игры турнира на стадионе «Ростов Арена». Четыре игры в рамках группового этапа и один матч в рамках 1/8 финала прошли на футбольной арене донской столицы 17, 20, 23, 26 июня и 2 июля.

Как известно, при проведении соревнований мирового уровня, в частности такого как Чемпионат мира по футболу, резко возрастает риск завоза на территорию страны, проводящей такое соревнование, особо опасных инфекционных заболеваний, требующих проведения мероприятий по санитарной охране территории.

В связи с вышеизложенным, Управлением Роспотребнадзора по Ростовской области был организован широкий комплекс профилактических мер с участием всех учреждений Роспотребнадзора, медицинских организаций и других заинтересованных служб и ведомств по предупреждению осложнения эпидемиологической ситуации в Ростовской области.

В период подготовки и проведения игр Чемпионата мира по футболу ФИФА 2018 г. большой объем работы был проведен специалистами ФКУЗ «Северо-Кавказская противочумная станция» Роспотребнадзора (Северо-Кавказская ПЧС). В целях реализации приказа Управления Роспотребнадзора по Ростовской области от 24.05.2018 № 152 с 28.05.2018 по 25.07.2018 силы и средства Северо-Кавказской ПЧС были переведены в режим работы «ПОВЫШЕННАЯ ГОТОВНОСТЬ».

В указанный период назначенные приказом по Северо-Кавказской ПЧС дежурные специалисты обеспечили ежедневное информирование о состоянии санитарно-эпидемиологической обстановки в телефонном режиме в 6-00, 10-00, 14-00 и 18-00 оперативных дежурных Управления Роспотребнадзора по Ростовской области с ежедневной подачей донесений. Всего подготовлено и направлено 59 донесений.

Кроме того, еженедельно специалисты Северо-Кавказской ПЧС представляли донесения о ходе санитарно-противоэпидемического обеспечения Чемпионата мира по футболу в г. Ростове-на-Дону. Всего направлено 9 донесений о проделанной работе.

В период подготовки и проведения игр Чемпионата мира по футболу ФИФА 2018 в г. Ростове-на-Дону специалисты Северо-Кавказской ПЧС осуществляли постоянный эпизоотологический мониторинг участков территории, прилегающих к объектам, где проходили спортивные мероприятия.

Кроме того, осуществлялось эпизоотологическое обследование территорий, прилегающих к стадионам г. Ростова-на-Дону («Олимп-2», «Динамо», «Локомотив», «Труд»), а также к стадионам в городах Азове и Таганроге (резервные тренировочные базы чемпионата).

Отловленных мелких млекопитающих, собранных клещей, кровососущих двукрылых исследовали на наличие возбудителей восьми природно-очаговых инфекционных болезней, актуальных для территории Ростовской области, в том числе туляремии, КГЛ, ЛЗН. Результаты лабораторных исследований – отрицательные.

В ходе эпизоотологического мониторинга выполнено 1750 ловушко-ночей, были отловлены 61 особь мелких млекопитающих: мышь лесная, мышь домовая, полевка обыкновенная, белозубка малая. Результаты лабораторных исследований – отрицательные.

В этот же период специалисты Северо-Кавказской ПЧС проводили лабораторное исследование проб воды открытых водоемов, находящихся в непосредственной близости к спортивным объектам, на наличие холерных вибрионов.

Еженедельно пробы воды отбирали в 2 точках из рек Дон.

Холерные вибрионы О1/О139 серогрупп не обнаружены.

Выделены 42 культуры холерных вибрионов не О1/не О139 серогрупп. Обо всех бактериологических находках информация оперативно направлялась в Управление Роспотребнадзора по Ростовской области.

При подведении итогов работы учреждений Роспотребнадзора по Ростовской области по обеспечению санитарно-эпидемиологического благополучия населения в период подготовки и проведения Чемпионата мира по футболу ФИФА деятельность Северо-Кавказской ПЧС была отмечена положительно.

Клюева С.Н., Кравцов А.Л., Кожевников В.А., Бугоркова С.А.

МОДУЛИРУЮЩИЙ ЭФФЕКТ ИНГАРОНА НА ЭКСПРЕССЮ IFN-γ в Т- ХЕЛПЕРАХ ПРИВИТЫХ ПРОТИВ ЧУМЫ МЫШЕЙ

ФКУЗ «Российский научно-исследовательский противочумный институт «Микроб» Роспотребнадзора, Саратов, Россия

Вакцина чумная живая на основе штамма *Yersinia pestis* EV НИИЭГ не создаёт длительного напряжённого иммунитета, и для повышения ее эффективности могут быть использованы вещества, которые активируют и регулируют факторы врождённого и адаптивного иммунитета. К таким иммуностимуляторам относятся, в частности, препараты Полиоксидоний (ПО, синтетический полиэлектролит азоксимера бромид) и Ингарон (интерферон-гамма человеческий рекомбинантный). Ранее установлено [Гончарова А.Ю., Бугоркова С.А., Кудрявцева О.М., и др.. 2018], что с третьих суток после иммунизации в крови мышей повышается концентрация IFN-γ и это увеличение в большей степени стимулируется при введении вакцинного штамма совместно с Ингароном, чем с ПО. Поскольку источником секретируемого в кровь IFN-γ могут быть не только Т-хелперы, важна возможность оценки уровня экспрессии IFN-γ в отдельных Т-хелперах привитых против чумы людей и лабораторных животных [Firstova V.V., Tyurin E.A., Kravchenko T.B.,et al., 2012; Leal E.A., Moreira J.D., Nunes F.F., Souza L.R.,et al., 2017]. Однако влияние Ингарона и других иммуностимуляторов на уровень экспрессии цитокинов в Т-хелперах привитых против чумы лабораторных животных не изучалось.

Цель – сравнительная оценка влияния Ингарона и ПО на уровень экспрессии IFN-γ, IL-4, IL-17 в отдельных Т-лимфоцитах хелперах селезёнки у мышей, иммунизированных вакцинным штаммом Y. *pestis* EV НИИЭГ.

Мышей линии BALB/c иммунизировали культурой вакцинного штамма *Y. pestis* EV НИИЭГ подкожно, в дозе $2{,}5\times10^4$ м.к. Иммуномодулятор ПО (ООО «НПО Петровакс Фарм», Россия) или Ингарон (НПП «Фармаклон», Россия) вводили животным за 60 мин до вакцинации, подкожно, в дозе 4 мкг и 150 МЕ соответственно. Иммунных животных делили на 3 группы: 1-я - *Y. pestis* EV+ПО; 2-я - *Y. pestis* EV+Ингарон; 3-я - *Y. pestis* EV. Контролем служили интактные не иммунизированные мыши (4-я группа). На 3-и сутки забирали селезёнки и готовили взвеси спленоцитов в среде RPMI1640. Через 5 ч инкубации после добавления в среду ингибитора секреции цитокинов и специфического антигена (ультразвуковой дезинтеграт клеток *Y. pestis* EV в концентрации 10^6 м.к./мл) в культуре спленоцитов определяли относительное число клеток $CD4^+IFN\text{-}\gamma^+$, $CD4^+IL\text{-}4^+$ and $CD4^+IL\text{-}17^+$. Исследования проводили методом проточной цитометрии с помощью набора реагентов Mouse Th1 / Th2 / Th17 Phenotyping Kit (BD Biosciences, USA).

После иммунизации в селезёнке мышей 3-й группы достоверно увеличивалось число Т-лимфоцитов хелперов, положительных по экспрессии IFN-γ (до 47,0 ± 5,87%), IL-4 (до 10,7 ± 1,29 %) и IL-17 (до 29,1 ± 3,66 %) по сравнению с контрольными показателями у интактных мышей (соответственно 14,8 ± 0,60 %, 2,1 ± 0,22% и 6,9 ± 0,13 %, $p < 0{,}001$). Не было зарегистрировано различий по исследуемым показателям при сравнительном исследовании клеток в 3-й и 1-й группах животных. У животных 2-й группы под влиянием Ингарона в селезёнке резко снижалась на 3-и сутки иммуногенеза доля Т-хелперов, положительных по внутриклеточной экспрессии IFN-γ (до 19,0 ± 1,41 %). Это, вероятно, связано с выявленной ранее способностью Ингарона усиливать секрецию IFN-γ в плазму крови лабораторных животных [Гончарова А.Ю., Бугоркова С.А., Кудрявцева О.М., и др., 2018]. Однако, при исследовании клеточных взвесей, в которых спленоциты иммунных мышей 2-й группы инкубировались *in vitro* в присутствии специфического антигена, количество $CD4^+IFN\text{-}\gamma^+$ лимфоцитов было достоверно выше и составило 30,1 ± 2,62 % ($p<0{,}001$).

Таким образом, Ингарон оказывает выраженный модулирующий эффект на экспрессию IFN-γ в отдельных Т-лимфоцитах хелперах селезёнки привитых против чумы мышей. Количество $CD4^{+}IFN\text{-}\gamma^{+}$ лимфоцитов во взвесях спленоцитов иммунных животных зависит от присутствия в среде инкубации специфического антигена.

Ковалев Е.В., Ерганова Е.Г., Ненадская С.А., Леоненко Н.В., Гончарова О.В., Новикова А.И.

СОВРЕМЕННЫЕ ТЕНДЕНЦИИ В ПРОФИЛАКТИКЕ ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫХ И ОСОБО ОПАСНЫХ ИНФЕКЦИЙ В РОСТОВСКОЙ ОБЛАСТИ, В Т.Ч. В ПЕРИОД ПОДГОТОВКИ И ПРОВЕДЕНИЯ МАССОВЫХ МЕРОПРИЯТИЙ С МЕЖДУНАРОДНЫМ УЧАСТИЕМ В Г. РОСТОВЕ-НА-ДОНУ

Управление Федеральной службы по надзору в сфере защиты прав потребителей и благополучия человека по Ростовской области, г. Ростов-на-Дону, Россия

В Ростовской области расположены природные и антропургические очаги ряда инфекций, представляющих опасность для человека – сибирской язвы, лептоспироза, туляремии и др., но наиболее вероятными причинами осложнения эпидемиологической обстановки при проведении массовых мероприятий с международным участием, в т.ч. игр чемпионата мира по футболу FIFA 2018 в г. Ростове-на-Дону (далее – ЧМ-2018), «внутреннего» характера являются клещевые и комариные инфекции – Крымская геморрагическая лихорадка (КГЛ), иксодовый клещевой боррелиоз (ИКБ), лихорадка Западного Нила (ЛЗН). По широте распространения, регистрируемой заболеваемости, эпидопасности ведущее место занимают клещевые инфекции, в т.ч. КГЛ. Эпидемически активная территория природного очага КГЛ к настоящему времени охватывает 43 административных территории области, имеется тенденция к дальнейшему расширению границ. С целью профилактики туляремии в Ростовской области ежегодно проводится иммунопрофилактика «контингента риска», и населения, проживающего на эндемичных по туляремии территориях.

Для обеспечения санитарно-эпидемиологического благополучия по особо опасным и природно-очаговым инфекционным болезням в г. Ростове-на-Дону и области во время проведения мундиаля были приняты дополнительные меры противодействия биологической угрозе. В соответствии с поручениями Управления и планом эпизоотологических обследований территорий области, утвержденным руководителем Управления, осуществлялся постоянный мониторинг эпизоотологического состояния территории г. Ростова-на-Дону и Ростовской области специалистами ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Ростовской области», ФКУЗ «Ростовский-на-Дону противочумный институт» Роспотребнадзора, ФКУЗ «Северо-Кавказская противочумная станция».

С целью проведения мониторинга численности, видового состава популяций клещей, кровососущих насекомых энтомологические наблюдения в сезон 2018 г. осуществлялись на 55 территориях области. При этом мониторинг проводился как на участках многолетних наблюдений – контрольные маршруты в открытых стациях и контрольные группы КРС, так и в местах, наиболее посещаемых людьми (детские площадки, зоны отдыха, кладбища, объекты, подлежащие акарицидным обработкам), а также объектах ЧМ- 2018 и прилегающих к ним территориях.

В открытых стациях на контрольных маршрутах всего пройдено 1028,5 фл/км (1242 фл/км – в 2017 г.), обнаружено 962 экз. (1374 экз. в 2017 г.) клещей, с максимальной численностью

клещей видовой принадлежности D. marginatus – 286 экз. (647 экз. в 2017 г.). Экстенсивно «на флаг» пройдено 3133 фл/км, обнаружено 422 экз. клещей (692 экз. в 2017 г.). Среднее число клещей на 1 фл/км осталось на уровне 2017 г. и составило 0,1. Все исследования полевого материала на туляремию, лептоспироз, исследования комаров на наличие вируса ЛЗН, исследования клещей на наличие вируса КЭ, *Anaplasma phagocytophilum*, *Ehrlichia chaffeensis* и *Coxiella burnetii* дали отрицательные результаты. Положительные результаты были получены при исследовании проб клещей на наличие вируса ККГЛ, проб клещей на наличие *Borrelia burgdorferi sensu lato* (998 экз. в 2017 г.); из них 1057 экз. (536 экз. в 2017 г.) видовой принадлежности H. marginatum. Общий индекс обилия составил 0,5, против 0,3 в 2017 г. На наличие клещевого энцефалита, *A. phagocytophilum, E. chaffeensis/E. muris u B. burgdorferi sensu lato* (*B. burgdorferi sensu stricto, B. afzelii, B. garinii*) было исследовано 190 пулов клещей, из которых 25 оказались положительными на *B. burgdorferi sensu stricto*. Положительные пробы относились к клещам I. ricinus (23 пула) и D. marginatus (2 пула). В исследованных пробах вирус клещевого энцефалита, *A. phagocytophilum*, *E.chaffeensis/E.muris* не обнаружены. Двадцать семь положительных проб клещей были отправлены для дальнейшего исследования в Референс-центр – ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора.

Истребительные мероприятия, направленные на снижение численности клещей, в сезон 2018 г. проводились на всех территориях области; всего обработано 16 745,92 га эпидзначимых участков (2017 г. – 16 349,60 га). С целью снижения численности грызунов – носителей и переносчиков природно-очаговых инфекций ежегодно проводятся дератизационные обработки открытых стаций и помещений на территории области. В 2018 г. защитные мероприятия против мышевидных грызунов в открытых стациях проведены на площади более 2,3 тыс. га. В связи с циркуляцией возбудителя ЛЗН в городской среде, основными профилактическими мероприятиями в области являются гидротехнические мероприятия, включая выявление и ликвидацию мест выплода комаров, осушение подвалов. В 2018 г. в области охвачено ларвицидной обработкой водоемов – 1163 га (2017г. – 425,43 га), растительности у мест выплода комаров 1696 га (2017 г. – 1420,92 га).

Вышеуказанные профилактические мероприятия осуществляются в соответствии с комплексным планом мероприятий по обеспечению санитарной охраны территории и предупреждению природно-очаговых и особо опасных инфекций среди людей в Ростовской области на 2018-2022 гг., утвержденным заместителем Губернатора РО 28.12.2017, с учетом дополнения, утвержденного 26.03.2018.

Проведение комплекса противоэпидемических мероприятий позволило не допустить в г. Ростове-на-Дону и Ростовской области групповой и вспышечной заболеваемости природно-очаговыми и особо опасными инфекциями, в т.ч. в период проведения ЧМ-2018. В 2018 г. отмечено снижение активности очага КГЛ: зарегистрировано 27 лабораторно подтвержденных случаев заболевания КГЛ, что в 1,4 раза ниже уровня прошлого года (в 2017 – 38 случаев заболевания, из них: 2 – летальных).

Костюченко М.В., Ракитина Е.Л., Логвиненко О.В., Курчева С.А., Русанова Д.В., Бердникова Т.В., Хачатурова А.А., Пономаренко Д.Г.

СОВЕРШЕНСТВОВАНИЕ МЕТОДИЧЕСКИХ ПОДХОДОВ ДЛЯ ОЦЕНКИ ИММУНОЛОГИЧЕСКОЙ ЭФФЕКТИВНОСТИ ВАКЦИНАЦИИ ЛЮДЕЙ ПРОТИВ БРУЦЕЛЛЕЗА

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Анализ данных об охвате прививками (документированная привитость) позволяют лишь косвенно оценить возможное состояние коллективного иммунитета (состояние иммунологической прослойки). В качестве наиболее объективных критериев для оценки результативности вакцинации рассматриваются показатели иммунологической и эпидемиологической эффективности.

Результаты оценки иммунологической эффективности вакцинации позволяют определить уровень реальной привитости среди вакцинированных, т. е. долю привитых, у которых вакцинный препарат инициировал выработку специфического иммунитета.

Учитывая ведущую роль клеточного иммунитета в формировании иммунологической защиты от бруцеллеза, оценку клеточной реакции в ответ на антигенную стимуляцию можно считать наиболее информативным и объективным подходом при анализе иммунологической перестройки организма при вакцинации.

В настоящее время продемонстрирована высокая эффективность применения методов антигенной активации лейкоцитов *in vitro* с использованием технологии проточной цитометрии для изучения формирования поствакцинального иммунитета. Перспективными показателями специфической клеточной антигенреактивности может выступать интенсивность экспрессии рецепторов активации лимфоцитов: CD25, CD69 – ранние активационные маркеры, CD71 –маркер пролиферации. Специфическое усиление экспрессии маркеров активации Т-лимфоцитов и Т-хелперов под действием антигена в условиях *in vitro* ассоциирована с напряженностью клеточного иммунитета.

Цель работы – изучить информативность тестов антигенной активации лимфоцитов *in vitro* и технологии проточной цитометрии для оценки иммунологической эффективности вакцинации против бруцеллеза на ранних сроках после иммунизации

Материалы и методы исследования. Обследовали 20 человек не переболевших бруцеллезом и не вакцинированных против этой инфекции. Взятие крови у обследуемых осуществляли до вакцинации и через 14 суток после иммунизации вакциной на основе штамма *Brucella abortus* 19 ВА (НПО «Микроген», Россия). Исследования проводили с помощью проточного цитометра (FACS Calibur, США), используя МКАт (Beckman Coulter, США). Определяли общее количество Т-лимфоцитов ($CD3^+$), Т-хелперов ($CD3^+CD4^+$), экспрессирующих рецепторы CD25, CD69, и CD71 при активации специфическим антигеном – белково-полисахаридным антигенный комплексом из штамма *Brucella abortus* 19 ВА (БрАг) с концентрацией белка – 5мг/мл. Для выявления уровня спонтанной активации использовали стерильный изотонический раствор NaCl. Статистическую обработку полученных данных осуществляли с использованием пакета компьютерных программ Microsoft Excel. Достоверность различия средних рассчитывали по t-критерию, уровень значимости p выбран менее 0,05.

Все обследуемые дали добровольное информированное согласие на участие в настоящих исследованиях (согласно Федеральному закону «Об основах охраны здоровья граждан в РФ» от 21.11.2011 № 323-ФЗ, ред. от 03.08.2018).

Значения интенсивности экспрессии маркеров активации – $CD3^+CD25^+$, $CD3^+CD69^+$, $CD3^+CD71^+$ и $CD3^+CD4^+CD25^+$, $CD3^+CD4^+CD69^+$, $CD3^+CD4^+CD71^+$ у обследуемых до вакцинации (фон), при активации физ. раствором (контроль) и БрАг не имели статистически значи-

мых различий. Интенсивность активации $CD3^+$-клеток при инкубации с физ. раствором составили в среднем CD25 – 9,57 ± 1,26 %, CD69 – 10,59 ± 1,42 % и CD71 – 8,41 ± 0,84 %, после активации антигеном, соответственно, 10,43 ± 0,60 %, 10,29 ± 1,35 % и 10,79 ± 1,23 %. Содержание Т-хелперов, экспрессирующих рецепторы CD25 после инкубации с физ. раствором составило 7,71 ± 0,77 % , при стимуляции бруцеллезным антигеном 8,27 ± 0,76 %; CD69 – 6,65 ± 0,76 % и 7,22 ± 0,76%, CD71 – 3,70 ± 0,42 % и 4,28 ± 0,42 %, соответственно.

На 14 сутки после иммунизации было зарегистрировано более чем двукратное увеличение уровня экспрессии Т-лимфоцитами и Т-хелперами маркеров CD25 – 17,85 ± 2,05 % ($p \leq 0,02$) (контроль – 8,58 ± 1,40 %) и 15,01 ± 1,17 % ($p \leq 0,001$) (контроль – 7,06 ± 0,74 %), CD69 – 11,79 ± 1,34 % ($p \leq 0,02$) (контроль – 4,42 ± 0,50 %) и 21,44 ± 2,98 % ($p \leq 0,01$) (контроль – 7,14 ± 1,48 %), CD71 – 10,64 ± 1,32 %($p \leq 0,001$) (контроль – 5,15 ± 0,64 %) и 10,02 ± 1,35 % ($p \leq 0,001$) (3,98 ± 0,42 %), соответственно.

Анализ полученных результатов указывает на высокую диагностическую информативность методического подхода, основанного на изучении интенсивности индуцированной антигеном экспрессии Т-лимфоцитами маркеров активации для оценки иммунологической эффективности вакцинации людей против бруцеллеза. Динамика количественных значений интенсивности активации Т-клеток указывает на формирование у привитых против бруцеллеза адаптивного клеточного иммунитета. Перспективными показателями активации лимфоцитов *in vitro*, можно считать рецепторы CD25, CD69 и CD71.

В качестве перспективы дальнейших исследований рассматривается изучение коррелятивной связи степени интенсивности антигенспецефической активации популяций Т-лимфоцитов с защитными свойствами иммунитета при заражении возбудителем бруцеллеза.

Кравцов А.Л., Бугоркова С.А., Клюева С. Н., Кожевников В. А., Кудрявцева О.М.

ВЛИЯНИЕ ПРОТИВОЧУМНОЙ ВАКЦИНАЦИИ НА СПОСОБНОСТЬ МИКРОБНОГО ПЕСТИНА ИЗМЕНЯТЬ *IN VITRO* ЭКСПРЕССИЮ FcγRIIIb (CD16) НА ПОВЕРХНОСТИ НЕЙТРОФИЛОВ КРОВИ ЧЕЛОВЕКА

ФКУЗ «Российский научно-исследовательский противочумный институт «Микроб» Роспотребнадзора, Саратов, Россия

FcγRIIIb (CD16) – это поверхностный рецептор нейтрофилов крови человека, который связывает специфические IgG (опсонины), входящие в состав распознаваемых фагоцитами иммунных комплексов антиген-антитело [Rosales C., Uribe-Querol E., 2013]. По современным данным, FcγRIIIb является триггером иммунного фагоцитоза [Нестерова И.В., Колесникова Н.В., Чудилова Г.А., и др.. 2017] и нетоза [Aleman O.R., Mora N., Cortes-Vieyra R., Uribe-Querol E., Rosales C., 2016]. В ответ на опсонизированные нормальной сывороткой клетки *Yersinia pestis* маркер CD16 на поверхности выделенных из крови нейтрофилов реагирует значительно менее интенсивно, чем в ответ на *Staphylococcus aureus* [Dudte S.C., Hinnebusch B.J., Shannon J.G.. 2017]. Это может быть связано с наличием активных при фагоцитозе специфических антител к антигенам золотистого стафилококка в крови любого взрослого человека, в то время как антитела, активные при фагоцитозе чумного микроба, в крови не привитых против чумы людей, видимо, отсутствуют. Однако не изучалось влияние противочумной вакцинации на способность опсонизированных клеток чумного микроба изменять экспрессию CD16 в условиях *in vitro* на поверхности нейтрофилов цельной крови человека.

Цель - исследовать возможность оценки у людей поствакцинального противочумного иммунитета путём определения уровня экспрессии триггера иммунного фагоцитоза и нетоза

(FcγRIIIb) нейтрофилами крови человека, взаимодействующими *in vitro* с убитыми клетками *Yersinia pestis* (микробный пестин).

Наблюдали за 40 лицами, вакцинированными против чумы. С помощью проточной цитометрии дифференцировали по светорассеянию в крови лимфоциты, моноциты и гранулоциты, а затем по маркеру CD16 определяли в суммарной гранулоцитарной популяции относительное содержание активированных пестином нейтрофилов, изменяющих *in vitro* свой фенотип с CD16+ «bright» на CD16+ «dim». Индивидуальные значения коэффициентов стимуляции иммунного фагоцитоза вычисляли через 1, 6 и 12 месяцев после вакцинации. Кроме того, с помощью четырёхцветного реагента меченых моноклональных анатител Cyto-Stat CD45-FITC, CD4-PE, CD8-ECD, CD3-PC5 (Backman Coulter, USA) определяли в крови каждого из доноров относительное содержание CD4+ и CD8+ Т–лимфоцитов для вычисления значений иммунорегуляторных индексов Th/Tcyt (ИРИ). Исследования проводили на проточном цитометре CyAn ADP DakoCytomation (Дания) с программным обеспечением Summit v. 4.3 Built 2445.

Нейтрофилы крови не привитых против чумы людей слабо реагировали на пестин по маркеру CD16. Реакция усиливалась после вакцинации, что свидетельствовало о появлении в крови IgG к специфическим антигенам *Y. pestis*, стимулирующих иммунный фагоцитоз и/или нетоз. По исследуемому показателю выявлены индивидуальные различия в уровне реактивности нейтрофилов крови у лиц с исходно нормальными (1,5) и пониженными (менее 1,0) значениями ИРИ. Через год после вакцинации реактивность FcγRIIIb нейтрофилов крови в ответ на микробный пестин сохранялась на уровне, который был вдвое ниже, чем через 1 и 6 месяцев после прививки.

Полученные результаты могут быть основанием для разработки нового теста *in vitro*, оценивающего уровень поствакцинального противочумного иммунитета у людей по реакции FcγRIIIb нейтрофилов, которые являются, созданными самой природой, сенсорами специфических IgG, формирующих иммунные комплексы с антигенами на поверхности инфекционного агента.

Логвиненко О.В., Ракитина Е.Л., Костюченко М.В., Рязанова А.Г., Буравцева Н.П., Пономаренко Д.Г.

ПЕРСПЕКТИВЫ ИСПОЛЬЗОВАНИЯ ТЕСТА АКТИВАЦИИ БАЗОФИЛОВ И МЕТОДА ПРОТОЧНОЙ ЦИТОФЛЮОРИМЕТРИИ ДЛЯ ОЦЕНКИ УРОВНЯ ФАКТИЧЕСКОЙ ПРИВИТОСТИ ЛИЦ ПОСЛЕ ВАКЦИНАЦИИ ПРОТИВ СИБИРСКОЙ ЯЗВЫ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Согласно действующим СП 3.1.7.2629-10 «Профилактика сибирской язвы» вакцинация против сибирской язвы в плановом порядке подлежат лица, по роду деятельности подвергающиеся риску заражения сибирской язвой в процессе манипуляций с материалами, подозрительными на обсемененность возбудителем, или при работе с культурами *Bacillus anthracis.*

К контингентам риска, подлежащим профилактическим прививкам, относятся: зооветеринарные специалисты и другие лица, профессионально занятые предубойным содержанием скота, а также убоем, снятием шкур, разделкой туш; сбором, хранением, транспортировкой и первичной переработкой сырья животного происхождения; сотрудники лабораторий, работающие с материалом, подозрительным на зараженность возбудителем сибирской язвы.

В отношении вышеперечисленных категорий лиц должен проводиться мониторинг эффективности иммунопрофилактики. Для большинства вакциноуправляемых инфекций

(корь, краснуха, патротит, вирусные гепатиты), определены критерии иммунологической перестройки организма (уровень титров антител в сыворотке крови; выраженность реакции клеточного иммунитета, определяемая *in vitro* и *in vivo*), свидетельствующий об эффективности проведенной иммунизации. Для сибирской язвы, несмотря на большой объем исследований, проведенных в этом направлении, вопрос оценки эффективности вакцинации остается практически не изученным.

Из литературных источников известно, что при взаимодействии организма с антигенами формируется сенсибилизация, то есть явление повышенной специфической чувствительности, которое используется в лабораторной диагностике как маркер, указывающий на имевшийся контакт организма с чужеродными субстанциями. Наиболее перспективными в этом плане являются базофилы – клетки, на мембране которых адсорбированы молекулы IgE, комплементарные антигену. Взаимодействие аллергена с IgE на поверхности базофилов инициирует каскад ферментных реакций, приводящих к дегрануляции эффекторной клетки с экспрессией маркера клеточной перестройки – мембранного гликопротеина базофильных гранулоцитов – CD63. Специфическая особенность базофилов реагировать подобным образом при взаимодействии с аллергенами в условиях *in vitro* стала основой для разработки нового методического подхода для оценки напряженности иммунитета при вакцинации против сибирской язвы.

Цель исследований – оценить возможность и перспективу использования теста активации базофилов и метода проточной цитофлюориметрии для оценки уровня фактической привитости лиц, после вакцинации против сибирской язвы.

Обследовали 28 добровольцев, 10 – вакцинированных против сибирской язвы по эпидемиическим показаниям («Вакцина сибиреязвенная живая сухая», НИИМ Минобороны России, г. Киров), через 21 сутки после иммунизации и 18 человек не больных, не переболевших сибирской язвой и не вакцинированных против этой инфекции (сравнительный контроль, лица неиммунные к *Bacillus anthracis*).

Все обследуемые дали добровольное информированное согласие на участие в настоящих исследованиях (согласно Федеральному закону «Об основах охраны здоровья граждан в РФ» от 21.11.2011 № 323-ФЗ, ред. от 03.08.2018).

Материалом для исследования была кровь, стабилизированная ЭДТА. Для определения исходного (фон) количества CD63-позитивных базофилов ($CD63^{+}BAS$) и после аллергенспецифической активации применяли набор реагентов для постановки теста активации базофилов – Flow CAST (Buhlmann laboratories, Швейцария). В качестве специфического аллергена использовали антраксин (ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора). Цитометрические исследования проводили на проточном цитофлуориметре FACS Calibur (Becton Dikinson, США).

Математическую и статистическую обработку полученных результатов проводили с использованием программы Microsoft Excel 2010.

При *in vitro* стимуляции антраксином базофилов крови лиц из контрольной группы, полученные значения находились в диапазоне – 2,60 - 9,83 %. При обследовании добровольцев, вакцинированных против *Bacillus anthracis* (обследованных на 21 сут после иммунизации) значения результатов тестирования с использованием теста активации базофилов и проточно-цитометрического анализа были в пределах от 10,9 до 30,03 %. Числовое значение, принятое на основании экспериментальных данных в качестве критерия наличия специфической сенсибилизации к возбудителю сибирской язвы (положительный результат теста, порог клинического решения) – количество CD63+BAS в пробе исследуемой крови, после стимуляции антраксином в условиях *in vitro*, должно составлять 10 % и более.

Использование теста антигенной активации базофилов с антраксином для выявления специфической сенсибилизации у лиц, вакцинированных против сибирской язвы, показал наличие положительного результата CAST, на 21 сутки после иммунизации у всех обследованных. Фоновые значения составили в среднем 3,16 (0 ÷ 11,43) %, при активации антраксином показатели интенсивности экспрессии маркера дегрануляции базофилов были в диапазоне – 12,39-41,46 %. Результаты аллерготестирования у вакцинированных против сибирской язвы, были в среднем 17,86 % (10,9 ÷ 30,03 %)

Проведенные исследования показали, что у всех привитых (100 %) отмечается формирование реагин-опосредованной сенсибилизации к антигенам возбудителя сибирской язвы. У лиц, неимунных к *Bacillus anthracis*, не наблюдается статистически значимого увеличения интенсивности активации базофилов в ответ на стимуляцию специфическим антигеном. Анализ данных указывают на реальную возможность и перспективу использования теста антигенной активации базофилов и технологии проточной цитофлюориметрии для оценки уровня фактической привитости лиц после вакцинации против сибирской язвы.

Петровская О.В.[1], Шахова Т.А.[1], Пневский Ю.А.[1], Кротова И.Ю.[1], Пасечник О.А.[2]

ПРОФИЛАКТИКА БЕШЕНСТВА В ОМСКОЙ ОБЛАСТИ

[1]Управление Роспотребнадзора по Омской области, Омск, Россия;
[2]Омский государственный медицинский университет, Омск, Россия

Бешенство остается широко распространенной глобальной угрозой. По данным Всемирной организации здравоохранения, заболевание людей бешенством регистрируется более чем в двух третьих стран мира, половина населения мира проживает в эндемичных регионах. Самым высоким риском заболевания и смертности людей от бешенства характеризуются страны Африки и Юго-Восточной Азии, на которые приходится 95% мировой статистики бешенства.

Целью исследования явилось изучение эпизоотических проявлений бешенства на территории Омской области, а также оценка эффективности мероприятий, направленных на профилактику заболевания людей гидрофобией.

Дизайн исследования – наблюдательное описательно-оценочное эпидемиологическое исследование. Материалом для исследования явились данные форм федерального статистического наблюдения.

В 2018 году на территории Омской области зарегистрировано семь лабораторно подтвержденных эпизоотических очагов бешенства в четырех муниципальных районах, что меньше чем в 2017 году, когда на территории шести муниципальных районов и г. Омска было зарегистрировано 10 эпизоотических очагов.

Эпизоотический процесс поддерживается за счет циркуляции вируса бешенства на территории природных очагов среди диких животных, на долю которых пришлось 43% случаев (3 случая от общего числа выявленных больных животных).

В эпизоотию вовлечены сельскохозяйственные животные - в четырех случаях источником инфекции явился крупный рогатый скот (57 %).

За период с января по декабрь 2018 года за медицинской помощью в лечебно-профилактические организации Омской области по поводу травм и укусов, полученных от животных, обратились 4171 человек, из них 35,4 % дети до 17 лет (1479 чел.).

Показатель обращаемости составил 212,8 на 100 тысяч населения, что на 4 % меньше в сравнении с аналогичным показателем предыдущего года (2017 г. – 221,1) и не превысил показатель по РФ (262,61 на 100 тысяч населения).

Показатель обращаемости детей до 17 лет уменьшился на 10 % в сравнении с прошлым годом, составив 363,4 на 100 тысяч населения (2017 г. - 404,5), что ниже показателя по России (407,26 на 100 тысяч населения).

В 13 муниципальных образованиях показатель обращений за антирабической помощью превышал среднеобластной показатель, при этом он варьировал от 215,1 на 100 тысяч населения в Называевском районе до 331,3 на 100 тысяч населения в Седельниковском районе.

Доля лиц, пострадавших от диких животных составила 5,9 % или 248 человек (2017 г. - 5,5 %), показатель обращаемости за медицинской помощью составил 12,6 на 100 тысяч населения против 12,1 в 2017 году.

В 2018 году в плановом порядке вакцинировано против бешенства 532 человека, профессиональная деятельность которых связана с риском заражения вирусом бешенства, что достигло запланированного показателя.

Мероприятия по профилактике бешенства в Омской области проводятся в соответствии с действующими нормативными правовыми документами и «Комплексным планом мероприятий по предупреждению возникновения на территории Омской области очагов гриппа птиц, ящура животных, бешенства животных и предупреждения заболеваний среди людей на 2018 - 2021 гг.», утвержденным Министром сельского хозяйства и продовольствия Омской области.

Профилактика бешенства среди животных в муниципальных районах области и городе Омске регламентирована нормативными правовыми актами, направленными на корректировку численности безнадзорных животных, отлов безнадзорных животных и их временное содержание.

В рамках системы эпидемиологического надзора за бешенством Управлением Роспотребнадзора по Омской области осуществляется мониторинг и оперативный анализ качества оказания антирабической помощи населению, а также совместно с ветеринарной службой проводится комплекс профилактических и противоэпидемических мероприятий в эпизоотических очагах бешенства.

За последние 14 лет случаев заболевания людей бешенством в Омской области не зарегистрировано (последний случай в 2004 году).

Таким образом, Омская область находится на территории активных природных очагов бешенства, где ежегодно выявляются эпизоотические очаги, сформированные больными бешенством дикими и сельскохозяйственными животными. Проводимые профилактические и противоэпидемические мероприятия позволяют предупредить случаи заболевания людей бешенством.

Пирожков М.К., Галиакбарова А.А.

ИММУНОПРОФИЛАКТИКА ЭШЕРИХИОЗА ЖИВОТНЫХ

ФГБУ «Всероссийский государственный Центр качества и стандартизации лекарственных средств для животных и кормов» (ФГБУ «ВГНКИ»),
Москва, Россия

Увеличение производства продуктов животноводства в значительной степени связано с сохранностью поголовья и, в первую очередь, молодняка, на который приходятся наибольшие потери от инфекционных заболеваний.

Высокая заболеваемость и летальность молодняка от эшерихиоза наносит значительный экономический ущерб, складывающийся из потерь от сокращения поголовья, затрат на лечение больных животных и потерь от снижения продуктивности переболевших особей.

Колонизация возбудителем тонкого отдела кишечника является обязательным этапом развития колибактериоза любой формы. Эшерихии с помощью адгезивных антигенов прочно связываются с ворсинками слизистой кишечника. Клетки, не имеющие адгезивных антигенов, удаляются со слизистой движением кормовых масс. Таким образом, адгезивным антигенам эшерихий принадлежит ведущая роль в патогенезе болезни.

Не менее значима роль энтеро- и веротоксинов *E.coli*, которые накапливаются в кишечнике. Установлено, что штаммы с адгезинами, как правило, продуцируют и эти токсины.

Лечение и профилактика эшерихиоза осложнены двумя основными факторами – широкой вариабельностью свойств и множественной устойчивостью возбудителя к различным антибактериальным препаратам, а также недостаточной изученностью молекулярно-генетических структур эшерихий, ответственных за их патогенные и иммуногенные свойства.

Поэтому целесообразным и широко применяемым методом борьбы с колибактериозом являются специфическая профилактика и иммунотерапия животных, обеспечивающие не только устойчивость молодняка к патогенному действию эшерихий, но и снижение носительства энтеропатогенных штаммов эшерихий у здоровых и взрослых животных.

Совершенствование средств специфической профилактики и иммунотерапии эшерихиоза все еще остается актуальной проблемой, для решения которой требуется комплексный подход в изучении биологических, иммуногенных свойств возбудителя, факторов его патогенности, разработке технологии получения из бактериальных клеток протективных антигенов и определение их оптимального соотношения и концентрации в готовом препарате.

Известно, что иммуногенная активность вакцин против колибактериоза молодняка сельскохозяйственных животных определяется главным образом содержанием в них адгезивных антигенов К88 (F4), К99 (F5), 987Р (F6), F41, Att25, F18, а также наличием анатоксинов эшерихий.

Адгезивные антигены, энтеро- и веротоксины в силу своего белкового происхождения обладают высокой иммуногенностью.

Вакцины, изготовленные на основе адгезивных антигенов и анатоксинов, универсальны для животных разных видов и любого региона.

В настоящее время для специфической профилактики эшерихиоза животных разработаны и широко применяются в хозяйствах РФ следующие биологические препараты. Вакцина против эшерихиоза животных (Коли-Вак К88, К99, 987Р, F41, ТЛ- и ТС-анатоксины) представляет собой комплексный препарат, содержащий антигены: адгезивные – К88, К99, 987Р, F41; соматические; полисахаридные капсульные, термолабильный и термостабильный анатоксины, инактивант и адьювант.

В последнее время выделена обширная группа энтерогеморрагических эшерихий, образующих веротоксины (VT1 и VT2). В процессе работы из числа исследованных штаммов нами отобраны продуценты веротоксинов, вызывающие геморрагический колит и диарею у телят, диарею и отечную болезнь у поросят и являющиеся причиной тяжелых желудочно-кишечных заболеваний у людей. Два штамма селекционированы как активные продуценты соответственно VT1 и VT2 токсинов и один – как продуцент обоих типов токсинов.

Вакцина против эшерихиоза животных (Вероколивак К88, К99, 987Р, F41, ТЛ-, ТС-, VT1 и VT2 анатоксины) явилась логическим продолжением исследований по получению современного универсального препарата нового поколения, активными компонентами которого помимо вышеперечисленных протективных антигенов являются VT1 и VT2 анатоксины.

Экспериментально установлена оптимальная концентрация в вакцинах адгезивных антигенов и анатоксинов, характеризующаяся соответственно для каждого адгезина титром в РДП не менее 1:8, для анатоксинов – 1:4.

Разработанный промышленный способ выделения из бактериальных клеток эшерихий адгезивных антигенов методом тепловой обработки и веротоксинов путем обработки культур полимиксином В, обеспечивающим выход бактериальных белков из периплазматического пространства и появление VT1 и VT2 токсинов в бесклеточных субстратах, а также количественный метод контроля их содержания на всех стадиях получения вакцин обеспечивает выпуск высокоиммуногенных и специфичных препаратов. Широкий спектр иммунологически важных компонентов в вакцинах позволяет применять их во всех регионах страны с целью профилактики эшерихиоза животных различных видов.

Вакцины применяют в хозяйствах, неблагополучных по эшерихиозу, для вакцинации беременных животных за 1,5-2 месяца до родов, а также поросят и ягнят перед отъемом.

Применение вакцин на маточном поголовье сельскохозяйственных животных в хозяйствах РФ обеспечивает формирование у новорожденных колострального иммунитета высокой

напряженности и сохранность более 90 % приплода, а также защищает более 92 % поросят и ягнят после отъема от заболевания эшерихиозом.

Таким образом, можно заключить, что вакцины вызывают формирование стойкого гуморального, колострального и антитоксического иммунитета, обеспечивая в крови и молозиве иммунизированных животных синтез специфических антител, ингибирующих тем самым колонизацию возбудителя в кишечнике новорожденных животных и нейтрализующих действие эндо- и экзотоксинов эшерихий.

Половинкина В.С., Корнева А.В., Войткова В.В., Дубровина В.И., Ястремская К.Ю., Марков Е.Ю., Николаев В.Б., Иванова Т.А.

ПРОДУКЦИЯ ЦИТОКИНОВ КЛЕТКАМИ ЭКСПЕРИМЕНТАЛЬНЫХ ЖИВОТНЫХ, ИММУНИЗИРОВАННЫХ СУБКЛЕТОЧНЫМИ ФРАКЦИЯМИ ЧУМНОГО МИКРОБА

ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора,
Иркутск, Россия

Чума – особо опасное инфекционное заболевание, возбудителем которого является *Yersinia pestis*. Наличие активных природных очагов чумы на территории Российской Федерации, неоднократный завоз этой инфекции из стран Юго-Восточной Азии, обусловливают необходимость разработки надёжных средств специфической профилактики.

При создании современных препаратов и вакцин против чумы необходимо учитывать особенности развития инфекции, способность чумного микроба подавлять реакцию врожденного иммунитета хозяина и уклоняться от иммунологического надзора организма. С учетом этих данных, перспективным направлением специфической профилактики чумы является использование препаратов, несущих так называемые патоген-ассоциированные молекулярные структуры (pathogen associate molecular patterns – PAMPs), которые распознаются специфическими рецепторами – образ распознающими рецепторами (pattern recognition receptors – PRRs), участвующими в активации компонентов врожденного иммунитета.

В связи с тем, что часть протективных антигенов локализована в поверхностных структурах клеток чумного микроба, ранее нами был получен комплексный препарат, состоящий из F1-антигена, клеточных оболочек (КО) *Y. pestis*, которые содержат в своем составе белки наружной мембраны, липополисахарид, пептидогликан и другие PAMPs. Данный препарат обладал высокой протективной активностью в тестах активной защиты белых мышей. Адъюванты, вошедшие в состав комплексного препарата, тотальная ДНК (тДНК) *Y. pestis* и синтетический мурамилдипептид (МДП) («Calbiochem», США), представляют собой лиганды PRRs: TLRs и NLRs подобных рецепторов.

В процессе работы изучено влияние экспериментальных препаратов на основе F1-антигена, клеточных оболочек и тДНК, а также МДП на продукцию цитокинов иммунокомпетентными клетками экспериментальных животных.

В качестве источника F1-антигена, клеточных оболочек и тДНК использовали штамм *Y. pestis* EV НИИЭГ. Антигенный комплекс (КО+F1) получали путем механического смешивания клеточных стенок и F1-антигена *Y. pestis* EV в соотношении 1:1 (по сухому весу) (Патент на изобретение № 2248217 RU, МПК7 A 61 K 39/02, C 12 P 21/00. 2005). В качестве адъюванта использовали синтетический МДП («Calbiochem», США) и суммарную ДНК, полученную нами из клеток *Y. pestis* EV.

Опыты проводили на 72 сертифицированных (НПО «Вектор», г. Новосибирск) белых беспородных мышах массой 18–20 г.

Подопытных животных распределили на восемь групп. Белым мышам шести опытных групп подкожно вводили следующие препараты: КО+F1 (2,5 мкг/0,2 мл забуференного физиологического раствора, ЗФР); тДНК (по 2,5 мкг/0,2 мл ЗФР); МДП (по 2,5 мкг/0,2 мл ЗФР); КО+F1+тДНК (по 2,5 мкг+2,5 мкг/0,2 мл ЗФР соответственно); КО+F1+МДП (по 2,5 мкг+2,5 мкг/0,2 мл ЗФР соответственно); КО+F1+тДНК+МДП (по 2,5 мкг + 2,5 мкг + 2,5 мкг/0,2 мл ЗФР соответственно). Контролем служили интактные животные. Забор крови у экспериментальных животных всех групп осуществлялся на 3, 7 и 21 сутки, после инокуляции препаратов. Плазму крови получали центрифугированием при 13000 об./мин при 4 °С в течение 10 мин.

Содержание IL-1α, IL-1β, IL-2, IL-4, IL-5, IL-6, IL-10, IL-12 (p40), IL-12 (p70), IL-15 , IL-18, TNFα, IFNγ, M-CSF, GM-CSF, Basic FGF, LIF, PDGF-BB, VEGF, MIP-2, MIG в плазме крови оценивали на 3, 7 и 21 сутки после инокуляции животным исследуемых препаратов, методом проточной флуориметрии на двулучевом лазерном автоматизированном анализаторе Bio-Plex 200 System (Bio-Rad, США). В работе использовали коммерческие тест-системы: Bio-Plex Pro Mouse Cytokine Standard Group I 23-Plex, Bio-Plex Pro Mouse Cytokine Standard Group II 9-Plex, Calibration Bead Set. Обработку данных осуществляли с помощью программы Bio-Plex Manager 5.0 Properties. Анализ содержания цитокинов в плазме крови проводили в трех повторах, при этом значения цитокинов в стандартных калибровочных разведениях, в контрольных и тестируемых образцах, были воспроизводимы. Концентрацию цитокинов в плазме крови выражали в пкг/мл. Статистическую обработку данных проводили при помощи стандартного пакета прикладных программ «Statistica» (версия 6) с использованием U-критерия Манна-Уитни. Различия считали достоверными при уровне значимости $P < 0,05$.

Показан стимулирующий эффект всех исследованных препаратов на продукцию цитокинов IL-1β, IL-2, IL-4, IL-5, IL-6, IL-10, IL-12 (p40), IL-12 (p70), IL-18, TNF-α, IFN-γ, M-CSF, GM-CSF, PDGF-BB, VEGF, MIG.

Таким образом, можно предположить, что комплексный препарат на основе F1-антигена и клеточных оболочек *Y. pestis* EV в сочетании с адъювантами (тДНК чумного микроба, МДП) стимулирует рецепторы TLR2, NLR2, TLR9 и TLR4, которые являются активаторами сигнальных путей синтеза цитокинов. Кроме того, экспериментальный препарат в сочетании с адъювантами оказывает разнонаправленный иммуномодулирующий эффект на клетки макроорганизма, что выражается сбалансированной продукцией про- и противовоспалительных цитокинов. Наибольшие показатели активации продукции провоспалительных цитокинов установлены на 3 сутки. Антигенный комплекс КО+F1, ДНК и МДП на 3 и 7 сутки развития иммунного ответа обладает более выраженным стимулирующим действием на продукцию IFN-γ и IL-12 (p40), по сравнению с КО+F1, ДНК. В свою очередь начало выработки противовоспалительного цитокина IL-10 на 7 сутки препятствует чрезмерному росту показателей воспалительного процесса, вызванного продукцией провоспалительных цитокинов.

Концентрация цитокинов GM-CSF и IL-12 (p70) статистически значимо увеличивались после инокуляции всех выше перечисленных экспериментальных препаратов. Однако в уровне цитокинов IL-1α, MIP-2, LIF, Basic FGF, IL-15 в сыворотках крови мышей контрольной и опытных групп достоверных различий не наблюдалось.

Показано, что исследованные препараты в сочетании с адъювантами оказывают стимулирующее действие на синтез медиаторов иммунного ответа. Полученные результаты свидетельствуют о возможности применения F1+КО, тДНК *Y. pestis* в сочетании с МДП в качестве компонентов для конструирования химических вакцин.

Рябов С.В.

К ВОПРОСУ О НЕСПЕЦИФИЧЕСКОЙ ПРОФИЛАКТИКЕ СОЧЕТАННЫХ ПРИРОДНЫХ ОЧАГОВ ЗООНОЗНЫХ ИНФЕКЦИЙ В ТАЕЖНОЙ ГЕОГРАФИЧЕСКОЙ ЗОНЕ

ФБУН НИИ дезинфектологии Роспотребнадзора,
Москва, Россия

На территории Российской Федерации установлено наличие сочетанных природных очагов зоонозных инфекций бактериальной, вирусной, риккетсиозной и протозойной этиологии. Сочетанные очаги обладают повышенной эпидемиологической опасностью, так как смешанная паразитарная система, включающая синантропных (серые крысы, домовые мыши) и экзоантропных (лесные полевки, полевые или лесные мыши и др.) грызунов, кровососущих членистоногих (блохи, клещи и т.д.) способствует их эпизоотологической активности. Для многих регионов России проведение неспецифических профилактических мероприятий в сочетанных природных и антропоургических очагах зоонозных инфекций является актуальной задачей.

Анализ ситуации по неспецифической профилактике сочетанных природных очагов показал, что проблема их оздоровления разработана недостаточно. Неспецифическая профилактика природно-очаговых инфекций решается в основном с помощью проведения химических дератизационных мероприятий на объектах населенного пункта. В то время как в современной эпидемиологической обстановке актуален интегрированный подход, обеспечивающий оздоровление природных очагов. Перспективной моделью для реализации системного подхода и разработки интегрированного метода оздоровления сочетанных природных очагов является островная Сахалинская область. Разработанные тактические и методические приемы оздоровления очаговых территорий о. Сахалин носят универсальный характер и могут найти применение для решения аналогичных задач в других регионах, расположенных в таежной географической зоне Российской Федерации.

Длительный противоэпидемический эффект обеспечивает дифференцированный подход к исследованию территории природного очага. Дифференцирование территории сочетанных природных очагов инфекций, общих для человека и грызунов происходит в процессе эпизоотологического мониторинга. По его результатам оценивают потенциальную опасность заражения человека природно-очаговыми инфекциями, уровень инфицированности и численность грызунов, а также определяют их видовой состав, места наибольшей концентрации, распределение по ландшафтам.

На основании анализа полученных данных определяют сроки, объем (площадь и кратность), места проведения, дератизационных мероприятий в природных, антропоургических и природно-антропоургических очагах.

Современная тактика и стратегия профилактики природно-очаговых болезней (природных, антропоургических и природно-антропоургических очагов) на островной территории зависит от эпизоотической активности предгорно-ручьевых, городских, смешанных ландшафтных вариантов природных очагов инфекционных болезней.

На стыке антропогенного и природного ландшафтов формируются смешанные сочетанные очаги природно-антропоургического типа. Территории, которые занимают очаги, с одной стороны граничат с окраиной города, обычно представляющей собой частный сектор, а с другой – с природным очагом. В очагах обычно встречаются домовая мышь, серая крыса, красносерая и красная полевки, восточноазиатская мышь, среди которых установлена циркуляция возбудителей туляремии, лептоспироза, псевдотуберкулеза, кишечного иерсиниоза, клещевого вирусного энцефалита, клещевого боррелиоза.

Грызуны, населяющие эту территорию, разнообразны по видовому составу, имеют высокий уровень инфицированности и численности, не испытывают недостатка в кормах и местах размножения. Степень потенциальной эпидемической опасности очагов очень высока.

Трудность оздоровления этих территорий в том, что состав грызунов природно-антропоургических очагов постоянно пополняется грызунами, мигрирующими на эту территорию из природы или из города. Большую эпидемиологическую опасность представляют кочующие из природы в город и обратно серые крысы. На территории природно-антропоургического очага, находящегося на пике эпизоотической активности, риск заражения той или иной инфекцией очень высок. Вследствие этого среди населения могут возникать вспышки зоонозных болезней. Поэтому на участках природно-антропоургического очага существует необходимость постоянного проведения мер сдерживающих, с помощью дератизационных и дезинсекционных мероприятий, рост численности носителей и переносчиков возбудителей инфекционных болезней. Объем дератизационных мероприятий прямо зависит от результатов эпизоотологического мониторинга. При этом снижение потенциальной эпизоотической опасности очаговых территорий должно основываться на оперативном прогнозировании численности грызунов-источников возбудителей опасных инфекций, а также на сосредоточение профилактических мероприятий на участках с высокой эпидемической опасностью.

Учитывая эпидемиологическое значение природно-антропоургических очагов, дератизационные мероприятия осуществляют по методу барьерной дератизации в максимальных объемах. При этом используют современные дератизационные технологии на основе антикоагулянтов II поколения в форме контейнерных приманок в комплексе с новыми средствами острого характера действия, например, родентицидные средства в виде мягких брикетов на альфа-хлоралозе.

Одним из наиболее перспективных путей оздоровления, сочетанных природно-антропоургических очагов и обеспечения длительного противоэпидемического эффекта, является заблаговременная профилактика граничащих с ними территорий антропоургических и природных очагов.

Сергеев А.Г.[1,2], Быков И.П.[1], Мищенко В.А.[1], Задорожная И.А.[1], Шлыкова Г.И. [3]

ПОПУЛЯЦИОННЫЙ ИММУНИТЕТ В МЕГАПОЛИСЕ В УСЛОВИЯХ МАССОВОЙ ВАКЦИНОПРОФИЛАКТИКИ КЛЕЩЕВОГО ВИРУСНОГО ЭНЦЕФАЛИТА

[1]ФБУН «Екатеринбургский НИИ вирусных инфекций» Роспотребнадзора, Екатеринбург, Россиия;
[2]ФБОУ ВО «Уральский государственный медицинский университет» Минздрава РФ, Екатеринбург, Россия;
[3]МО «Новая больница», Екатеринбург, Россия

Показатель привитости в 2017 году в г. Екатеринбурге в условиях массовой вакцинопрофилактики составил 90,4 %. При этом заболеваемость клещевым вирусным энцефалитом (КВЭ) жителей мегаполиса превысила областные показатели (среднемноголетний уровень заболеваемости составил 4,10 и 3,01 на 100 тыс. населения, соответственно). В данном случае особое значение приобретает изучение уровня популяционного иммунитета в зависимости от степени эндемичности региона, масштабов специфической профилактики и иммунного статуса населения.

Когортное исследование иммунологической структуры доноров г. Екатеринбурга (486 чел.) было проведено нами до и после эпидемического сезона КВЭ (май и октябрь 2017 года). Как показали результаты исследований, весной, антитела к вирусу клещевого энцефалита (ВКЭ) в защитном титре (1:100 и более по СП 3.1.3.2352-08) отсутствовали у трети обследованных (33,3 %). Однако, осенью, в 1,2 раза возросло количество проб с уровнем антител более

1:100. Как известно, популяционный иммунитет у населения эндемичной по КВЭ территории слагается из естественной иммунизации (латентная или инаппарантная форма инфекции), заболевания манифестной формой КВЭ и вакцинации. Сезонная вариабельность уровня гуморального иммунитета свидетельствует о значимой роли естественного «проэпидемичивания» населения, и в то же время инфекционной уязвимости трети трудоспособного контингента г. Екатеринбурга перед началом эпидемического сезона КВЭ, несмотря на высокий процент охвата вакцинацией.

Иная ситуация складывалась при исследовании сывороток больных с хронической неинфекционной патологией различных органов и систем, среди которых ведущую роль занимали заболевания сердечно-сосудистой системы и респираторного тракта. Защитный титр антител значимо не изменялся в течение рассматриваемого периода (60 и 64 %), что, вероятно, связано с наличием у этой категории наблюдаемых вторичных (приобретенных или индуцированных) иммунодефицитов, сопровождающихся характерными гематологическими нарушениями - лейкоцитопения, анемия, тромбоцитопения.

Таким образом, несмотря на высокий процент охвата вакцинацией, более трети населения г. Екатеринбурга к началу эпидемического сезона не имели защитного титра антител к ВКЭ.

Полученные данные свидетельствуют о необходимости дальнейшего изучения причин недостаточной защищенности населения от КВЭ в условиях массовой вакцинопрофилактики. По нашему мнению, необходим персонифицированный подход к оценке эффективности вакцинации – определение уровня гуморального иммунитета к ВКЭ и индивидуальное заключение о необходимости или безусловном проведении вакцинации/ревакцинации с целью защиты населения в целом от инфицирования или развития тяжелых форм болезни.

Скарнович М.А., Скарнович М.О., Бормотов Н.И., Шишкина Л.Н.

ИССЛЕДОВАНИЕ ЭФФЕКТИВНОСТИ ПРОТИВОВИРУСНЫХ ПРЕПАРАТОВ ПРИ ИНФИЦИРОВАНИИ КЛЕТОК MDCK ШТАММАМИ ВИРУСА ГРИППА A(H7N9), A(H5N1), A(H1N1) И A(H3N2)

ФБУН Государственный научный центр вирусологии и биотехнологии «Вектор» Роспотребнадзора,
Кольцово, Россия

Несмотря на определенные успехи вакцино- и химиопрофилактики, грипп остается одной из самый актуальных медицинских и социально-экономических проблем. Высокая инфекционность и постоянная мутация вируса гриппа А вследствие антигенного дрейфа или реассортации генов приводят к появлению новых вариантов различных субтипов вируса гриппа А, против которых у людей нет иммунитета. В связи с ежегодными эпидемиями гриппа, возможностью заражения людей вирусом гриппа животного происхождения и возникновением пандемий гриппа, остро встаёт вопрос о разработке, тестировании и выборе надёжных средств его профилактики и лечения.

Согласно рекомендациям ВОЗ, основным препаратом для лечения лиц, инфицированных различными субтипами вируса гриппа А, является Тамифлю. Среди отечественных препаратов, рекомендованных МЗ РФ для лечения гриппа, прежде всего гриппа A(H1N1)pdm09, названы Арбидол, Ингавирин, Кагоцел и Интерфероны.

Целью настоящей работы является изучение эффективности противовирусных препаратов (Тамифлю, Ремантадин и Ингавирин) в зависимости от доз и сроков их применения в экспериментах *in vitro* в отношении штаммов вируса гриппа субтипов A(H7N9), A(H5N1), A(H1N1) и A(H3N2).

С помощью адаптированного и модифицированного нами колориметрического метода определения оптической плотности раствора красителя, поглощенного живыми клетками в монослое, с использованием 96-луночных планшетов, проводили оценку цитотоксичности и противовирусной активности препаратов. По показателям оптической плотности рассчитывали 50 %-ю токсическую концентрацию (TC_{50}, в мкг/мл) и 50 %-ю ингибирующую концентрацию (IC_{50}, в мкг/мл) препарата. На основании этих показателей рассчитывали индекс селективности(SI) препарата: $SI=TC_{50}/IC_{50}$. На следующем этапе работы фенотипическая чувствительность штаммов вируса гриппа субтипов A(H7N9), A(H5N1), A(H1N1) и A(H3N2) к исследуемым противовирусным препаратам оценивалась по изменению их инфекционности (титров) в культуре клеток MDCK в присутствии препаратов.

Показано, что препарат Тамифлю (Озельтамивир) обладал высокой ингибирующей активностью в отношении штаммов вируса гриппа субтипов A(H7N9), A(H5N1), A(H1N1) и A(H3N2), поскольку с помощью колориметрического метода были определены его SI в диапазоне от 158 до 3846, а с помощью визуального метода показано достоверное снижение титров всех штаммов ВГ под влиянием этого препарата на 1,1-4,6 lg.

С помощью колориметрического метода была показана противовирусная активность Ремантадина в отношении штаммов вируса гриппа A/Chicken/Kurgan/05/2005 (H5N1) (SI=894) и A/Aichi/2/68 (H3N2) (SI=467), тогда как препарат Ингавирин не оказал ингибирующего влияния ни на один из исследованных штаммов вируса гриппа.

При использовании препаратов в нетоксических концентрациях *in vitro* с помощью визуального метода было обнаружено, что наибольшую ингибирующую активностью показал препарат Тамифлю для всех исследованных штаммов вируса гриппа субтипов A(H7N9), A(H5N1), A(H1N1) и A(H3N2), тогда как в присутствии Ремантадина и Ингавирина снижение титров вируса гриппа A(H7N9), A(H5N1) и A(H3N2)было менее выраженным, а в отношении штамма вируса гриппа A(H1N1) Ремантадин не проявлял никакой противовирусной активности.

Тюрин Е. А, Чекан Л. В.

РЕЗУЛЬТАТЫ ИСПЫТАНИЙ РАБОЧЕЙ И ЗАЩИТНОЙ ОДЕЖДЫ ДЛЯ ПРИМЕНЕНИЯ В ЛАБОРАТОРИЯХ РАЗНОГО УРОВНЯ ЗАЩИТЫ

ФБУН «Государственный научный центр прикладной микробиологии и биотехнологии» Роспотребнадзора,
п. Оболенск, Московская область, Россия

При работе с патогенными биологическими агентами (ПБА) в бактериологических лабораториях разного уровня защиты используют комплект защитной одежды, который должен соответствовать уровню биологической опасности, определяемой принадлежностью данного микроорганизма к группе патогенности или опасности, характером выполняемых манипуляций, потенциальной опасностью при работе с неизвестным возбудителем (объёмом, состоянием и концентрацией исследуемого материала).

Рабочая и защитная одежда для работы в бактериологических лабораториях на сегодняшний день изготавливается из бязи и является многоразовой. Обеззараживание одежды после использования проводят методами замачивания в растворе дезинфектанта, обеззараживания автоклавированием или комплексно. После окончания процедуры обеззараживания одним из указанных способов одежду стирают и возвращают в лабораторию для дальнейшего использования.

Новые ткани, появившиеся на рынке, в последнее время, обладают комфортностью. воздухопроницаемостью и высокой износостойкостью. Материал, из которого изготовлены изделия, обладает водоотталкивающими свойствами, что позволяет обеспечить более надёжную защиту

персонала от возможного проникновения микроорганизмов под одежду при возникновении аварийной ситуации и комфортность для исследователя при проведении работ с ПБА.

Современные ткани для пошива рабочей и защитной одежды должны обеспечивать защиту работника от проникновения микроорганизмов в случае их попадания на защитную одежду и обеспечивать комфортность исследователя, так как ткань должна быть «дышащей».

В качестве основной отделки новой одежды применяется АКВО – специальная отделка, которая обеспечивает тканям отличные кроводоотталкивающие и пятнозащитные свойства, а также защиту от брызг и грязи. Отделка АКВО не имеет цвета, запаха и неопределима на ощупь, минимизирует поверхностное трение, увеличивая срок службы ткани, не влияет на выцветание рисунка, выдерживает любые режимы автоклавирования и стирок, химчистку; глажение ткани со средней температурой лишь оптимизирует свойства защитного покрытия. Пролитая на поверхность ткани жидкость скатывается в капельку и легко удаляется. Уход за рекомендуемой тканью намного легче, чем за обычной хлопчатобумажной тканью, а защитная одежда не теряет способности «дышать».

Целью настоящей работы было проведение оценки и анализа свойств изделий и их элементов, изготовленных из ткани с отделкой АКВО.

В результате проведённой работы и с учётом рекомендаций для производителя, были изготовлены типовые комплекты рабочей и защитной одежды (противочумные халаты разной модификации, капюшон, шапочка, халат, комбинезон, пижама) из материалов нового поколения для работы в бактериологической лаборатории различного уровня с микроорганизмами. После изготовления изделия были переданы специалистам ГНЦ ПМБ для проведения испытаний.

Условия проведения испытаний для всех видов изделий и элементов одежды были следующие: работа с ПБА в течение рабочего дня в соответствии с требования СП 1.3.3118-13 (4 часа) и СП 1.3.2322-08 (4-6 часов) при постоянном разрежение воздушной среды минус 100-150 Па в «заразной» зоне лаборатории по отношению к внешней среде, повышенной влажности и при использовании рабочих растворов дезинфицирующих средств на основе перекиси водорода и аламинола. После окончания работы изделия обеззараживали одним из приведенных способов:

– замачиванием после работы в дезинфицирующем рабочем растворе 3 % перекиси водорода с 0,5 % ПАВ, в том числе при температуре плюс 50 ^{0}С;

– обработка паром в автоклаве типа АГП при температуре плюс 132 ^{0}С, 2 атм, 120 минут (при работе со споровой формой ПБА);

– в камере типа КДФ при температуре плюс 100 ^{0}С, 120 минут (при работе с вегетативными формами ПБА);

Испытаниям подвергались следующие изделия рабочей и защитной одежды и ее отдельных элементов:

– халат противочумный с завязками (ХЛ.20);
– халат противочумный с магнитами (ХЛ.20);
– халат противочумный с кнопками (ХЛ.20, ХЛ.21);
– халат с вшитым капюшоном и магнитными застежками (ХЛ.20);
– пижама с охлаждающим эффектом с карманом на правой стороне (КЛ.ФТ.07);
– комбинезон (КБ.Ш.7);
– шапочка медицинская (ШП.Р.3);
– капюшон (ШЛ.Р.14., ШЛ.Р.11.).

В результате испытаний рабочей и защитной одежды, ее отдельных элементов были получены следующие результаты.

Применение различных способов обеззараживания (погружение в дезинфицирующий раствор, обеззараживание паром при 100 ^{0}С или 132 ^{0}С и повышенном давлении) к изменениям размеров (длины и ширины) изделий, а также к каким-либо другим изменениям в структуре ткани или нарушении целостности всего изделия или его элементов не привело ни при одном из способов обеззараживания.

Используемая для изготовления рабочей и защитной одежды ткань с отделкой АКВО выдерживает многократное обеззараживание автоклавированием с предварительным замачиванием в растворах дезинфектантов, сохраняя первоначальный вид и барьерные свойства. Ткань может использоваться для изготовления комплектов защитной одежды для работы в бактериологической лаборатории для работ с микроорганизмами I–IV группы патогенности. Созданный комплект защитной одежды из ткани из непрерывных микрофиломентных нитей с заданными барьерными свойствами и отсутствием пылеворсоотделения отвечает санитарно-гигиеническим требованиям при условии проведения работы с ПБА в помещении с температурой 23–25 ^{0}С, что соответствует Санитарным правилам и нормам 2.2.4.548-96 «Гигиенические требования к микроклимату производственных помещений» и требованиям биологической безопасности при проведении работ с ПБА I-IV групп в лабораториях различного уровня защиты СП 1.3.3118-13, СП 1.3.2322-08. Работа выполнена в рамках некоммерческого соглашения № 005 от 30.04.2013 г.

Хабалова Н.Р., Бутаев А.К.

ПРОФИЛАКТИКА БЕШЕНСТВА В РСО-АЛАНИЯ

ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в РСО-Алания», Россия

Ежегодно по поводу укусов животных в медицинские организации РСО – Алания обращаются более 3 тысяч человек (чел.). На территории РСО – Алания (РСО-А) заболеваемость бешенством среди людей не регистрируется с 2008 года.

За антирабической помощью в 2018 году в лечебно-профилактические учреждения области обратились с укусами, оцарапываниями, ослюнениями 3548 чел. (504,5 на 100 тыс. населения), за аналогичный период 2017 года 3667 чел. (519,9 на 100 тыс. населения), в 2016 году чел. (510,6 на 100 тыс. населения). Число укусов дикими животными в 2018 году составило 110 чел., в 2017 году – 100, в 2016 году – 108 чел. Наибольшее количество укушенных зарегистрировано в городе Владикавказ, Пригородном и Правобережном районах РСО-А.

Среди диких животных, наносивших повреждения и ослюнения пострадавшим преимущественно встречались домашние декоративные грызуны (мыши, крысы, хомячки, морские свинки, кролики, нутрии и др.), обитатели зоопарков (обезьяны, медведи, гепарды, кабаны, пони, дельфины и др.), представители леса (ежи, лисы, волки, белки, зайцы, барсуки и др.). Часто повреждения наносят домашние сельско-хозяйственные животные (коровы, свиньи, лошади и др.).

Наибольшее количество обратившихся за антирабической помощью отмечается в праздничные, выходные дни и в весенне-летний период. В такие дни количество пострадавших достигает иногда до 50 чел. в день только по городу Владикавказ. В районах республика ситуация аналогичная. Лечебно-профилактические учреждения РСО-А в обязательном порядке оказывают антирабическую помощь пострадавшим. Обращающиеся в антирабические центры и кабинеты ЛПУ РСО-А пострадавшие от укусов животных, нуждающиеся в специфической антирабической помощи, получают её в 100 % случаях. Из числа лиц, пострадавших от укусов животных и обратившихся за медицинской помощью в ЛПУ республики антирабической помощью в 2018 году, было охвачено 3114 чел. (88,0 %). На стационарном лечении находились 308 чел. с тяжелыми повреждениями. Полный курс антирабической вакцинации получили 914 чел., неполный – 1892 чел., комбинированный – 308 чел. Из числа подлежащих вакцинации (3582): самовольно прекратили вакцинацию – 324 чел., из них 273 чел. – жители г. Владикавказа, категорически отказавшихся от антирабической вакцинации – 100 чел.. За 2018 г. по РСО-А от укусов домашних и безнадзорных животных пострадало 3548 чел., в том числе детей до 14 лет – 1212.

Удельный вес повреждений (укусов, ссадин, ослюнений) домашними животными составил 53,7 %, укусы опасной локализации – 38,5 %. Укусы дикими животными нанесены 110 жителям (3,1 %), из них дети до 14 лет – 44, в 2017 г. соответственно 100 и 43.

Антирабическая помощь населению оказывается «Центром антирабической помощи» на базе КБСМП и республиканской детской клинической больницы, а в районах – травматологическими (хирургическими) отделениями, кабинетами. Проводится эпизоотолого-эпидемиологическое расследование каждого случая обращения за антирабической помощью, а также очагов бешенства с составлением актов расследования и последующим информированием.

В целях профилактики профессиональных заболеваний в РСО-А ежегодно проводятся профилактические прививки против бешенства лицам, имеющим высокий риск заражения бешенством: ветеринарные работники, егеря, охотники, лесники, лица, выполняющие работы по отлову и содержанию животных. При проведении иммунизации в рамках национального календаря профилактических прививок по эпидемическим показаниям выполнение плана прививок против бешенства составило в 2014 году – 175 чел. (75,1 %); в 2015 году – 167 чел. (87,4 %); в 2016 году – 242 чел. (100 %); в 2017 году – 188 чел. (100 %); в 2018 году – 56 чел. (96,5 %).

Ведется строгий учет и регистрация очагов лабораторно подтвержденного бешенства среди животных на территории РСО-А, а также в полном объеме проводятся противоэпидемические мероприятия по недопущению возникновения случаев бешенства среди людей. Осуществляется тесное межведомственное взаимодействие с учреждениями ветеринарной службы. В случае лабораторного подтверждения случая заболевания бешенством среди животных методом люминесцентной микроскопии в патологическом материале от павшего животного (обнаружение «телец Бабеша-Негри» в отпечатках головного мозга) специалисты службы в течение 2 часов передают телефонограмму в отдел. Все очаги лабораторно подтвержденного бешенства среди животных на территории РСО-А также подлежат строгому учету и регистрации. За 2018 год в республике зарегистрировано 13 очагов бешенства: 2 случая – КРС, 1 – МРС, 2 – домашние и 2 – безнадзорные собаки, 2 – домашние и 3 – безнадзорные кошки, 1 – хомяк.

Неблагополучными по бешенству территориями РСО-А являются г. Владикавказ (7 очагов), Пригородный район (2 очага), в Моздокском, Дигорском и Ирафском районах РСО-А – по 1 очагу.

В республике силами ветеринарной службы проводится вакцинация домашних животных против бешенства. По данным Комитета охотничьего хозяйства РСО-А с целью профилактики бешенства не проведена оральная иммунизация диких плотоядных животных, в лесных массивах, так как не было поставок вакцины «Рабивак».

В 2016 году обновлен и утвержден «Комплексный план мероприятий по снижению заболеваемости бешенством среди животных и предупреждению заболеваемости людей в Республике Северная Осетия – Алания».

На всех административных территориях республики разработаны и реализуются районные программы по профилактике бешенства. Реализуются республиканские программы, утвержденные Постановлением Правительства РСО-А от 28.10.2013 № 398 «О государственной программе Республики Северная Осетия – Алания «Развитие здравоохранения Республики Северная Осетия – Алания на 2014-2020 годы» и Постановлением Правительства РСО – Алания от 28.10.2013 № 392 «Развитие сельского хозяйства и регулирование рынков сельскохозяйственной продукции, сырья и продовольствия» на 2014-2020 годы (Подпрограмма № 7 – «Обеспечение эпизоотологического, ветеринарно-санитарного благополучия в РСО – Алания» на 2014-2020 годы).

Проблемы борьбы с бешенством и вопросы оказания антирабической помощи населению республики обсуждались на заседаниях СПЭК Правительства РСО-А, а также на СПЭК в муниципальных образованиях республики, рассматривались на коллегии Управления Роспотребнадзора по РСО-А совместно с заинтересованными ведомствами и учреждениями. В целях профилактики бешенства среди людей отделом особо-опасных инфекций совместно с Управлением Роспотребнадзора по РСО-А регулярно осуществляются проверки лечебно-профилактических учреждений по оказанию антирабической помощи населению республики.

Хабалова Н.Р.[1], Бутаев А.К.[1], Букузарова Ф.Т.[2]

О ПРОФИЛАКТИКЕ ЯЩУРА В РЕСПУБЛИКЕ СЕВЕРНАЯ ОСЕТИЯ – АЛАНИЯ

[1]ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в РСО-Алания», Владикавказ, Россия;
[2]Управление Роспотребнадзора по Республике Северная Осетия-Алания, Владикавказ, Россия

Ящур – острая зоонозная антропургическая вирусная инфекция вызывающая специфические везикулезно-эрозивные поражения слизистых оболочек, кожных покровов и синдром интоксикации.

Ящур распространен на всех континентах, кроме Австралии и Северной Америки. По данным Международного эпизоотического бюро в последние годы ухудшается ситуация по ящуру в мире. Крупные вспышки были зарегистрированы в Монголии, Северной и Южной Корее, Японии, Тайване, Индии, Китае, Киргизии, Таджикистане, Казахстане. Постоянно неблагоприятная эпизоотологическая и эпидемиологическая обстановка по ящуру наблюдается в таких странах как Иран, Турция, Афганистан. В 2000-2001 гг. возникли очаги ящура в Англии и Нидерландах с угрозой распространения инфекции.

В нашей стране вспышки этого заболевания отмечались в 1941-1943 гг., 1952-1953 гг. и в 1965 году. Имеется тенденция к осложнению эпизоотологической ситуации и на территории Российской Федерации.

В Республике Северная Осетия – Алания заболеваемость ящуром среди людей не регистрируется. Последний случай заболевания ящуром среди животных был зарегистрирован более 30 лет назад.

Впервые заболевание у животного было описано в 1546 году Д. Фракасторо. Первое клиническое описание ящура у человека появилось в 1764 году. В 1897 году Ф. Лёффлер и П. Фрош доказали вирусную природу возбудителя ящура.

Возбудитель – РНК-геномный вирус рода *Aphtovirus*, семейства *Picornoviridae*, имеющий 7 серопитов (О, А, С, SAT-1, SAT-2, SAT-3, Азия - 1) каждый из которых включает множество субтипов (тип А – 32, тип О – 11, тип SAT-1 – 7, тип С – 5, тип SAT-3 – 4, тип SAT-2 – 3, тип Азия – 2 варианта). Все типы и варианты вируса обладают высокой вирулентностью и вызывают заболевания с одинаковой клинической картиной.

Наиболее широко распространены серотипы А, О, С. Тип Азия 1 выявлен только в азиатских странах. Серотипы SAT-1, SAT-2, SAT-3 регистрировались в странах Африки, среднего Востока и Турции. На территории нашей страны встречались только типы А и О.

Вирус устойчив во внешней среде: на шерсти животных сохраняется до 4 недель, на одежде – до 3,5 недель. Не погибает при низких температурах и при высушивании. Быстро уничтожается при нагревании, воздействии ультрафиолетовых лучей и дезинфицирующих растворов. Особенного внимания заслуживает выживаемость вируса в молоке, молочных продуктах, мясе, мясных продуктах. При пастеризации молока теряет жизнеспособность через 30 минут, при кипячении – через 5 минут. При комнатной температуре в засоленных и сохраняемых в рассоле продуктах вирус выживает до 50 дней. Вирус ящура устойчив к жирорастворимым веществам (эфиру, хлороформу), 0,5 - 1 % раствору карболовой кислоты, 2 - 3 % раствору креолина, 13 % раствору лизола. В качестве дезинфицирующих средств рекомендован 1 % раствор формалина, 2 % растворы щелочей, 1 % окись этилена.

Вирус отнесен ко II группе патогенности.

Резервуаром и источником инфекции в основном являются дикие и домашние копытные животные (крупный и мелкий рогатый скот, свиньи, лошади и др.), многие виды грызунов, собаки и кошки. Птицы резистентны к вирусу ящура, однако, их рассматривают как механических распространителей инфекции в процессе миграции и в домашних подворьях. Больные

животные выделяют вирус во внешнюю среду со слюной, молоком, испражнениями, мочой. Животные заразны на протяжении всей болезни. Животные-реконвалесценты долгое время могут быть вирусоносителями.

Основные механизмы передачи – контактный и контактно-бытовой, при попадании возбудителя на поврежденные кожные покровы или слизистые оболочки во время ухода за животными, непосредственном контакте с афтами больных животных, загрязненными подстилками, навозом, предметами ухода за животными. Возможен пищевой путь заражения с фекально-оральным механизмом передачи вируса через инфицированные молочные и мясные продукты. Не исключена возможность воздушно-пылевого инфицирования при вдыхании пылевой взвеси содержащей вирусы во время обработки шкур и шерсти.

Занос инфекции в отдаленные от неблагополучных районов хозяйства может произойти с фуражом, водой, предметами ухода за животными, молочными продуктами, овощами, шерстью, щетиной, шкурами животных ввиду высокой устойчивости вируса во внешней среде.

Естественная восприимчивость людей невысокая, постинфекционный иммунитет типоспецифичен и сохраняется до 1,5 лет. Инкубационный период заболевания от 2 до 21 дней, чаще 3-4 суток. Человек эпидемической опасности не представляет. Госпитализация больного человека обязательна на срок не менее 14 дней.

Лабораторная диагностика основана на серологических методах (РСК и РНГА в парных сыворотках с интервалом 7-8 дней). Биологическая проба ставится на морских свинках: в подушечки лапок втирается афтозное содержимое, взятое от больного, на месте втирания появляются афты.

Болезнь наблюдается повсеместно. Заболевания среди животных встречаются в виде эпизоотий, среди людей регистрируют спорадические случаи заболевания. Чаще болезнь носит профессиональный характер. В основном болеют работники животноводческой отрасли (доярки, пастухи, ветеринарный и зоотехнический персонал, рабочие мясокомбинатов, боен, предприятий по переработке животного сырья). В быту чаще болеют дети, обычно заражающиеся через молоко и молочные продукты.

С сотрудниками отдела особо опасных и природно-очаговых инфекций и специалистами лаборатории особо опасных и природно-очаговых инфекций регулярно проводятся тематические занятия на тему профилактики заболеваемости ящуром среди населения, определяются основные направления эпидемиологического надзора за ящуром и алгоритм мероприятий в эпидемическом очаге. Изучаются и анализируются документы Федеральной службы по надзору в сфере защиты прав потребителей и благополучия человека по профилактике заражения ящуром людей и животных. Разработана памятка по профилактике ящура для населения Республики Северная Осетия – Алания. Памятка размещена на официальном сайте организации http://www.fguz-osetia.ru. Подготовлена к печати и направлена в периодические издания республики статья о мерах профилактики ящура «Осторожно, ящур!».

С Управлением ветеринарии Республики Северная Осетия – Алания и в ГБУ «Республиканская ветеринарная станция по борьбе с особо опасными и незаразными болезнями животных» ведется непрерывное межведомственное взаимодействие, направленное на предупреждение заражения ящуром людей и животных, ведется контроль состояния эпизоотологической ситуации по ящуру среди животных в Республике Северная Осетия – Алания.

Совместно с сотрудниками отдела эпидемиологического надзора Управления Роспотребнадзора по РСО – Алания и Министерством Здравоохранения Республики Северная Осетия-Алания разработано, согласовано и утверждено информационное письмо для лечебно-профилактической сети РСО – Алания в котором подробно освещены меры профилактики заболеваемости среди населения, мероприятия в эпидемическом очаге, методы и этапы клинической, лабораторной диагностики и лечения особо опасных инфекций, в том числе ящура.

V. ИНФОРМАЦИОННЫЕ ТЕХНОЛОГИИ ПРИ ИЗУЧЕНИИ И МОНИТОРИНГЕ ИНФЕКЦИОННЫХ БОЛЕЗНЕЙ

Агапитов Д.С.[1] ,Зайцев А.А.[1], Гнусарева О.А.[1], Белова О.А.[1], Остапович В.В.[1], Сазонов А.В.[2], Дубянский В.М.[1]

ОЦЕНКА ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКИХ РИСКОВ ЗАБОЛЕВАНИЯ ЛЮДЕЙ ТУЛЯРЕМИЕЙ В СТАВРОПОЛЬСКОМ КРАЕ В НАСТОЯЩЕЕ ВРЕМЯ И ПУТИ ИХ МИНИМИЗАЦИИ

[1] ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия
[2] Управление Федеральной службы по надзору в сфере защиты прав потребителей и благополучия человека по Ставропольскому краю, Ставрополь, Россия

В последнее время произошла глубокая трансформация природных очагов туляремии степного типа, обусловленная хозяйственной деятельности человека. Благодаря профилактическим мероприятиям, направленным на выявление эпизоотий и вакцинации населения, регистрируются преимущественно спорадическая заболеваемость и редко - групповая [Арутюнов Ю.И. с соавт., 2011]. На территории Ставропольского края (СК) существует обширный и стойкий природный очаг туляремии степного типа, имеющий полигостальный и поливекторный характер, с эпидемическими осложнениями различной интенсивности [Левченко Б.И. с соавт., 2014]. Для предотвращения местных случаев заболевания туляремией в СК необходим полноценный эпидемиологический надзор и целенаправленные профилактические мероприятия.

Цель исследования состояла в количественной и качественной оценке эпидемиологической активности природного очага туляремии степного типа в СК с 2003 г. по I кв. 2017 г., для выработки тактики проведения профилактических и противоэпидемических мероприятий.

Эпидемиологические типы заболевания людей туляремией определяли в соответствии со специфическими механизмами заражения и факторами передачи инфекции, при которых произошло заражение [МУ 3.1.2007-05; СП 3.1.7.2642-10]. В процессе выполнения работы использованы статистические данные, материалы ежегодных Государственных докладов за период с 2003 г. по 2017 г.: «О санитарно - эпидемиологической обстановке в Ставропольском крае».

В природном очаге туляремии степного типа на территории СК в период с 2003- 2016 гг. заболеваемость в течение 9 лет колебалась в пределах от 1 до 12 случаев, но отсутствовала в 2006, 2008, 2010, 2015 и 2016 гг.

За это время было зарегистрировано 50 больных туляремией. Из них в 49 случаях инфицирование произошло на территории края. По сравнению с этим периодом только в I кв. 2017 г. количество зарегистрированных заболевших туляремией составило 42 человека, что указало на значительный рост заболеваемости за более короткий промежуток времени.

Случаи охотничье-пищевого эпидемиологического типа заболевания людей туляремией были связаны с охотой в период с 2004 г. по 2014 г. и I кв. 2017 г. в Изобильненском, Ипатовском, Красногвардейском, Петровском, Труновском, Туркменском и Шпаковском районах. В 34 из 35 случаев источником заражения послужили инфицированные возбудителем зайцы, что соответствует 97,1 %. Только один случай связан со снятием шкуры с убитого волка в Труновском районе в 2012 г.

Случаи бытового эпидемиологического типа заболевания людей туляремией были связаны с инфицированием в период с 2003 г. по 2014 г. и I кв. 2017 г. на территориях Андроповского, Георгиевского, Грачевского, Изобильненского, Ипатовского, Красногвардейского, Минераловодского, Петровского, Предгорного районов. Данный эпидемиологический тип встречался реже, чем предыдущий, но был распространен в большем количестве административных районов.

Случаи водного эпидемиологического типа заболевания людей туляремией были обусловлены разными источниками заражения. Наибольшее количество заболевших (25) зарегистрировано в результате использования инфицированной воды местных водопроводов (вариант А). В 2003 г. туляремией заболели три человека из с. Константиновское Петровского района, которые употребляли инфицированную воду из водопровода. В 2004 г. зарегистрировано 9 случаев заболевания в Грачевском районе. Групповое заболевание туляремией зарегистрировано среди жителей п. Новоспицевка Грачевского района. Инфицирование произошло при употреблении водопроводной родниковой воды, поступавшей из каптажа, эксплуатация которого не отвечала санитарно-гигиеническим требованиям. В I кв. 2017 г. случаи заболевания были связаны с употреблением инфицированной водопроводной воды в Петровском районе с. Константиновское (3), с. Николина Балка (1) и с. Донская Балка (9).

В 2007 г. пять случаев, обусловленных водным эпидемиологическим типом заболевания людей туляремией, было связано с купанием в открытых водоемах в период июня – августа в Красногвардейском (4) и Новоалександровском районах (1) (вариант Б).

Проведен анализ эпидемиологических типов заболевания людей туляремией на территории природного очага степного типа СК в период 2003-2014 гг. В 17 из 49 случаев (34,7 %) установлен водный тип заболевания людей, соответственно в 32,7 % бытовой и - 30,6 % случаев охотничье-пищевой типы заболевания людей. Трансмиссивный тип заболевания составил всего 2,0 %. Во всех случаях заболевшие не были привиты против туляремии.

Анализ эпидемиологических типов заболевания людей туляремией на территории природного очага степного типа СК в I кв. 2017 г. показал следующее. В 13 из 42 случаев (30,9 %) установлен водный тип заболевания людей, соответственно в 21,5 % бытовой и – 47,6 % случаев охотничье-пищевой типы заболевания людей. Все заболевшие не были привиты против туляремии.

Суммарный анализ всех случаев заболевания туляремией за период с 2003 г. – по I кв. 2017 г. позволил установить, что преобладал охотничье-пищевой эпидемиологический тип заболевания людей (38,5 % случаев). Соответственно на водный - пришлось 33,0 %, бытовой 27,5 %, трансмиссивный 1,0 % случаев.

С целью предупреждения заражения населения туляремией в крае ежегодно проводилась профилактическая иммунизация. Например, в 2004 г. было привито против туляремии 34310 человек, что соответствовало 90,5 % от плана. Но по сравнению с 1999 г. общее количество привитых против туляремии снизилось на 30 % и составило 193422 человека, что почти в 3 раза меньше общего количества привитых в 1962 г.

В 2005 г. было привито 35801 человек, что на 5 % больше, чем в 2004 г., но охват плановой иммунизацией населения из групп риска уменьшился с 86 % до 81 %. В 2007 г. охват плановой иммунизацией населения из числа групп риска продолжил снижение до 72,5 %, а охват прививками охотников, как наиболее угрожаемого по инфицированности возбудителем туляремии контингента населения, снизился до 55,8 % против 75,3 % в 2006 г.

В результате проведенной организационной работы, количество вакцинированных при плановой иммунизации населения из числа групп риска в 2011 г. достигло в СК 86,3 %, 2012 г. – 91,3 % и к 2015 г. соответственно 92,8 %. В 2016 г. было вакцинировано и ревакцинировано 23908 человек (92,5 %).

В населенных пунктах Красногвардейского, Андроповского, Петровского, Грачевского, Шпаковского, Ипатовского и Изобильненского районов, расположенных на территориях повышенной эпизоотической активности и эпидемической опасности природного очага туляремии, с 2010 по 2016 гг. проводилась вакцинация населения в возрасте от 7 лет, кроме лиц кому она была противопоказана. С 2012 г. стали прививаться аналогичные контингенты населения Минераловодского и Предгорного районов.

Тем не менее, проводимых мероприятий по специфической профилактике оказалось недостаточно, что проявилось в регистрации 42 больных туляремий в 1 квартале 2017 г.

В связи с этим, постановлением Главного государственного санитарного врача по СК от 02.02.2017 г. № 2-п было указано на необходимость проведения в оперативном порядке имму-

низации против туляремии по эпидемическим показаниям населения от 7 лет и старше в населенных пунктах Красногвардейского, Петровского, Ипатовского и Изобильненского районов, ранее не охваченных этим мероприятием.

Таким образом, объем и направленность профилактических мероприятий в природном очаге степного типа СК, должны определяться с учетом того, что здесь в настоящее время наиболее высока вероятность возникновения охотничье-пищевого, бытового и (или) водного эпидемиологических типов заболевания людей. Недостаточный охват иммунизацией населения с такими эпидемиологическими типами заболевания туляремией может приводить к возникновению эпидемических осложнений в виде спорадических или групповых случаев заболевания этой инфекцией. Для их предотвращения необходимо своевременное проведение ветеринарно-санитарных и санитарно-гигиенических мероприятий. Остается актуальным обеспечение выполнения требований действующих нормативно-методических документов по организации эпидемиологического надзора в природных очагах.

Для предупреждения местных случаев охотничье-пищевого эпидемиологического типа заболевания туляремией необходимо постоянное проведение вакцинации и ревакцинации лицам занимающимся охотой на зайцев и их разделкой. Ее осуществлять следует, не только в пределах энзоотичных по туляремии в настоящее время территорий (административных районов), но, и энзоотичных в прошлом, на которые не представлены в настоящее время материалы территориальными управлениями Роспотребнадзора, свидетельствующие об отсутствии циркуляции возбудителя в биоцинозе.

Необходим постоянный контроль грызунонепроницаемости местных водопроводов, расположенных на территориях (административных районах) активного природного очага туляремии степного типа СК в местах повышенной эпизоотической активности и эпидемической опасности. В случаях проникновения грызунов на объекты, следует быстро ликвидировать конструктивные недостатки и провести дератизационные мероприятия для предупреждения случаев заражения людей туляремией.

Следует оптимизировать эпизоотологический мониторинг (эпиднадзор) за природным очагом туляремии на территории СК для своевременного выявления эпизоотий и проведения мероприятий по предупреждению бытового и других известных эпидемиологических типов заболевания людей туляремией.

Буравцева Н.П., Мезенцев В.М., Рязанова А.Г., Агапитов Д.С., Еременко Е.И., Головинская Т.М., Семенова О.В., Чмеренко Д.К.

РЕТРСПЕКТИВНЫЙ АНАЛИЗ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ ОБСТАНОВКИ ПО СИБИРСКОЙ ЯЗВЕ В КАРАЧАЕВО-ЧЕРКЕССКОЙ РЕСПУБЛИКЕ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Карачаево-Черкесская республика (КЧР) расположена на северо-западе Кавказа: южная граница с Грузией и Абхазией проходит по Главному Кавказскому хребту, на западе – с Краснодарским краем, на севере и северо-востоке – со Ставропольским краем, на востоке – с Кабардино-Балкарской республикой. С 1957 г. КЧР входила в состав Ставропольского края как автономная область. С 1990 г. республика вышла из состава края и в настоящее время разделена на 10 районов: Абазинский, Адыге-Хабльский, Зеленчукский, Карачаевский, Малокарачаевский, Ногайский, Прикубанский, Урупский,Усть-Джегутинский и Хабезский.

Эпизоотолого-эпидемиологическая обстановка в КЧР была изучена за 58 лет (1960–2018 гг.). В течение всего регистрируемого периода заболело сибирской язвой 55 человек и пало

69 голов сельскохозяйственных животных. В двух районах (Абазинский, Урупский) на протяжении всего периода не зарегистрировано ни одного случая заболевания сибирской язвой, а в Зеленчукском болели только животные. Наиболее неблагополучными оказались 3 района – Ногайский, Прикубанский и Усть-Джегутинский. Снижение заболеваемости людей и животных (3 больных и 5 голов павших животных) наблюдалось с1980 г. по 1989 г., когда на всей территории Северного Кавказа была введена двукратная вакцинация сельскохозяйственных животных. В этом периоде сибирская язва регистрировалась только в 3-х районах (Зеленчукский, Карачаевский, Хабезский).

С 1991 г., после развала общественных животноводческих ферм и появления частных, снизились профилактические мероприятия среди животных. Это привело к тому, что в республике в 1992 г. произошла самая крупная на Северном Кавказе вспышка сибирской язвы, заболел 21 человек с одним летальным исходом. Для выяснения причин и для проведения противосибиреязвенных мероприятий из Ставропольского научно-исследовательского противочумного института в КЧР была направлена специализированная противоэпидемическая бригада (СПЭБ). Эпидемиологическое расследование вспышки показало, что первые больные обратились на прием к хирургу в поликлинику с карбункулами на руках, которые были вскрыты, что недопустимо при данном заболевании. Однако правильный диагноз не был поставлен. И только при повторном обращении больных на основании клинических и эпидемиологических данных у лечащего хирурга возникло подозрение на сибирскую язву, и с этим диагнозом больные стали поступать в инфекционную больницу г. Черкесска. Всего под наблюдением находился 21 больной. У одной больной К. кожная форма осложнилась сепсисом с последующим развитием менингоэнцефалита. Профессиональный состав больных достаточно разнообразен, но, в основном, это были чабаны, скотники, доярки, свинарки, работники совхоза, фермы, зооветработники. Независимо от профессии, все больные имели контакт с мясом вынужденно забитого скота. В процессе эпизоотолого-эпидемиологического расследования было установлено, что заражению людей в республике способствовали грубейшие нарушения ветеринарно-санитарных правил: вынужденный забой скота без ветеринарного освидетельствования, отсутствие надлежащего учета скота в индивидуальном секторе, отсутствие вакцинации индивидуального скота в последние 2-3 года, необорудованные и неучтенные скотомогильники и т.д. Провоцирующим фактором, способствующим инфицированию пастбищ, явились обильные осадки, которые сопровождались многочисленными оползнями, в результате чего образовывались «открытые» почвенные пласты на глубину 1,5 м и более. Это обеспечивало вымывание спор возбудителя сибирской язвы из почв возвышенных мест, на которых имелись неучтенные скотомогильники, в нижерасположенные мелкие водоемы на территории пастбищ скота индивидуального сектора. Источником инфекции явился вынужденно забитый молодняк крупного рогатого скота, мясо которого реализовывалось на торгово-закупочную базу райпотребсоюза, в колбасный цех Черкесского производственного комбината и в кафе одного из кооперативов г. Черкесска. После проведения в республике в полном объёме противосибиреязвенных мероприятий вспышку сибирской язвы удалось остановить.

При ретроспективном анализе заболеваемости животных установлено, что за период 1960-2017 гг. в республике наблюдалось преобладание случаев заболевания сибирской язвой КРС– 75,4 %, реже МРС – 17,4 %, 5,6 % свиней (4 головы) и 1,4 % (1 гол) лошадей.

В июле 1980 года в зверохозяйстве «Пушное» была зарегистрирована крупная эпизоотия сибирской язвы среди норок, пало 2000 голов, преимущественно нетоварного молодняка. В процессе эпизоотолого-эпидемиологического расследования было установлено, что в корм, из остатка которого был выделен сибиреязвенный микроб, использовали мясо вынужденно прирезанного больного сибирской язвой животного.

С помощью ГИС в республике были определены границы территориального распространения стационарно неблагополучных по сибирской язве пунктов (СНП), взаимосвязи их активности с факторами природной среды (почвы, температура, осадки, наличие водных резервуаров). Для составления электронных кадастров использовали ГИС с построением пространственной модели СНП в виде нозогеографических карт и составлением корреляцион-

ного (сопряженного) картографирования. В ГИС использовали программы ESRI – ArcGIS10. Топографическая основа – электронные карты М 1:200000, включающие следующие базовые слои: административные границы изучаемого региона, рельеф территории, состав почв, гидрографию, населенные пункты и СНП.

С использованием ГИС проведён сопряжённый пространственный анализ экологической приуроченности СНП к почвенным и ландшафтным зонам на территории КЧР. Почвы КЧР представлены тремя типами. На северной и центральной части (степная зона) размещены чернозёмы типичные, переходящие в подзолистые почвы, на юге республики (горная зона) – горно-луговые почвы. В степной зоне республики расположены районы с высокой степенью неблагополучия по сибирской язве – это Прикубанский, Адыге-Хабльский, Ногайский, Усть-Джегутинский, север Мало-Карачаевского и Зеленчукского районов. Травянистые экосистемы степной зоны представлены большей частью разнотравно-дерновиннозлаковыми и луговыми степями на террасах рек системы Кубани. Почвы в степной зоне среднемощные, выщелоченные черноземы, гумуса в слое до 30 см. Кислые почвы (pH < 5,5) на данной территории занимают незначительную площадь. На горных территориях с подзолистыми и горно-луговыми почвами расположены районы с низкой степенью неблагополучия (Урупский район, южная часть Зеленчукского, Карачаевского и Мало-Карачаевского районов). Эта часть республики избыточно увлажнена, рельеф местности горный, резко расчлененный, выше 2000 м. К югу высоты резко увеличиваются и на границе с Кабардино-Балкарской республикой в Боковом хребте расположился Эльбрус (5663 м), покрытый вечным снегом. 36 % территории покрыто лесом. На этих территориях с подзолистыми и горно-луговыми почвами размещено всего 10 %СНП.

Ретроспективный анализ по сибирской язве в КЧР показал, что в республике инфекция с 2000 г. не регистрируется. Однако, крупная вспышка сибирской язвы в 1992 г. свидетельствует о наличии неучтённых сибиреязвенных скотомогильников, которые при неблагоприятных условиях могут активизироваться.

Дмитриев А.Ф., Ожередова Н.А., Симонов А.Н., Светлакова Е.В., Кононов А.Н., Веревкина, М.Н., Дыптан О.В., Полникова К.Н.

АНАЛИЗ ЭПИЗООТИЧЕСКИХ РИСКОВ И УГРОЗ, ОБУСЛОВЛИВАЮЩИХ РАСПРОСТРАНЕНИЕ ИНФЕКЦИЙ С ГЕНИТАЛЬНОЙ ФОРМОЙ ПРОЯВЛЕНИЯ

ФГБОУ ВО «Ставропольский государственный аграрный университет», Ставрополь, Россия

Современное молочное скотоводство – это развитая отрасль животноводства с огромным производственным потенциалом. На основании научных достижений в области скотоводства во многих странах мира были усовершенствованы существующие и созданы новые высокопродуктивные молочные и мясные породы крупного рогатого скота.

В организациях по производству молока, за последнее время, созданы стада высококровных животных с высоким генетическим потенциалом продуктивности. Однако, одновременно начали появляться и отрицательные тенденции в продолжительности хозяйственного использования коров. Стремление к увеличению продуктивности коров, в связи с интенсификацией отрасли скотоводства, переходящие на новые перспективные технологии, вызывают нарушение гомеостаза, что выражается в ухудшении здоровья, снижении адаптационных возможностей и, как следствие, недостаточной эффективности воспроизводства, что обусловливает снижение биоресурсного потенциала популяции.

Поголовье крупного рогатого скота в хозяйствах Ставропольского края снижается год от года, только лишь в фермерских хозяйствах его количество растет. Во всех категориях хо-

зяйств поголовье крупного рогатого скота за последние три года снизилось на 6,6 %. В сельскохозяйственных организациях – на 14,1 %, в хозяйствах населения на 4,9 %, а в фермерских хозяйствах поголовье выросло на 2,6 %. Поголовье коров во всех категориях хозяйств снизилось с 2015 года на 8,2 %, сельхозпредприятиях на 8,7 %, в хозяйствах населения – 5,3 %, в фермерских хозяйствах на 17,5 %.

При увеличении продуктивности животных происходят изменения в иммунной системе, которые способствуют повышению восприимчивости к инфекционным заболеваниям, приводящим к огромным экономическим потерям.

У молочных коров показатели оплодотворяемости в период лактации и при ее отсутствии практически одинаковые и составляют в среднем 76,2 - 78,1 %. Основные причины низкой оплодотворяемости: вирусные (инфекционный ринотрахеит, вирусная диарея) и бактериальные (бруцеллез, хламидиоз, протей)инфекции, микотоксины, тяжелые металлы, погрешности в кормлении.

Внутриутробная или вертикальная передача возбудителя (от матери потомству) регистрируется при многих инфекционных заболеваниях и рассматривается как весьма распространенное явление, выполняющее важную роль в сохранении паразита, и имеет огромную эпизоотическую значимость. Абортировавшие животные контаминируют помещения, загоны, пастбища, открытые водоисточники, через которые инфекция передается домашним и диким животным, птицам, насекомым (роль диких животных и насекомых в распространении инфекций незначительна, но они участвуют в поддержании возбудителя в природе, в скрытом носительстве). Зарегистрировано около 38 видов кровососущих членистоногих насекомых, 57 видов диких животных, от которых были выделены бруцеллы, хламидии, лептоспиры и др. Заражение животных происходит алиментарно и контактно, через слизистые оболочки и кожу, включая половые контакты.

Есть сведения о внутриутробной передаче возбудителей от матери потомству. Частота внутриутробного инфицирования потомства зависит от уровня инфицированности коров-матерей. Нами (Дмитриев А.Ф. и др., 2012) разработаны способы диагностики внутриутробного инфицирования ягнят бруцеллезом (авторское свидетельство № 18113450), способы определения жизнеспособности новорожденных животных (авторское свидетельство № 1113925 и патент № 20550130), по которым можно лишь косвенно судить о конгенитальном инфицировании.

Многие болезни у новорожденных животных связаны с внутриутробным инфицированием, которое регистрируется при иммунодефицитах и наличии возбудителей в организме беременных животных. Частота инфицирования зависит от эпизоотической ситуации в стаде и степени неблагополучия. Риск внутриутробного инфицирования чаще наблюдается при использовании репродуктивного потенциала больных животных и микробоносителей. Эпизоотическая значимость внутриутробной инфекции весьма существенна, поскольку обеспечивается не только передача инфекционного агента другому поколению, но сохранение возбудителя как вида.

В вопросах воспроизводства не последнее значение занимает организация искусственного осеменения животных. Центральное место в этом аспекте отводится соблюдению ветеринарно-санитарных правил, отбору коров и качеству спермы быков-производителей. Особого внимания заслуживает роль техника-осеменатора, в руках которого находится гарантия результатов искусственного осеменения животных.

Несбалансированное кормление является предрасполагающим фактором для возникновения половых инфекций в стаде: инфекционного ринотрахеита, вирусной диареи, вирусного вагиноцервицита, кампилобактериоза, трихомоноза, а также специфических инфекционных заболеваний, вызывающих аборты у коров (бруцеллеза, лептоспироза, микоплазмоза и хламидиоза). Но ввиду применения искусственного осеменения на молочных промышленных комплексах большая часть акушерско-гинекологических заболеваний протекает в виде воспалительных процессов, вызываемых условно-патогенной микрофлорой с возросшей вирулентностью за счет пассажей на ослабленных животных.

Основными факторами, обусловливающими длительное неблагополучие молочно-товарных ферм по инфекционным заболеваниям, являются следующие виды и группы рисков:

- не эффективная изоляция технологических групп животных с учетом их инфекционного и иммунного статусов;
- использование репродуктивного потенциала животных, инфицированных возбудителями хронических инфекционных заболеваний;
- хозяйственное использование телок, полученных от больных и инфицированных животных;
- отсутствие надлежащего зоотехнического учета потомства инфицированных и здоровых коров и совместное содержание их в одной группе;
- использование в процессе выращивания сборного молока, полученного от компрометированных животных;
- недостаточный уровень технологического обеспечения при проведении отелов (отсутствие родильных боксов без привязи коров и индивидуальных домиков для изолированного выращивания телят);
- естественное осеменение животных быками-производителями, не обследованными на инфекционный статус;
- игнорирование результатов тестирования инфекционного и иммунного статуса коров и телок при воспроизводстве (подборе родительских пар).

В основе борьбы с болезнями лежит выяснение и устранение комплекса причинных факторов в их взаимосвязи и взаимоотношениях. Выявление причинно-следственных связей, факторов эпизоотологического риска, характера их взаимодействия и влияния на возникновение и развитие болезни имеет существенное значение. Для того, чтобы предупредить возможность возникновения болезни, а тем более обеспечить оздоровление неблагополучной фермы необходимо установить причины, а противоэпизоотические мероприятия должны быть направлены на их устранение. В противном случае – рассчитывать на успех нет оснований.

Прислегина Д.А., Дубянский В.М., Василенко Н.Ф., Малецкая О.В.

КОМПЛЕКСНОЕ ВЛИЯНИЕ КЛИМАТИЧЕСКИХ ФАКТОРОВ НА ИНТЕНСИВНОСТЬ ПРОЯВЛЕНИЙ ЭПИДЕМИЧЕСКОГО ПРОЦЕССА КРЫМСКОЙ ГЕМОРРАГИЧЕСКОЙ ЛИХОРАДКИ (НА ПРИМЕРЕ СТАВРОПОЛЬСКОГО КРАЯ)

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

На сегодняшний день известно, что численность основного переносчика возбудителя Крымской геморрагической лихорадки (КГЛ) – иксодовых клещей *Hyalomma marginatum* во многом зависит от действия абиотических факторов (в том числе погодных условий). Вместе с тем, изучению связи комплексного влияния климатических факторов на каждую фазу развития клещей данного вида с динамикой заболеваемости населения КГЛ достаточного внимания в настоящее время не уделяется.

Цель исследования – оценить комплексное действие на развитие *H. marginatum* природно-климатических факторов (температуры воздуха, влажности воздуха, количества выпавших осадков, высоты снежного покрова, скорости ветра) и их опосредованное влияние на интенсивность проявлений эпидемического процесса КГЛ (на примере Ставропольского края).

Материалы и методы. В работе были использованы сведения из ежегодных итоговых донесений по заболеваемости КГЛ, предоставленных Управлением Федеральной службы по над-

зору в сфере защиты прав потребителей и благополучия человека по Ставропольскому краю, и результаты эпизоотологического мониторинга возбудителя КГЛ, проводимого специалистами ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии» в Ставропольском крае и ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора за период 2012–2018 гг. Гидрометеорологические данные были получены из базы данных ФГБУ «ВНИИГМИ-МЦД» http://www.meteo.ru, архивов метеостанций https://rp5.ru/, дневников погоды https://www.gismeteo.ru/diary/, а также из материалов бюллетеней «Обзор состояния и тенденций изменения климата России» и Государственных докладов «О состоянии окружающей среды и природопользовании в Ставропольском крае». Корреляционный анализ связи между значениями исследуемых показателей был проведен путем вычисления коэффициента ранговой корреляции Спирмена (уровень значимости считался достоверным при $p < 0,05$) (http://medstatistic.ru/calculators/).

Результаты исследования. Установлено наличие сильной корреляционной связи значений температуры воздуха и выпавших осадков, влияющих на сохранение жизнеспособности зимующих особей, с численностью клещей – индексом обилия *H. marginatum* на сельскохозяйственных животных ($r = 1,0$; $r = 0,68$), количеством *H. marginatum* при сборе «на учетчика» (особей /час) ($r = 0,71$; $r = 0,96$) и числом больных КГЛ ($r = 1,0$; $r = 0,68$). Выявленная средней силы корреляция высоты снежного покрова (прямая), скорости ветра (обратная) с вышеуказанными показателями численности *H. marginatum* ($r = 0,61$; $r = -0,61$) и количеством случаев заболевания КГЛ ($r = 0,61$; $r = -0,64$) свидетельствует о значимой роли данных климатических факторов в создании микроклиматических условий для клещей в период зимовки.

Благоприятными условиями для активной жизнедеятельности перезимовавших имаго и их питания на прокормителях весной являются теплая (выше +9° С) с дефицитом осадков погода, что подтверждается наличием сильных корреляционных связей значений температуры воздуха и количества выпавших осадков (прямой и обратной соответственно) с исследуемыми показателями численности клещей ($r = 0,99$; $r = 0,67$ и $r = -1,0$; $r = -0,71$) и интенсивностью проявлений эпидемического процесса КГЛ ($r = 0,99$; $r = -1,0$).

Сильная прямая корреляция значений температуры воздуха и количества выпавших осадков летнего периода предыдущего эпидемического сезона с индексами обилия личинок ($r = 0,82$; $r = 0,81$), нимф *H. marginatum* ($r = 0,82$; $r = 0,81$) и числом больных КГЛ в текущем году ($r = 0,82$; $r = 0,72$) свидетельствует о выраженном действии данных факторов на развитие преимагинальных фаз, определяющих численность популяций следующей генерации, и, как следствие, уровень заболеваемости населения данной инфекцией. Связи средней силы установлены между значениями влажности воздуха летнего сезона, показателями численности преимагинальных стадий клещей предыдущего года ($r = 0,53$) и числом случаев КГЛ в текущем эпидемическом сезоне ($r = 0,62$).

Связи между значениями исследуемых климатических факторов в остальные периоды года с числом больных КГЛ и показателями численности *H. marginatum* слабые ($r < 0,4$), и статистически незначимые ($p > 0,05$).

Рост числа случаев заболевания КГЛ в Ставропольском крае был зарегистрирован в 2013 г. и 2015-2016 гг. Формированию высокой численности основного переносчика вируса Крымской-Конго геморрагической лихорадки – клещей *H. marginatum* – способствовали благоприятные климатические условия. Положительные температурные аномалии зимнего периода обеспечили сохранение жизнеспособности большинства зимующих особей. Погодные условия весеннего периода (положительные значения аномалий температуры воздуха и необходимое количество выпавших осадков) способствовали более раннему началу активной жизнедеятельности перезимовавших клещей, их питания на прокормителях, а также процесса яйцекладки. Оптимальные температурные показатели и равномерный достаточный режим увлажнения летнего сезона оказали благоприятное влияние на развитие преимагинальных фаз, определяя высокую численность *H. marginatum* последующей генерации.

Отрицательное действие климатических факторов на все стадии развития иксодовых клещей, в свою очередь, способствовало снижению уровня заболеваемости КГЛ в 2012 г., 2014 г. и 2017-2018 гг. Зимние погодные условия были неблагоприятными для зимующих «голод-

ных имаго» и нимф. Отрицательное влияние на активность особей *H. marginatum* в течение весеннего периода оказывали температурный режим в сочетании с избыточным увлажнением. Кроме того, низкая численность иксодовых клещей была обусловлена неблагоприятными для развития преимагинальных фаз *H. marginatum* температурными условиями и неравномерным режимом увлажнения летнего сезона (периоды значительного дефицита осадков чередовались с выпадением обильных ливневых дождей, сопровождающихся градом).

Заключение. Таким образом, результаты проведенного исследования демонстрируют комплексное влияние природно-климатических факторов, главным образом температуры воздуха и количества выпавших осадков, в различные периоды года на развитие иксодовых клещей *H. marginatum*, от численности которых зависит интенсивность проявлений эпидемического процесса КГЛ.

Раичич С.Р.[1], Шабейкин А.А.[3], Сабурова С.А.[1], Симонова Е.Г.[1,2], Гулюкин А.М.[3], Патяшина М.А.[4], Авдонина Л.Г.[4], Борисова Л.О.[4]

ГЕОИНФОРМАЦИОННЫЕ СИСТЕМЫ КАК ИНСТРУМЕНТ ОЦЕНКИ ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКИХ И ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКИХ РИСКОВ В НАДЗОРЕ ЗА СИБИРСКОЙ ЯЗВОЙ

[1] Центральный научно-исследовательский институт эпидемиологии Роспотребнадзора, г. Москва, Россия;
[2]Первый МГМУ им. И. М. Сеченова Минздрава г. Москва, Россия;
[3]Федеральный научный центр – Всероссийский научно-исследовательский институт экспериментальной ветеринарии имени К.И. Скрябина и Я.Р. Коваленко Российской академии наук, Москва, Россия;
[4]Управление Роспотребнадзора по Республике Татарстан, Казань, Россия

Современная ситуация по сибирской язве (СЯ) в России характеризуется сохранением рисков ее осложнения, действие которых приводит не только к формированию эпизоотий, но и к заболеваемости населения, подвергающегося воздействию известных факторов риска. Примером может служить вспышка СЯ в 2016 г. на Ямале, свидетельствующая о необходимости проведения постоянной комплексной оценки риска. Для решения этой сложной научно-практической задачи в последние годы успешно применяются современные ГИС-технологии, которые позволяют определить территории эпизоотологического и эпидемиологического риска с зональной градацией уровня риска и идентификацией наиболее значимых факторов риска.

Как показал проведенный пространственный анализ локализации эпизоотических вспышек, в последние 15 лет в России наблюдается отчетливая привязка сибиреязвенного неблагополучия к районам, где преобладают черноземные почвы. На данных территориях зарегистрировано 58,1 % вспышек сибирской язвы.

В качестве модели для демонстрации возможностей ГИС в совершенствовании эпидемиологического надзора за СЯ в части оценки рисков выбрана Республика Татарстан (РТ) – субъект, входящий в зону постоянного эпизоотического неблагополучия. За последние 100 лет на данной территории было зарегистрировано 2035 вспышек в 1205 стационарно неблагополучных по сибирской язве пунктов (СНП) (3,4 % от всех в Российской Федерации (РФ), 7 место в РФ). В настоящее время неблагополучными являются 37,5 % населенных пунктов республики (27 место в РФ), плотность СНП составляет 17,7 на 1000 кв.км

(14 место в РФ). В 2001-2018 гг. РТ характеризовалась высокой эпизоотической активностью, которая проявилась в восьми СНП, расположенных в семи муниципальных районах, сибирской язвой заболело 3 человека.

Проведенное картирование СНП показало, что максимальное эпизоотическое неблагополучие в XXI веке приходится на северную и центральную части республики. Наиболее неблагополучными по плотности СНП являются Балтасинский, Елабужский, Менделевский, Альметьевский, Чистопольский, Атнинский и Кукморский районы, а также г. Набережные Челны. Во всех перечисленных районах, кроме Балтасинского и г. Набережные Челны, широко развито животноводство. Здесь в сельскохозяйственных организациях различных форм собственности, в т.ч. в крестьянско-фермерских хозяйствах, число которых на отдельных территориях (Кукморский район) превышает сотню, разводят КРС и МРС, а также свиней и лошадей, а, следовательно, сопряжено с определенным риском.

Однако пространственный анализ не обнаружил их четкой привязки к СНП, проявлявшим активность в последние 20 лет. Все сибиреязвенные захоронения (СЯЗ) удалены от СНП на расстояние 1000 м и более. Это вполне объясняется формированием в прошлом множественных почвенных очагов СЯ в местах падежа животных, которые часто находились в удалении от границ участков, где впоследствии были организованы скотомогильники. Одновременно на любой территории нельзя исключать наличие спонтанных, нигде не учтенных захоронений животных, погибших от СЯ, которые могли быть сделаны в период массовых эпизоотий XIX и начала XX века.

При анализе плотности расположения объектов риска установлено, что СЯЗ приурочены преимущественно к районам, находящимся ближе к границам республики, с максимальной плотностью в её северной части. Полученные результаты закономерно совпадает с характером распределения СНП на территории республики, и соответствуют местам регистрации эпизоотий СЯ, возникавших здесь в XX веке.

В ретроспективе последних 100 лет, наиболее сильно от эпизоотий СЯ страдали животноводческие районы на севере Татарстана, что должно было привести к наиболее интенсивной кантаминации их территории спорами *B.anthracis.* Однако, здесь расположены земли со средним содержанием гумуса, премушественно серо-лесные почвы, а высокогумусные черноземные почвы расположены в центре и на юге республики.

Если придерживаться концепции формирования почвенных зон «инкубации», то в условиях РТ мы сталкиваемся с ситуацией, когда первоначально максимальное число почвенных очагов было сформировано на севере республики, тогда как наиболее стойкие почвенные очаги должны были сформироваться в центре и на юге республики.

Данной гипотезе вполне соответствует регистрируемая эпизоотическая ситуация. За последние 30 лет вспышки сибирской язвы примерно в равной пропорции были распределены между районами с выщелоченными черноземными и серыми лесными почвами– 35 % и 31 % соответственно.

С 2003 г. было зарегистрировано 4 вспышки сибирской язвы в 4-х районах РТ, расположенных на севере (Кукморский район), западе (Зеленодольский район), востоке (Сармановский район) и юго-востоке (Бавлинский район) республики. При этом сибиреязвенное неблагополучие в основном (три вспышки) было связано с рецидивированием СНП, расположенных на черноземных почвах.

Исключение составляет вспышка 2014 г., возникшая в Кукморском районе республики на территории с высокой плотностью СНП и преобладанием серо-лесных почв, в которую были вовлечены несколько населенных пунктов и заболело 2 человека. Причиной формирования эпизоотии могло стать рецидивирование активности почвенных очагов, способствующее контаминации возбудителем заготавливаемых кормов, а также завоз зараженного скота с других неблагополучных территорий.

Выводы. Накопленные в картографических базах данные позволяют провести развернутый пространственно-временной анализ распространенности сибирской язвы на территории РФ. Его результаты свидетельствуют о продолжении смещения зоны максимального эпизоо-

тологического и эпидемиологического риска в районы с черноземными почвами. При этом в ряде регионов, в том числе в Республике Татарстан, сохраняется эпизоотологическая значимость других типов почв, особенно серых лесных и каштановых.

Применение ГИС-технологии в системе надзора за сибирской язвой в настоящее время является неотъемлемым инструментом эпиддиагностики и дает возможность установить динамику активности почвенных очагов, выдвинуть гипотезы о причинах и условиях развития эпизоотического и эпидемического процессов, а также ранжировать территории страны по степени потенциального эпизоотологического и эпидемиологического риска.

Интегрирование данных о стационарно неблагополучных пунктах и сибиреязвенных захоронениях с картографической основой административно-территориального деления и природно-сельскохозяйственного районирования на платформе ГИС-приложений является важным шагом на пути совершенствования прогнозирования рисков и обеспечения информационной поддержки принятия решений в области надзора и контроля за сибирской язвой на территории России.

Семенко О.В., Дубянский В.М., Малецкая О.В., Манин Е.А.

ИСПОЛЬЗОВАНИЕ ГИС И МАТЕМАТИЧЕСКОГО МОДЕЛИРОВАНИЯ ДЛЯ ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОГО НАДЗОРА ЗА ПЕРЕНОСЧИКАМИ ВИРУСА ЗИКА

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

В 2016 году Всемирная организация здравоохранения объявила чрезвычайную ситуацию в области международного здравоохранения по болезни, вызванной вирусом Зика (ZIKV). В настоящее время актуальность этой проблемы сохраняется.

Вирус Зика – арбовирус, основным переносчиком которого являются комары рода *Aedes.* В Российской Федерации потенциальный переносчик вируса – комары *Aedes albopictus.* Специалистами ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора в 2016 году на платформе ArcGis разработан электронный картографический ресурс «ZikaMap», используемый для контроля численности и распространения комаров на территории черноморского побережья Краснодарского края, а также корректирования при необходимости плана противокомариных обработок.

С целью прогнозирования увеличения ареала обитания *Ae. albopictus* мы использовали метод экологического моделирования, основанный на ГИС – программу MaxEnt, которая позволяет определить подходящие условия обитания для исследуемого вида в соответствии с принципами максимальной энтропии, а также оценить вклад каждой климатической переменной в полученную модель распространения вида. Получающаяся на выходе карта показывает вероятность присутствия объекта на различных территориях.

При моделировании нами использованы климатические данные ресурса WorldClim (www.worldclim.org), полученные путём интерполяции среднемесячных климатических показателей метеостанций планеты. Они представляют собой набор растровых изображений, в каждой ячейке которых содержится информация о том или ином климатическом показателе. Для моделирования наибольший интерес представляют следующие биоклиматические переменные: среднегодовая температура, суточные колебания температуры (среднемесячные), изотермальность (отношение среднегодовой температуры к среднегодовой амплитуде температур умножено на 100), сезонность температуры (коэффициент вариации), максимальная температура самого теплого периода, минимальная температура самого холодного периода, среднегодовая амплитуда температур, средняя температура самого влажного квартала,

средняя температура самого сухого квартала, средняя температура самого тёплого квартала, средняя температура самого холодного квартала, среднегодовое количество осадков, количество осадков для самого влажного периода, количество осадков для самого сухого периода, сезонность осадков (коэффициент вариации), количество осадков самого влажного квартала, количество осадков самого сухого квартала, количество осадков в самом теплом квартале, количество осадков в самом холодном квартале. Также были использованы дополнительные параметры: ежемесячные минимальные, средние и максимальные показатели температур и ежемесячная солнечная радиация.

В результате получена карта распространения комаров *Ae. albopictus* на изучаемой нами территории – Южный и Северо-Кавказский федеральный округа Российской Федерации (ЮФО и СКФО). Вероятность встречи изучаемой популяции оценивали по шкале от 0 до 1, где 0 – минимальная степень, а 1 – максимальная. Полученные результаты свидетельствовали, что наибольшее распространение *Ae. albopictus* приходится на прибрежную зону территории Краснодарского края от государственной границы с Республикой Абхазия до г. Анапы.

Для оценки достоверности полученных с помощью программы MaxEnt моделей использовали тест AUC. Диапазон критерия в котором: свыше 0,9 оценивался как отличная модель, 0,9-0,8 – хорошая, 0,8-0,7 – приемлемая, 0,7-0,6 – плохая, ≥ 0,5 – недействительная. Среднее значение повторных прогонов для нашей модели распространения *Ae. albopictus* составила 0,995 при стандартном отклонении – 0,002, что свидетельствует о высокой её достоверности.

Кроме того, в процессе моделирования с использованием MaxEnt отслежена степень вклада биоклиматических переменных в построение модели. При моделировании ареала распространения *Ae. albopictus* на территории ЮФО и СКФО было выявлено, что наибольшее значение имели: сумма осадков в самой холодной четверти года, количество осадков для самого сухого периода и минимальная температура февраля.

Таким образом полученная в результате моделирования карта возможного распространения комаров на территории ЮФО и СКФО соответствует данным эпизоотического мониторинга, результаты которого внесены в электронный картографический ресурс «ZikaMap». Полученная модель с высокой степенью достоверности позволила разделить территорию по степени риска распространения комаров *Ae. albopictus.*

Цапко Н.В.[1], Дубянский В.М.[1], Халидов А.Х.[2]

ОПЫТ ИСПОЛЬЗОВАНИЯ БЕСПИЛОТНЫХ ЛЕТАТЕЛЬНЫХ АППАРАТОВ В ПРИРОДНЫХ ОЧАГАХ ЧУМЫ НА СЕВЕРНОМ КАВКАЗЕ

[1]*ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;*
[2]*ФКУЗ Дагестанская противочумная станция Роспотребнадзора, Махачкала, Россия*

В настоящее время беспилотные летательные аппараты (БПЛА) начали занимать свою нишу в различных сферах деятельности человека. БПЛА находят свое применение в градостроительстве, ландшафтно-экологических исследованиях, лесном и сельскохозяйственном мониторинге, геологоразведке, при дистанционном контроле нефтегазопроводов и др.

Современные методы космической съемки отличаются оперативностью, высоким уровнем автоматизации и позволяют получать снимки с высоким пространственным разрешением. Но такая информация все еще остается достаточно дорогой и большую долю в отбраковку данных вносит также и облачность.

К очевидным плюсам применения БПЛА относится: возможность применения на недоступных для наземного обследования территориях, рентабельность, оперативность, возможность съемки с небольших высот и как итог - получение снимков высокого разрешения.

Работа проводилась в 2017-2018 гг. на двух выбранных площадках в пределах Прикаспийского песчаного природного очага чумы (основной носитель микроба чумы – гребенщиковая и полуденная песчанки) и Дагестанского равнинно-предгорного природного очага чумы (основной носитель – малый суслик).

Ранее нами были представлены предварительные результаты о возможностях применения БПЛА при комплексном эпизоотологическом обследовании природного очага чумы песчаночьего типа (Дубянский и др., 2018). Работа проводилась в 2017 г. на долговременной стационарной площадке в Курском районе Ставропольского края (Прикаспийский песчаный природный очаг чумы). По данным мониторинга с использованием БПЛА было установлено, что возможна идентификация 78 % нор гребенщиковой песчанки – носителя возбудителя чумы в очаге, общественной полевки и обыкновенной слепушонки.

В 2018 г. заложена стационарная площадка на Аграханском полуострове в пределах Дагестанского равнинно-предгорного природного очага чумы (Бабаюртовский р-н Дагестана), где основным носителем является малый суслик. В пределах полуострова поселения малого суслика занимают площадь около 4 тыс. га с плотностью 12 - 15 зверьков на га. Последнее обследование поселения проводилось весной 2015 года. В последующем, в связи с труднодоступностью территории, мониторинг популяции прекратился.

Площадка выбрана в результате анализа спутниковых снимков данной местности из доступных открытых источников (Google EarthPro 7.3). В середине мая 2018 г. в северной части Аграханского полуострова проведено наземное обследование площадки с последующей аэрофотосъемкой.

Ландшафт площадки типичен для данной местности и представлен плоскостной равниной сложенной наносами ракушки с небольшими блюдцеобразными понижениями. Все поселения суслика выявлены на возвышенных участках рельефа с разреженной полупустынной растительностью. Здесь же по данным проведенного выборочного отлова установлено обитание общественной полевки и домовой мыши. Норы последних видов располагаются у подножия кустов тамарикса и на снимках не выявляются. Поселения гребенщиковой песчанки приурочены к песчаным массивам в центральной части полуострова и на площадке не отмечены.

На основе анализа аэрофотоснимков, сделанных с высоты 100 и 500 м, оконтурены основные поселения малого суслика. Из-за особенностей ландшафта и низкой разреженной растительности, поселения и пятна норения достоверно определяются на полученных снимках. Большая часть так называемых пятен норения представлена плоскими проплешинами без видимого входного отверстия (нежилые норы), образовавшимися в результате выноса ракушки из нор в сезон обитаемого периода. Жилые норы, как с выбросами, так и без них с хорошо видимыми входными отверстиями без труда идентифицируются на снимках, сделанных с высоты 100 м. На этих же снимках четко различимы тропинки между норами, которыми пользуются суслики. Снимки, полученные с высоты 500 м, оказались менее информативны и их анализ, показал, что хорошо различимы на них только пятна норения, а входы жилых норы не идентифицируются. Тем не менее, считаем целесообразным проводить аэрофотосъемку в суслиных очагах чумы на разных высотах, что позволит получать оперативную информацию о поселениях носителей на большей территории очага. Проведенные нами полеты показали, что при увеличении высоты полета в пять раз размер обследованной территории увеличивается в 6,5 раз при примерно одинаковом времени прохождения полетного задания.

В ходе анализа ландшафтной структуры полученных снимков (как и при наземном обследовании) выявлено тяготение поселений сусликов к возвышенным элементам ландшафта в центральной части полуострова. Выбросы не встречаются в солончаковых низинах и на прибрежных территориях.

В результате проведенной работы продемонстрирована эффективность применения БПЛА при эпизоотологическом мониторинге очага чумы сусликового типа. Особенности ландшафта и растительности, позволяют без труда дешифровать и оконтуривать на полученных снимках поселения малого суслика. Наиболее информативными в этом плане являются снимки, сделанные с высоты 100 м. В крупнобугристых песках Курского района, где основным носителем является гребенщиковая песчанка, информативность полученных снимков ввиду особенностей рельефа была несколько меньше.

Подводя итоги полученных результатов, можно сказать об ограниченных возможностях использования космических снимков высокого и сверхвысокого пространственного разрешения для решения поставленных нами задач. Только применение аэрофотосъемки с использованием беспилотных летательных аппаратов может дать должный результат. Выше изложенное, позволяют рассматривать БПЛА в качестве надежного средства оперативного мониторинга природных очагов чумы.

VI. СОВЕРШЕНСТВОВАНИЕ БИОТЕХНОЛОГИИ ПРОИЗВОДСТВА ПРЕПАРАТОВ ДЛЯ ЛАБОРАТОРНОЙ ДИАГНОСТИКИ И ПРОФИЛАКТИКИ БОЛЕЗНЕЙ, ОБЩИХ ДЛЯ ЧЕЛОВЕКА И ЖИВОТНЫХ

Абзаева Н.В., Гостищева С.Е., Иванова Г.Ф., Ростовцева Д.В., Костроминов А.В.

ОПТИМИЗАЦИЯ РЕЖИМА СУБЛИМАЦИОННОГО ВЫСУШИВАНИЯ ПРЕПАРАТА ВАКЦИНЫ ЧУМНОЙ ЖИВОЙ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Одним из этапов промышленного производства препарата вакцины чумной живой (лиофилизата) является замораживание и сушка вакцины (ТП-7). Лиофилизация является обезвоживанием замороженного жидкого материала путем сублимации льда. Все факторы, действующие на клетки в процессе замораживания, имеют место и при лиофильном высушивании. Гибель клеток при замораживании обусловлена как внутриклеточным льдообразованием, так и воздействием концентрированных растворов солей, образующихся вследствие вымерзания свободной влаги и связана с повреждением мембран, ферментов и ферментативных комплексов. Наиболее интенсивная гибель происходит в интервале температур от минус 20 до минус 40 °С.

Для предохранения клеток от влияния солей в процессе замораживания-высушивания используется стабилизатор (среда высушивания). Однако полностью исключить влияние низких температур на микробные клетки даже с помощью защитных сред не удается. Ранее существовала рекомендация замораживать чумную вакцину до температуры, лежащей выше пределов порога выживания - минус 30 °С.

Для любого сложного раствора существует эвтектическая точка (температура), при которой происходит полное замораживание материала с отсутствием свободной влаги. Только в том случае, если достигнута точка эвтектики, можно создавать вакуум для второй стадии первичного высушивания - сублимации льда. Если вакуум приложен к не полностью замороженному или переохлажденному материалу, то наблюдается эффект его вспенивания, что резко снизит качество высушенного продукта.

На качество препарата влияет процент остаточной влажности, определяемый сроками досушивания препарата. Согласно нормативной документации, потеря в массе при высушивании (остаточная влажность) лиофилизата вакцины чумной живой должна быть не более 4 %.

Ранее лиофильное высушивание проводилось при температуре замораживания минус 30 °С, рабочем вакууме 60 мТорр и времени досушивания 10 - 12 часов.

Целью данной работы явилась оптимизация технологического процесса замораживания-высушивания препарата вакцины чумной живой с целью увеличения жизнеспособности и уменьшения остаточной влажности.

Первоначально для уточнения эвтектической точки замерзания вакцины использовали эффект резкого увеличения сопротивления при переходе жидкости (проводник второго ряда) в твердое состояние (лед). По трем замерам средний показатель составил минус 45 °С. Исходя из полученных данных, температура заморозки была установлена на минус 50 - 55 °С. Длительность заморозки – 6 - 7 часов после выхода на режим.

Для удаления воды из препарата при высушивании создавали над его поверхностью давление 40 мТорр, (20 мТорр – десорбция) - такая разница делает возможным процесс сублимации.

После проведения пробных сушек с различными вариантами скорости нагрева полок, глубины вакуума, длительности промежуточных температурных показателей, был оптимизи-

рован график лиофилизации. Помимо снижения температуры замораживания, была усилена глубина вакуума, сглажен температурный переход между стадиями сушки и уменьшено время досушивания.

Далее был проведен сравнительный анализ серий, полученных с применением оптимизированного режима высушивания. Показано, что средняя жизнеспособность серий, лиофилизированных по скорректированной методике, составила 48,3 ± 2,8 %, при этом в некоторых сериях процент жизнеспособных клеток достигал 65-70 % при низких показателях остаточной влажности (потери в массе при высушивании) – в среднем 1,3 ± 0,1 %.

Таким образом, изменение параметров на определенных этапах лиофилизации препарата чумной вакцины позволяет добиться оптимального соотношения остаточной влажности с процентом жизнеспособности в препарате.

Абзаева Н.В., Иванова Г.Ф., Гостищева С.Е., Ростовцева Д.В., Костроминов А.В.

ПОВЫШЕНИЕ ЖИЗНЕСПОСОБНОСТИ ЧУМНОЙ ВАКЦИНЫ ПУТЕМ ОПТИМИЗАЦИИ НЕКОТОРЫХ ТЕХНОЛОГИЧЕСКИХ ЭТАПОВ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Производство лекарственного препарата для медицинского применения вакцины чумной живой ведется в соответствии с действующей нормативной документацией. Регламентированная биотехнология производства подразумевает поэтапное приготовление вакцины: расплодка до третьей генерации, культивирование в реакторе, фасовка в ампулы, лиофильное высушивание и контроль. При этом одним из главных показателей качества препарата является его жизнеспособность, которая напрямую влияет на количество доз в ампуле.

Ранее было показано, что вакцинная взвесь с меньшей оптической концентрацией обладает более высокими показателями жизнеспособности как на этапе смыва, так и после лиофилизации. Получение микробной взвеси после культивирования на плотной питательной среде в реакторе подразумевает двукратный последовательный смыв биомассы средой высушивания. При этом суспензия из бутыли первого смыва по оптической плотности в разы превосходит суспензию из бутыли второго смыва. Полученная вакцинная взвесь хранится при температуре (4 ± 2) °С в течение 48 ч - этап синхронизации, во время которого происходит гибель наименее жизнеспособных клеток. В итоге бактериальные суспензии с разной густотой существенно различаются по содержании в них продуктов жизнедеятельности клеток вакцинного штамма. Очевидно, что в бутыли второго смыва, где оптическая концентрация микробных клеток меньше, количество продуктов метаболизма ниже, что может значительно повлиять на качество готовой продукции.

Для получения технологической серии на этапе сведения в первую бутыль с концентрацией 80 - 100 млрд/мл добавляется осадок микробных клеток из второй (концентрация взвеси 20 - 30 млрд/мл). Полученная микробная взвесь с концентрацией 50-100 млрд/мл разливается по ампулам и лиофилизируется.

Нами был проведен эксперимент, в ходе которого на этапе сведения смытой суспензии микробный осадок брали из первой бутыли, переносили его во вторую бутыль с меньшей исходной концентрацией, не затрагивая при этом супернатант (среду высушивания). Таким образом стабилизирующая среда в полученной вакцинной взвеси содержала в разы меньше продуктов метаболизма. Полученные при этом 6 экспериментально-производственных серий лиофилизировали и передавали на этап контроля. Показатели жизнеспособности эксперимен-

тальных серий сравнивали с производственными сериями, приготовленными по ранее использованной технологии. Культивирование биомасс проводили на плотной питательной среде, изготовленной из одной серии гидролизата.

Анализируя полученные данные, можно сказать, что такой способ получения вакцинной взвеси влияет на процент жизнеспособных клеток в готовом препарате. Среднее значение данного показателя для шести серий составило 54,9 ± 4,2 %, при этом в трех сериях процент жизнеспособности был выше 60 (61,7 ± 8,3, 62,5 ± 0,9 и 63,2 ± 0,8 %), что для живого препарата чумной вакцины является высоким значением (регламентированная норма – не менее 25 %). При этом в сериях вакцины, полученных ранее применявшимся способом (серии сравнения), показатель жизнеспособности после лиофилизации составил в среднем 42,9 ± 4,2 % и ни одна из серий не превысила порога в 50 %.

Все остальные контролируемые параметры полученных экспериментально-производственных серий находились в пределах регламентированных. Средний показатель термостабильности составил 12,5 сут, потеря в массе при высушивании – 1,3 %.

В ампуле с вакциной должно содержаться от 80 до 430 подкожных доз для взрослых. Используя полученные данные по оптической и биологической концентрации, произвели подсчет доз в полученных экспериментально-производственных сериях. Средний показатель составил 252 дозы в ампуле (от 196 до 291 в различных сериях).

Таким образом, незначительная вариация регламентированного этапа, не выходящая за рамки технологического процесса, может оказывать достаточное влияние на конечные показатели качества вакцинного препарата.

Абзаева Н.В., Старцева О.Л., Ростовцева Д.В., Гостищева С.Е., Зуенко А.А., Иванова Г.Ф., Костроминов А.В.

АНАЛИЗ СТАБИЛЬНОСТИ КОММЕРЧЕСКИХ СЕРИЙ ПРЕПАРАТА ВАКЦИНЫ ЧУМНОЙ ЖИВОЙ ПРИ ХРАНЕНИИ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Вакцина чумная живая - единственный препарат для специфической профилактики чумы в России. Готовый препарат проходит жесткий контроль как производителя, так и независимых экспертов в форме обязательной сертификации, что позволяет уверенно говорить о безопасности вакцины и её эффективности. Параметры, которые подлежат контролю, должны соответствовать регламентированным нормам и не претерпевать изменений в течение срока годности препарата.

Мониторинг стабильности в процессе хранения является одним из принципов соблюдения надлежащей производственной практики. Стабильность (устойчивость) - это фактор качества лекарственного средства. Критериями стабильности служат сохранение внешнего вида, растворимости, подлинности и количественного содержания фармакологически активного вещества. Для живой вакцины основополагающим фактором является количество жизнеспособных клеток в ампуле, которое определяет число доз в препарате. Согласно регламентированным нормам, процент жизнеспособности микробных клеток должен быть не менее 25. При этом даже при соблюдении условий хранения препарата в течение срока годности (3 года) происходит частичное отмирание живых клеток. Ранее показано, что наибольшее падение процента жизнеспособности приходится на первые 2 - 3 месяца хранения, когда отмирают частично травмированные в процессе лиофилизации клетки. Затем в период срока годности снижение жизнеспособности минимально.

Нами был проведен анализ стабильности 35 коммерческих серий вакцины чумной живой выпуска 2015-2017 гг. Препарат хранили в холодильнике при температуре между 2 и 8 °С в течение всего периода испытаний (температурный интервал соответствует регламентированному). Исследования проводили каждые шесть месяцев в течение трех лет хранения.

По окончании каждого установленного временного интервала препарат контролировали по параметрам нормативной документации: физические свойства (внешний вид, время растворения, размер частиц, время седиментационной устойчивости) и специфическая активность (концентрация микробных клеток и процент живых микробных клеток).

Анализ полученных данных показал, что физические свойства препарата за все время хранения остались неизменными. Оптическая концентрация растворенной вакцины, определяемая методом сравнения с ОСО 42-28-85П (10 единиц), также не претерпела изменений.

Что касается процента жизнеспособных микробных клеток, то весь период происходило закономерное снижение жизнеспособности.

Исходные показатели жизнеспособности в анализируемых сериях составили: в 2015 году – 32,6 ± 0,6 % (19 серий), в 2016 году – 40,9 ± 3,4 % (8 серий) и в 2017 году – 56,6 ± 4,6 % (8 серий).

После шести месяцев хранения при (4 ± 2) °С жизнеспособность вакцины выпуска 2015 года составила 31,8 ± 0,6, 2016 – 39,9 ± 3,3, 2017 – 55,7 ± 4,4 %. Через год средняя жизнеспособность вакцины 2015 года составила 30,6±0,5 % (снижение на 2,0 %), 2016 года – 39,0 ± 3,3 % (снижение на 1,9 %) и 2017 года – 55,1 ± 4,4 % (снижение на 1,5 %).

Через полтора года хранения (середина срока годности) среднее снижение количества живых микробных клеток в препарате составило 2,8 % от исходного – до 29,7 ± 0,6 % у препарата 2015 года, 38,8 ± 3,3 % у препарата 2016 года, 53,3 ± 4,4 % у препарата 2017 года.

После двух лет наблюдения процент жизнеспособных клеток в препарате 2015 года составил 28,7 ± 0,7 % (меньше предыдущего показателя на 1,9 %), 2016 года – 37,6 ± 3,2 % (меньше на 1,4 %). По окончании срока годности в препарате выпуска 2015 года снижение составило 1,8 % - 26,9 ± 0,4 %. Следует заметить, что ни в одном случае не произошло уменьшения жизнеспособности ниже регламентированного уровня в 25 %.

Анализ полученных результатов показал, что через один год хранения процент жизнеспособности снизился в среднем на 1,8 %. Через два года произошло снижение еще на 1,7 % (всего на 3,5 % по сравнению с исходной). К окончанию срока годности показатель снизился еще на 1,8 %. Всего по результатам мониторинга за три года жизнеспособность вакцины упала на 5,7 % по сравнению с исходной. Таким образом, за время хранения препарата произошло закономерное снижение жизнеспособности, при этом ежегодные изменения составили не более 2,0 % (1,7 - 1,8), что при регламентированном колебании в 20 % от средней величины в ампуле вполне допустимо.

Проведенные исследования по сохранению стабильности вакцины чумной живой показывают, что препарат стабилен в течение всего срока годности, а незначительное снижение жизнеспособности, вполне закономерное для живой вакцины, не превышает регламентированных норм.

Андреевская Н.М., Михайлова В.А., Токмакова Е.Г., Хаптанова Н.М., Остяк А.С., Уланская А.В., Балахонов С.В., Лукьянова С.В.

ИЗУЧЕНИЕ И ПОДБОР АНТИГЕННЫХ И КОНТРОЛЬНЫХ ШТАММОВ *LISTERIA MONOCYTOGENES* ДЛЯ ПРОИЗВОДСТВА ЛИСТЕРИОЗНОЙ СЫВОРОТКИ

ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Сибири и Дальнего Востока, Роспотребнадзора, Иркутск, Россия

Листериоз - инфекционная болезнь животных и человека, протекающая с признаками поражения центральной нервной системы, явлениями сепсиса, абортами и маститами. Серологические методы, в том числе реакцию агглютинации (РА), применяют для выяснения эпизоотической ситуации в хозяйствах, где диагноз на листериоз поставлен комплексным методом с выделением культуры. Наиболее частым возбудителем листериоза у человека является *Listeria monocytogenes.*

Для исследования может быть использован клинический материал от людей и животных, пищевые продукты, патологический материал и объекты окружающей среды. В этих исследованиях применяют слайд-агглютинацию и пробирочную реакцию агглютинации, используя агглютинирующую листериозную сыворотку. Серологический метод реакции агглютинации является простым, информативным и надежным.

Производство листериозной сыворотки начинается с изучения и подбора антигенных и контрольных штаммов. Для подтверждения видовых характеристик штаммов *L. monocytogenes* и с целью отбора наиболее типичных, изучены 22 штамма из коллекции ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Сибири и Дальнего Востока Роспотребнадзора.

При изучении культурально-морфологических и биохимических свойств было установлено, что 17 тестируемых штаммов обладали характерными свойствами для представителей соответствующего вида. Пять штаммов листерий на основании биохимических свойств были отнесены к виду *L. ivanovii.* Видовая принадлежность к *L. monocytogenes* также подтверждена MALDI-TOF масс-спектрометрическим анализом с использованием расширенной базы MALDI Biotyper 3,0 – коэффициент соответствия составил от 2,241, что свидетельствует о вероятной идентификации до вида (Bruker Daltonics, Германия).

Из изученных штаммов нами отобраны антигенный штамм *L. monocytogenes* 766 для иммунизации кроликов-продуцентов и четыре штамма *L. monocytogenes* для контроля специфической активности сыворотки.

При изучении специфичности листериозных сывороток использовали *L. innocua* 6а 304004, *L. ivanovii* 97к–88, *E. coli* ATCC 25922 (F–50), *Sh. flexnery* 170, *S. enterica typhimurium* 21, *S. enterica enteritidis gartneri*, *S. aureus* 6538, *Y. enterocolitica* 03.

Полученные сыворотки имели титр антител в пробирочной реакции агглютинации 1:1600, а в слайд-агглютинации на стекле - 1:100, не нуждались в адсорбции групповых антител.

На основании вышеизложенного констатируем, что сыворотка агглютинирующая листериозная сухая производства ФКУЗ Иркутского научно-исследовательского противочумного института Сибири и Дальнего Востока Роспотребнадзора может успешно применяться для идентификации штаммов *Listeria monocytogenes* в санитарной, клинической и ветеринарной микробиологии и при эпизоотолого-эпидемиологическом мониторинге за листериозом.

Сыворотка прошла технические испытания в ФГБУ «ВНИИИМТ» Росздравнадзора, дана положительная оценка. Из Росздравнадзора получено разрешение на проведение клинических испытаний медицинского изделия.

Борздова И.Ю., Логвиненко О.В., Ракитина Е.Л., Костюченко М.В.

ЭФФЕКТИВНОСТЬ АНТИБАКТЕРИАЛЬНЫХ ПРЕПАРАТОВ, ИНКАПСУЛИРОВАННЫХ В НАНОСТРУКТУРЫ, ПРИ ЛЕЧЕНИИ ЭКСПЕРИМЕНТАЛЬНОЙ ЧУМНОЙ ИНФЕКЦИИ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Современная индустрия создания лекарственных препаратов обязывает исследователей в области фармации и медицины к разработке и внедрению инновационных технологий в лечебную деятельность. Использование нанотехнологий в области медицины дает возможность конструирования наносистем, выполняющих функции диагностики и отслеживания возбудителей инфекций; восстановления поврежденных или постаревших тканей и отдельных клеток; создания наночастиц как средств целевой доставки лекарственных веществ. Системы доставки лекарств на основе наночастиц способны улучшить такие биофармацевтические свойства, как абсорбция лекарственного вещества, его распределение, метаболизм, элиминация. Наночастицы имеют свойство проникать практически через все биозащитные механизмы организма, через стенки сосудов кровеносной системы и через кожу. Инновационные технологии и оборудование фармацевтического производства. В макроорганизме наносомальные антибактериальные препараты захватываются клетками мононуклеарной фагоцитарной системы и в органах, содержащих большое количество макрофагов, создается повышенная концентрация препаратов, причем, на более длительный промежуток времени, чем при использовании свободного антибиотика.

Таким образом, цель работы, изучение эффективности использования моксифлоксацина, инкапсулированного в наночастицы при лечении экспериментальной чумной иинфекции по результатам бактериологических и иммунологических методов исследования является актуальной.

В качестве наноконтейнеров использовали липосомы, состоящие из фосфатидилхолина, холестерина («Реахим», Россия) и дицетилфосфата («Sigma», США) в весовом соотношении 7:2:1 соответственно, полученные методом «выпаривания и обращения фаз». На стадии получения липосомального препарата добавляли навеску моксифлоксацина (фторхинолон IV поколения) в соответствии с лечебной дозой.

Беспородных белых мышей весом 18 - 20 г. заражали вирулентным штаммом возбудителя чумы Yersinia pestis 461 в паховую область подкожно в объеме 0,2 мл дозой 2 DCL (что соответствует 200 КОЕ) с последующим лечением моксифлоксацином (авелокс, Bayer, Германия) в свободной и инкапсулированный в наносомы формах. Лечение продолжительностью 7 дней начинали через 24 часа после заражения. Антибактериальный препарат в свободной и наносомальной формах животные получали внутримышечно через каждые 24 часа: в свободной форме – в дозе 1,0 мг/мышь, что соответствовало среднесуточным (максимальным) человекодозам, заключенный в наносомы – 1,0 мг/мышь и 0,5 мг/мышь. Контролем служили интактные животные.

Кровь и органы животных, умерщвленных хлороформированием, исследовали на 1, 7, 14 и 30 сутки после начала лечения. Об эффективности лечения судили по данным бактериологического и иммунологического исследований. Бактериологическое исследование осуществляли методом отпечатков органов на агар Хоттингера с добавлением генцианвиолета, pH 7,2. При иммунологическом исследовании определяли фагоцитарную и функциональную активность, содержание катионных белков (КБ) и активность миелопероксидазы (МПО) в лейкоцитах крови. Полученные результаты обрабатывали статистически с использованием программы Statistica 6.0.

Данные эксперимента показали, что у белых мышей, не получавших лечения, возбудитель чумы выделяли из всех исследуемых органов до момента гибели. При проведении этиотропной

терапии, выделение *Y.pestis* из внутренних органов отмечали в первые сутки с места введения инфекта. В последующие сроки наблюдения в группах животных, получавших моксифлоксацин, как в свободной, так и в наносомальной формах, рост возбудителя на питательной среде при посеве внутренних органов не определяли.

В группе белых мышей, не подвергшихся лечению, погибли все особи. Количество выживших животных при использовании свободного препарата и его наносомального аналога было идентичным и составляло 95 % - 97 %. Отмечено, что показатели активности микробицидных систем в лейкоцитах крови достоверно снижались в период массовой гибели животных.

Использование свободной и наносомальной форм моксифлоксацина не оказывало влияния на поглотительную функцию нейтрофилов на 7 - 14 сутки определяемый показатель находился в пределах 83,4 ± 2,3% и 85,0 ± 3,1 %, контрольные значения соответствовали 85,7 ± 2,9%. Используемый в эксперименте антибактериальный препарат угнетал кислородзависимый метаболизм в НСТ-тесте до 2,3 ± 1,1 %, инкапсулированный – 2,9 ± 1,3 % у интактных животных данный показатель составлял 5,4 ± 1,0 %.

Хотя содержание КБ в лейкоцитах периферической крови мышей снижается во всех группах, у животных, которым вводили липосомальную форму моксифлоксацина, указанное снижение было менее выраженным и составляло 1,21 ± 0,03 против 1,14 ± 0,02 при использовании свободного аналога (1,6 ± 0,03 % контроль). Через 30 суток отмечается тенденция к нормализации исследуемых показателей.

Таким образом, в наших исследованиях показано, что при лечении экспериментальной чумной инфекции, эффективность действия свободного моксифлоксацина и его наносомального аналога были идентичны по результатам бактериологического исследования. Отмечено, что колебания определяемых иммунологических показателей было менее выражено при использовании наносомальной формой моксифлоксацина.

Дзагурова Т.К.[1], Синюгина А.А.[1], Курашова С.С.[1], Егорова М.С.[1], Баловнева М.В.[1], Леонович О.А.[1], Ишмухаметов А.А.[1,2], Ткаченко Е.А.[1,2]

ТЕХНОЛОГИЧЕСКИЕ АСПЕКТЫ УСОВЕРШЕНСТВОВАНИЯ ВАКЦИН ПРОТИВ ГЛПС

[1]ФГБНУ «Федеральный научный центр исследований и разработки иммунобиологических препаратов им. М.П. Чумакова РАН», Москва, Россия;
[2]Первый Московский государственный медицинский университет им. И.М. Сеченова, Москва, Россия

Геморрагическая лихорадка с почечным синдромом (ГЛПС) занимает ведущее место среди природно-очаговых болезней человека в РФ. Около 98 % случаев ассоциировано с вирусом Пуумала (ПУУ), остальные случаи вызываются вирусами Хантаан, Амур, Сеул, Куркино и Сочи.

К настоящему времени коммерческие инактивированные цельновирионные вакцины для профилактики ГЛПС производятся в Китае и Корее на основе вирусов Хантаан и Сеул, но они не защищают от заражений вирусом Пуумала. Актуальные для РФ профилактические вакцины в виде бивалентной (на основе вирусов Пуумала и Куркино) и трехвалентной (на основе вирусов Пуумала, Хантаан, Сочи) были разработаны в «ФНЦИРИП им. М.П. Чумакова РАН».

Технология производства этих вакцин включает этапы: 1) накопление вируссодержащего субстрата в виде культуральной жидкости клеток Vero, инфицированных соответствующим

вирусом; 2) концентрирование вируса путем ультрафильтрации в тангенциальном потоке после предварительной осветляющей фильтрации; 3) очистка вируса от балластных примесей гельфильтрацией на колонках 6 FF; 4) инактивирование вируса; 5) формуляция вакцины.

При разработке технологии хантавирусных вакцин, наряду с решением других ключевых технологических задач, были апробированы различные способы инактивирования вируса с целью выбора наиболее оптимального варианта, а также были усовершенствованы методы контроля специфической активности вакцины.

Иммуногенную активность вакцинных препаратов определяли на мышах BALB/c массой 18 - 20 г. Нейтрализующие антитела определяли в опытах нейтрализации в культуре клеток Vero E6. Для сравнения результатов использовали среднегеометрические титры нейтрализующих антител, подсчитанные по 50% редукции числа фокусобразующих единиц.

Были изучены условия инактивирования и влияние ультрафиолета (УФ), формальдегида (Ф) и β-пропиолактона (β-ПЛ) на иммуногенные свойства вакцины на основе вируса Пуумала.

Предварительно были определены оптимальные условия инактивирования вируса Пуумала с учетом его термолабильности. Инактивация УФ – 3 мин. на расстоянии 24 см, толщина слоя препарата 3 мм, спектр излучения 253,7 нм. Инактивация β-ПЛ в разведении 1/6000 - 2 ч при 25 ± 1 ^{0}C. Инактивация Ф в разведении 1/4000 - 30 суток при 6 ± 2 ^{0}C.

При введении мышам BALB/c испытуемых вакцинных препаратов каких-либо побочных эффектов, как местного, так и общего характера не наблюдалось. Среднегеометрические титры нейтрализующих антител в ответ на введение вакцинных препаратов составили: при инактивации УФ – 7,41 ± 0,03 $\log_2$; БПЛ – 8,17 ± 0,01 $\log_2$; Ф – 7,93 ± 0,16 $\log_2$. Различия уровня титра нейтрализующих антител по U-критерию Манна-Уитни статистически не значимы ($p>0,05$). Однако, применение УФ и БПЛ имеют технологические преимущества по сравнению с формалином. Инактивация формалином по времени занимает не менее месяца, что значительно увеличивает длительность технологического процесса, а также требует контроля вакцины на остаточный формальдегид. β-ПЛ в водных растворах гидролизуется через 2 часа при 25 ^{0}C (время полной инактивации вируса) с образованием не токсичных, не канцерогенных продуктов и, наряду с УФ, является более технологичным и безопасным методом инактивации в производстве вакцин против ГЛПС.

При разработке методов контроля специфической активности хантавирусных вакцинных препаратов, наряду с иммуноферментным методом выявления эпитопов Фоболочечного белка G_N:G_C, был разработан метод количественного определения копий вирусной РНК методом ПЦР «в реальном времени» (РТ-ПЦР) на основе данных полногеномного сиквенса вакцинных штаммов. Для определения специфической активности инактивированной вакцины на основе вируса Пуумала методом РТ-ПЦР были разработаны праймеры и зонд, содержащие флуоресцентную метку FAM на 5'конце и гаситель флуоресценции BHQ2 на 3'конце, на вакцинный штамм ПУУ-ТКД/Vero. РНК выделяли из хроматографически очищенного концентрата, инактивированного β-ПЛ и Ф, методом хлороформ-фенольной экстракции. Получали кДНК путем обратной транскрипции в общем объеме 20 мкл, содержащей 5× буфера (Fermentas), 2,5 мМ смеси трифосфатов (СибЭнзим), 20 пМ N6 праймера (СибЭнзим), 1 ед.акт. обратной транскриптазы (Fermentas), 10 мкл раствора РНК. Реакцию проводили при температурно-временных условиях: 25 ^{0}C – 10′, 42 ^{0}C – 30′ и 96 ^{0}C – 6′. Объем реакционной смеси при РТ-ПЦР составлял 25 мкл и включал 10× буфер, 2,5 мМ смеси трифосфатов, 5 пМ каждого праймера и зонда (Евроген), 2 ед. акт. HS Taq DNA Polymerase, 2 мкл кДНК и стерильная вода. Реакцию проводили при температурно-временных условиях: 1 цикл 95 ^{0}C– 2′; 40 циклов 95 ^{0}C – 15′′, 55^{0}C – 40′′, 72 ^{0}C – 30′′. Амлификацию и детекцию в реальном времени проводили на амплификаторе Quant Studio RT PCR (Bio-Rad, США).

Подобранная система обладает специфичностью: ложноположительных реакций с другими хантавирусами, а также с вирусами других родов не зафиксировано.

Результаты оценки количественного содержания РНК вируса Пуумала показали совпадение концентрации вируса в образцах со стандартами, содержащими известное количество

РНК вируса Пуумала. Определено, что после инактивирования, количественное содержание РНК вируса в вакцинном материале составляет: для контрольного нативного образца с титром 6 lg ФОЕ/мл - 4,8 ± 0,3 х 10^6 копий/мл; после инактивирования β-ПЛ – 3,8 ± 0,5х10^5 копий/мл, что соответствует исходному титру 5 lg ФОЕ/мл; после инактивирования формалином – 3,6 ± 0,4 х 10^4 копий/мл, что соответствует 4 lg ФОЕ/мл. Разработанная система оценки количественного содержания вирусной РНК продемонстрировала специфичность и надежную воспроизводимость, что делает перспективным ее применение для контроля специфической активности вакцины против ГЛПС.

Жарникова И.В., Курчева С.А., Жарникова Т.В., Котенёва Е.А., Гнусарева О.А., Геогджаян А.С., Кошкидько А.Г., Калинин А.В., Котенёв Е.С.

ПОДГОТОВКА И КОНТРОЛЬ МАГНИТНЫХ СОРБЕНТОВ ДЛЯ ОСУЩЕСТВЛЕНИЯ ПРОБОПОДГОТОВКИ ПАТОГЕНОВ В МАСС-СПЕКТРОМЕТРИИ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Современная масс-спектрометрия, и в особенности, MALDI масс-спектрометрия, является общепризнанным и надежным методом анализа многокомпонентных смесей**.** MALDI-TOF MS уже зарекомендовал себя как эффективный высокоспецифичный и быстрый метод для идентификации различных микроорганизмов при эпидемиологических исследованиях. С целью получения положительного результата масс-спектрометрического анализа необходимо провести качественную подготовку исследуемой пробы. Для повышения вероятности выявления патогенов, в особенности из образцов больших объемов, где концентрация патогенных микроорганизмов может быть очень низкой, и/или контаминированых посторонней микрофлорой, необходима стадия концентрирования.

Перспективными в этом отношении стали сорбционные системы, сочетающие сорбент-реагент-элюент и обеспечивающие качественное извлечение патогенов, а также их элюцию. В этом случае не требуется проведение длительного и трудоемкого разложения концентратов и становится возможным многократное использование сорбентов.

В последнее время, в качестве сорбционных материалов, применяются сверхсшитые полистирольные сорбенты, обращено-фазовые сорбенты - С8 и С18, сорбенты на базе полидивинилбензола, углеродные материалы различной природы, неорганические сорбенты на основе кремнезема, диоксида титана и оксидов железа. Взаимодействие сорбентов с белками и пептидами (при отсутствии ковалентной сшивки) pH-зависимое, поэтому связанные пептиды можно элюировать, изменяя pH, уменьшая ионную силу буфера или используя другие хелатирующие агенты, такие как ЭДТА или имидазол. Селективность жестких и промежуточных ионов различна: при оптимальном для их связывания pH (кислом и нейтральном соответственно), они координируются с разными аминокислотными остатками или модификациями на поверхности молекулы белка.

Цель исследовательской работы: конструирование композиционных магнитных сорбентов (КМС) для концентрирования возбудителей опасных инфекций, подбор элюирующих растворов, параметров элюции патогенов для последующей их индикации в масс-спектрометрическом анализе.

Проведя анализ литературных данных и ряд экспериментов по синтезу КМС, были сконструированы сорбенты двух видов: композит, модифицированный 6 % раствором декстрана, состоящий из кремнезема и оксида железа (в соотношении 1:1:1); и сорбент на основе сульфата

железа с добавлением различных компонентов. Частицы сорбента имеют высокую магнитную восприимчивость. Их преимущество на стадии пробоподготовки для извлечения и концентрирования патогенов из сложных объектов заключается в том, что разделение можно осуществить в одну стадию с помощью магнита, без центрифугирования или фильтрации. Покрытие магнитных частиц оболочкой кремнезема позволяет получать широкий спектр функциональных групп на поверхности частиц SiO_2.

Для лучшего взаимодействия патогенов с сорбентами проведена их модификация с использованием катионного поверхностно-активного вещества (ПАВ).

Сорбенты на основе оксидов металлов могут быть использованы в различном аппаратурном исполнении. Нами использован batch-вариант, в котором сорбент помещен в микропробирку, что позволяет патогенам дольше взаимодействовать с ним. В результате взаимодействия патогенов в течение 2 5± 5 мин с КМС происходит максимальная адсорбция на сорбенте.

Следующей операцией после концентрирования и промывки является элюирование патогена с сорбента. Для проведения элюции применяли растворы различных реагентов: ацетонитрила, этиленгликоля, едкого калия и натрия, ферментов, детергентов. Первичный контроль присутствия в элюенте искомого антигена проводили в реакции иммуноферментного анализа (ИФА).

Результаты проведенных исследований свидетельствуют о том, что после концентрирования возбудителя туляремии на КМС эффективно проводить элюирование патогена с магнитной матрицы, для постановки ИФА, одним из растворов: 1 % раствор твин 20, pH 5,6; 0,03 М раствор калия едкого, pH 11,4. Выявляемость искомых микробных клеток в ИФА при их использовании составила 1×10^6 м.к./мл, при отсутствии ложноположительных результатов.

Согласно методическим рекомендациям (МР 4.2.0089-14) экстракцию белков проводят с использованием 80 % раствора трифторуксусной кислоты (ТФУ). В связи с этим, нами апробирован данный вариант использования ТФУ с / без применения ранее использованных элюирующих растворов, применяемых для отделения возбудителя инфекции от магнитной матрицы. Установлено, что при использовании для элюции ТФУ без 0,03 М раствора калия едкого, результативность выявления возбудителя в ИФА снижается незначительно. Таким образом, показана возможность элюции патогена с КМС с применением ТФУ без дополнительных элюентов.

В дальнейшем планируется применение сконструированных сорбентов для селективного концентрирования патогенов по традиционной методике, с последующей промывкой, элюцией и исследованием пробы в методе MALDI-TOF, с постановкой контрольных проб: контроль КМС (без инкубации с микробной взвесью) и контроль микробной взвеси (отсутствие КМС). Будет проведена автоматическая идентификация на основании сравнения собранных исходных спектров с референтными спектрами базы данных.

Таким образом, разработана биотехнология получения сорбентов с магнитными свойствами. Сконструированные сорбенты механически прочны, химически стабильны, устойчивы к действию микроорганизмов, не набухают в растворителях, обладают высокой проницаемостью для элюатов. Наличие магнитного материала обеспечивает упрощение, ускорение манипуляций с сорбентами.

Из существующего многообразия методов пробоподготовки, в каждом конкретном случае, необходим индивидуальный подход в зависимости от извлекаемого аналита, как в подборе сорбентов, так и в применении элюирующих растворов и методов элюции. Применение на стадии пробоподготовки железосодержащего сорбента позволит избавиться от матричных эффектов и повысить селективность анализа для большинства образцов.

Жиров А.М.[1], Ковалев Д.А.[1], Сирица Ю.В.[1], Шахова В.Н.[2], Кастарнова Е.С.[2], Ульшина Д.В.[1], Бобрышева О.В.[1], Писаренко С.В.[1]

ИССЛЕДОВАНИЕ АНТИБАКТЕРИАЛЬНОЙ АКТИВНОСТИ ЦЕФОТАКСИМА В СОСТАВЕ НАНОЧАСТИЦ ХИТОЗАНА В ЭКСПЕРИМЕНТЕ

[1]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2]ФГБОУ ВО Ставропольский государственный аграрный университет, Ставрополь, Россия

Цефотаксим – полусинтетический антибиотик группы цефалоспоринов III поколения, главным образом, для парентерального применения. Механизм действия связан с высокой тропностью цефотаксима к пенициллинсвязывающим белкам оболочки бактерий и способностью блокировать полимеразу пептидогликана, нарушать биосинтез мукопептида клеточной стенки микроорганизмов. Антибиотик устойчив к четырем из пяти известных бета-лактамаз грамотрицательных бактерий и пенициллиназе стафилококков. Особое значение имеет применение цефотаксима для лечения инфекций дыхательных путей, кожи и мягких тканей, бактериального менингита и других инфекционных болезней.

В настоящее время одной из стратегий повышения эффективности действия лекарственных препаратов является создание их новых форм с применением методов нанокапсулирования. Перспективным материалом для создания микро- и наноразмерных систем доставки лекарств является хитозан – дезацетилированное производное природного полисахарида хитина. К основным преимуществам хитозана можно отнести низкую токсичность и высокую биосовместимость (полностью деградируется гидролазами организма до олигосахаридов и глюкозамина).

Эффективность применения антибиотиков зависит, в том числе, от степени проникновения препарата в клетку. Так, цефтриаксон показывает активность против *Salmonella* spp. *in vitro*, но мало эффективен при уничтожении внутриклеточных патогенов. Введение цефтриаксона в состав наночастиц хитозана обеспечивает внутриклеточную доставку антибиотика и существенно увеличивает антибактеральное действие против *S. typhimurium*. Аналогично цефотаксим в хитозановых наночастицах показывает большую противомикробную активность *in vitro* против штаммов *K. pneumoniae*, *P. aeruginosa*, *E. coli* и *S. aureus* с множественной лекарственной устойчивостью по сравнению со свободной лекарственной формой цефотаксима. Кроме того, цефотаксим в состав наночастиц хитозана подавляет образование бактериальных биопленок.

Таким образом, цель работы заключалась в определении антибактериальной активности цефотаксима в составе наночастиц хитозана при лечении экспериментального клостридиоза у птицы.

При проведении работы использовались реактивы фирмы «Sigma-Aldrich», США: хитозан (190 – 310 кДа), натрия триполифосфат, цефотаксим, уксусная кислота, ацетонитрил, ацетат аммония > 98 %, вода ультрачистая (тип I по ASTM, система Millipore, США). Наночастицы хитозана с включенным цефотаксимом получали методом ионной кросс-сшивки. Хитозан растворяли в 1 % уксусной кислоте до концентрации 3 мг/мл и фильтровали через фильтр с диаметром пор 0,2 мкм (Millipore, США). К раствору хитозана добавляли раствор цефотаксима и триполифосфата натрия при перемешивании на диспергаторе Ultra-Turrax (IKA, Германия) при 2500 об/мин в течение 30 мин. Затем взвесь частиц центрифугировали при 10000 об/мин в течение 5 мин при температуре 4 °С, дважды промывали водой. Полученный препарат хранили при температуре (2–8) °С.

При работе с животными следовали Европейской конвенции о защите позвоночных животных, используемых для экспериментов или в иных научных целях (ETS № 123, г. Страсбург, 18.03.1986 г.). Клостридиевую инфекцию моделировали на цыплятах бройлеров кросса

Кобб-500 и сформировали 3 группы цыплят по 15 голов в каждой. В возрасте 10 суток птицу подвергли пероральному заражению суточными культурами *Clostridium perfringens* тип С «ВТ». Лечение начинали через сутки от момента заражения, эффективность заражения подтверждена бактериологическим исследованием кишечника в группах №1 и №2. Лечение экспериментальной инфекции проводили путем подкожного введения 10 мг/кг цефотаксима 2 раза в сутки в течение 7 дней, в свободной форме группе №1 и в составе наночастиц хитозана группе №2, группа №3 служила контролем.

Об эффективности лечения судили по данным бактериологического исследования путем посева на среду Китта-Тароцци содержимого кишечника (толстый и тонкий отделы) умерщвленного животного. Бактериологические исследования помета птицы проводили в соответствии с ГОСТ 26503-85 Животные сельскохозяйственные. Методы лабораторной диагностики клостридиозов.

В течение первых суток после заражения птица была вялой, сонливой и испытывала жажду, что вероятно связано со стрессом. На 3 сутки после заражения у цыплят-бройлеров групп №1 и №2 наблюдалась вялость, скученность, жажда, данные признаки по истечении 2 суток отмечались у единичных особей, затем исчезали. На 6 сутки после заражения в группе №1 помет цыплят-бройлеров имел тягучие нитевидные включения белого цвета, что косвенно свидетельствует о персистенции в желудочно-кишечном тракте *Clostridium perfringens.*

В результате ежедневного наблюдения было установлено, что потребление корма и воды цыплятами статистически достоверно не отличалось и соответствовало нормам, соответствующим кроссу Кобб-500. В течение эксперимента в группе №1 падеж птицы составил 3 особи, падежа птицы в группе №2и №3 не наблюдалось.

При бактериологическом исследовании помета на 3 сутки после заражения установлено наличие *Clostridium perfringens* в группах № 1 и № 2. На 5 сутки после заражения в группе 2 *Clostridium perfringens* отсутствует в пробах, однако в помете обеих групп присутствует кишечная палочка, что свидетельствует об ослаблении организма птицы на фоне заражения. В помете контрольной группы обнаружена нормальная микрофлора.

В результате бактериологического исследования кишечника через сутки после заражения подтверждено присутствие *Clostridium perfringens* в опытных группах. После завершения опыта при бактериологическом исследовании установлено, что применение цефотаксима в дозе 10 мг/кг в течение 7 дней не обеспечивает эрадикации *Clostridium perfringens*, а применение цефотаксима на основе хитозана в дозе 10 мг/кг обеспечивает 100 % терапевтическую эффективность.

В эксперименте показана высокая терапевтическая эффективность *in vivo* цефотаксима в составе наночастиц хитозана по сравнению со свободной формой.

Зуенко А.А., Старцева О.Л., Богданова Ю.В., Гридина Т.М.

ПРИНЦИПЫ СИСТЕМЫ ОБЕСПЕЧЕНИЯ КАЧЕСТВА ПРОИЗВОДСТВА МЕДИЦИНСКИХ ИЗДЕЛИЙ И ЛЕКАРСТВЕННЫХ СРЕДСТВ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Система обеспечения качества (СОК) служит залогом успеха и основным условием, гарантирующим выпуск продукции в соответствии с требованиями нормативной документации. Особенности этой системы состоят в участии всех работников предприятия в управлении качеством, разделении ответственности за обеспечение качества, постоянном повышении квалификации в области качества всего персонала, стимулировании деятельности в области качества.

Обеспечение производства и контроля качества иммунобиологических лекарственных препаратов (ИЛП) и медицинских изделий (МИ) является сложной комплексной задачей, в которую входят:

- использование в производстве помещений, технологического оборудования, исходных материалов, отвечающих требованиям промышленного регламента производства ИЛП и МИ, фармакопейной статьи предприятия или технических условий;
- надлежащая подготовка условий производства;
- соответствие персонала, занятого в производстве ИЛП и МИ, требованиям к профессиональной подготовке, личной гигиене, исполнительной дисциплине.

Система регламентирует процессы, относящиеся к производству продукции, а также проводит анализ деятельности других подразделений предприятия, деятельность которых может повлиять на качество выпускаемой продукции. Процессы производства продукции и управления предприятием необходимо постоянно совершенствовать, и поэтому СОК не должна быть статичной.

В институте работает комиссия по самоинспекции производства ИЛП и МИ, которая проводит внутренний аудит, являющийся одним из важных инструментов непрерывного совершенствования и эффективного функционирования СОК.

Проведение внешнего и внутреннего аудита позволяет своевременно выявлять возможные отклонения в производстве ИЛП и МИ и проводить корректирующие мероприятия.

Политика института в области качества направлена на обеспечение надлежащего производства и контроля качества на всех этапах производства ИЛП и МИ и включает следующие цели:

- организация научно-производственной работы института с целью выпуска высококачественных ИЛП и МИ;
- постоянное повышение профессиональной квалификации сотрудников научно-производственных подразделений;
- непрерывный мониторинг за процессами производства;
- разработка и исполнение требований различных видов нормативной документации;
- информирование персонала о требованиях системы обеспечения качества.

Политика в области качества постоянно актуализируется и обеспечивает улучшение условий труда, внедрение системы мотивации качественного труда, определение ответственности каждого сотрудника, внедрение системы аттестации и повышения профессиональной квалификации сотрудников.

Организационная структура СОК включает руководство института, структурные подразделения, задействованные в производстве и контроле качества ИЛП и МИ, а также организации, осуществляющие внешний контроль производства.

Система обеспечения качества ИЛП и МИ включает следующие принципы:

- четкое распределение и выполнение обязанностей специалистами, занятыми в производстве;
- документальное оформление всех этапов производства и контроля качества ИЛП и МИ;
- организация производства в соответствии с действующей нормативной документацией;
- обеспечение прослеживаемости всего процесса производства и контроля качества за счет подробного документирования от приема исходных материалов до реализации готовой продукции;
- контроль исходных материалов, промежуточной и готовой продукции на соответствие требованиям, установленным нормативной документацией;
- выполнение требований к производственным помещениям, технологическому оборудованию и процессам;
- анализ причин рекламаций и организация системы отзыва продукции, не соответствующей требованиям нормативной документации;
- систематическое проведение инспектирования производства ИЛП и МИ.

Существенную роль в СОК играет валидация технологического оборудования, технологи-

ческих процессов, физико-химических и биологических методов контроля, которую проводит рабочая группа по валидации.

Персонал также является критическим моментом в производстве ИЛП, причиной возможных технологических нарушений и загрязнений, приводящих к производственному браку. Система работы с персоналом включает в себя следующие основные разделы:

- разработка и контроль документально оформленных требований к персоналу;
- аттестация персонала;
- создание системы обучения персонала (первичное, периодическое, специальное, внеочередное);
- мониторинг за состоянием здоровья персонала.

Производство ИЛП и МИ должно проходить на основе «процессного подхода», который подразумевает контроль отдельных технологических операций и управление ими как единым процессом, с целью исключения возможности выпуска брака продукции.

Катунина Л.С., Курилова А.А., Ковтун Ю.С., Шаталов В.В., Василенко Е.И.

ИЗУЧЕНИЕ РОСТОВЫХ СВОЙСТВ БЕЛКОВЫХ ГИДРОЛИЗАТОВ, ПОЛУЧЕННЫХ ПО МОДИФИЦИРОВАННОЙ ТЕХНОЛОГИИ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

В настоящем исследовании были изучены ростовые свойства питательных сред из гидролизатов, полученных по модифицированной технологии, включающей постадийную обработку белкового сырья. На первой стадии сырьё подвергали химическому гидролизу аммиаком, а затем, на следующий день – ферментативному с помощью поджелудочной железы. Воздействие на сырьё аммиаком способствует разрыхлению и ослаблению структуры, усилению гидролитических процессов, что позволяет повысить эффективность ферментации сырья на второй стадии изготовления.

В качестве белкового сырья для двухстадийного гидролиза применяли сырую замороженную рыбу мойву, сырой фарш из говяжьего мяса и поджелудочную железу крупного рогатого скота. После измельчения к белковому сырью добавляли воду в соотношении 1:1,5.

Химический гидролиз (аммиачный способ) вели в автоклаве при 120 °С в течение 50 мин, аммиак в гидролизные смеси добавляли из расчета по 30 мл на 1 кг сырья, pH при этом составил, соответственно, 9,6; 9,41 и 8,62.

На второй день во всех трёх гидролизатах корректировали pH соляной кислотой в разведении 1:1 до (7,8 ± 0,1) ед, добавляя на общий объем, соответственно, – 30,0 мл; 25,0 мл и 25,0 мл кислоты. Затем вносили поджелудочную железу, дважды пропущенную через мясорубку, из расчета 0,4 кг на 1 кг белкового сырья. Гидролизную смесь консервировали хлороформом из расчета 10 мл хлороформа на 1 л смеси.

Ферментативный гидролиз проводили в термокамере при температуре 42 °С в течение 3 суток, затем отстаивали 2 суток. Фильтровали через полотно Бельтинг, добавляя 2 % хлороформа к объёму жидкости, далее гидролизаты хранили в холодовой камере.

О результатах гидролиза судили по величине аминного азота, сухого остатка и ростовым свойствам питательных сред, содержащих изготовленные гидролизаты. Определение физико-химических показателей проводили в соответствии с МУК 4.2.2316-08 «Методы контроля бактериологических питательных сред».

Аминный азот составлял 1006 мг% в мясном, 812 мг% в рыбном и 882 мг% в гидролизате поджелудочной железы. Содержание сухого остатка составило в рыбном гидролизате – 9,7 %, в мясном – 13,0 %, в гидролизате поджелудочной железы – 12,7 %. Данные показатели являются достаточно высокими и свидетельствуют о значительном содержании свободных аминокислот и других питательных веществ в полученных гидролизатах.

Ростовые свойства полученных гидролизатов по показателям прорастания, чувствительности питательных сред и скорости роста на них возбудителя чумы изучали в соответствии с методическими указаниями МУ 3.3.2.2124-06 «Контроль диагностических питательных сред по биологическим показателям для возбудителей чумы, холеры, сибирской язвы, туляремии, бруцеллёза, легионеллёза» на моделях бульонных и агаризованных сред для культивирования вакцинного штамма чумного микроба *Yersinia pestis* EV.

На всех жидких питательных средах через 46 ч культивирования наблюдался выраженный рост вакцинного штамма чумного микроба при высеве 1×10^3 м.к. на 10 мл среды (0,1 мл из разведения 10^{-5}) и при посеве 1×10^2 м.к. на 10 мл среды (0,1 мл из разведения 10^{-6}). Интенсивность роста на средах со всеми изучаемыми гидролизатами была одинаковой. В бульонах наблюдался агглютинативный рост с образованием рыхлого осадка на дне пробирки, без помутнения среды. Штамм не разлагал рамнозу, сахарозу, лактозу и глицерин в течение 6 суток.

Плотные питательные среды обеспечивали рост чумного микроба через 48 ч инкубации при температуре 37 °С на всех агаровых пластинках при высеве 100 и 10 м.к., причём на пластинках питательного агара, изготовленного из гидролизата поджелудочной железы, уже через 44 ч вырастали колонии диаметром 1,0 мм, а на всех остальных питательных средах колонии достигали размера 1,0 мм через 48 ч. Колонии были шероховатыми с бугристым центром коричневого цвета и «кружевной» периферией.

Таким образом, проведённые исследования позволили установить, что модификация технологии изготовления питательных основ путем введения стадии аммиачной обработки белкового сырья способствует более полной его ферментации, а двухстадийный гидролиз является эффективным способом получения питательных основ с высоким содержанием аминного азота – одного из основных показателей качества микробиологических сред.

Ковтун Ю.С., Курилова А.А., Курчева С.А., Катунина Л.С., Василенко Е.И.

О ПОВЫШЕНИИ ЭФФЕКТИВНОСТИ ПИТАТЕЛЬНОЙ СРЕДЫ ДЛЯ КУЛЬТИВИРОВАНИЯ ТЕСТ-ШТАММА *BRUCELLA ABORTUS* 19 ВА

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Тест-штамм *Brucella abortus* 19 ВА широко используется как при производстве бруцеллезной вакцины, так и для изготовления ряда диагностических препаратов, что вызывает необходимость получения большого количества биомассы данного штамма. Поэтому, одним из основных направлений совершенствования технологии изготовления указанных иммунобиологических препаратов остается повышение эффективности питательных сред для культивирования бруцелл.

Для выращивания бруцелл предложено большое количество сред лабораторного изготовления, в качестве питательной основы которых используются гидролизаты мяса, рыбы, печени, а также мясные, печеночные, картофельные настои. Стимуляторами роста чаще всего служат дрожжевые экстракты, глюкоза, глицерин, сыворотка крови. Однако изготовление большинства из вышеупомянутых сред требует значительных трудозатрат, сопровождается риском

контаминации посторонней микрофлорой, часть их имеет низкую эффективность. Выход бакмассы коммерческих сред – бруцеллагара, основы агара для бруцелл (Brucella Agar Base, код M074) производства HiMedia Laboratories Pvt. Limited (Индия) также недостаточен – 9–13 млрд м.к./мл среды. Недостатками последних двух сред являются интенсивная цветность бруцеллагара и высокая стоимость индийского препарата. Среда-заменитель «Альбими»-агара лишена этих недостатков, но её эффективность также невелика – 10–16 млрд м.к./мл среды.

Целью данной работы явилось повышение эффективности среды для культивирования бруцелл. Для этого проведено изучение накопления бакмассы тест-штамма *B. abortus* 19 ВА на моделях питательных сред, включающих различные гидролизаты следующего состава (г/л): гидролизат, из расчета содержания сухих веществ, – 20,0; сухой дрожжевой экстракт – 1,5; натрия хлорид – 5,0; глюкоза – 1,0; натрий пиросернистокислый – 0,1. Агар микробиологический добавляли в количестве, обеспечивающем прочность готовой среды (360 ± 30) г. pH среды устанавливали в пределах 7,3 ± 0,1. Были использованы следующие панкреатические гидролизаты: казеина, соевого шрота, крови, кукурузного экстракта, желатина, глютена, говяжьего мяса, а также пептон сухой ферментативный для бактериологических целей, который изготавливают из рубцов и летошки крупного рогатого скота, овец и коз, а также из желудков свиней с использованием слизистой оболочки желудков и поджелудочной железы. Пептон ферментативный входит в состав большого количества питательных сред для культивирования бруцелл.

Для более объективной оценки специфической активности гидролизатов и исключения влияния на ростовые свойства сред дрожжевого экстракта была изготовлена серия препаратов, не содержащая данный компонент. С целью изучения стимуляции специфической активности препаратов глицерином и увеличенным содержанием глюкозы третья серия сред содержала дополнительно 5 г/л глицерина, а четвертая – 5 г/л глицерина и глюкозу в конечной концентрации 10 г/л.

Определение эффективности среды проводили в соответствии с Методическими указаниями МУК 4.2.2316-08 «Методы контроля бактериологических питательных сред». Посевы инкубировали при температуре 37 °С в течение 48 и 72 ч.

Среды, не содержащие дрожжевого экстракта и приготовленные из пептона, гидролизатов казеина, желатина, крови обладали низкой эффективностью, не превышающей 3,3 млрд м.к./мл среды при культивировании в течение 48 часов, что объясняется, для гидролизатов – несбалансированностью качественного состава исходного сырья, а в случае пептона – разрушением ростовых факторов при высушивании продукта. Эффективность аналогичных сред, включающих гидролизаты говяжьего мяса, соевого шрота, глютена, кукурузного экстракта при этой же продолжительности культивирования варьировала в интервале от 4,97 до 7,29 млрд м.к./мл среды. Полученные результаты указывают на полноценность качественного состава мяса и высокое содержание витаминов и микроэлементов в растительном сырье.

Добавление дрожжевого экстракта наиболее существенно (в 2 – 2,5 раза) повышало выход биомассы тест-штамма в средах с гидролизатами казеина, желатина, крови, менее существенно (в 1,5 раза) – в средах с пептоном ферментативным, гидролизатами говяжьего мяса, глютена, незначительно (в 1,2 раза) – в средах с гидролизатами соевого шрота и кукурузного экстракта. В результате разница в эффективности сред с различными гидролизатами уменьшилась и выход микробных клеток с 1 мл препарата при культивировании в течение 48 часов составил от 5,73 млрд при использовании гидролизата крови до 9,88 млрд при использовании гидролизата глютена.

Глицерин в концентрации 5 г/л стимулировал продукцию бакмассы всеми средами в интервале от 1,21 раза в случае использования кукурузного экстракта до 1,89 раза при применении гидролизата соевого шрота. Наибольший выход при инкубации в течение 48 часов – 15,08 млрд м.к./мл среды наблюдался на средах с гидролизатом глютена, наименьший – 7,86 млрд м.к./мл среды – на средах с пептоном.

Увеличение концентрации глюкозы до 10 г/л повышало эффективность питательных сред, включающих гидролизаты глютена, желатина, кукурузного экстракта в 1,05 – 1,4 раза, соевого шрота, крови, казеина, говяжьего мяса – в 1,72 – 2,22 раза, пептона – в 1,99 раза. Через 48 часов

инкубации выход бакмассы (в млрд м.к. с 1 мл среды) составил при использовании пептона – 15,64; гидролизатов желатина – 13,77; кукурузного экстракта – 14,75; глютена – 15,81; крови – 16,22; соевого шрота – 19,00; казеина – 19,38; говяжьего мяса – 20,74. Увеличение продолжительности культивирования до 72 часов приводило к возрастанию эффективности питательных сред, однако, повышение выхода бакмассы было не пропорциональным и составило, соответственно, 18,7; 23,8; 25,8; 30,35; 25,8; 28,9; 27,2; 31,6 млрд м.к./мл среды.

Учитывая высокую эффективность питательной среды, включающей в качестве основы панкреатический гидролизат говяжьего мяса, было решено провести её апробацию в производственных условиях. На данный выбор оказало влияние и то, что гидролизат говяжьего мяса наиболее близок по составу сырья к пептону ферментативному, длительное время служащему основой ряда сред для культивирования бруцелл. Данное обстоятельство по сравнению с использованием других видов сырья минимизирует риск возможных осложнений.

Состав среды включал (г/л): гидролизат говяжьего мяса из расчета содержания сухих веществ – 20,0; сухой дрожжевой экстракт – 1,5; натрия хлорид – 5,0; глицерин– 5,0; глюкоза – 10,0; натрий пиросернистокислый – 0,1; агар микробиологический – 14,0 (концентрация агара была увеличена для улучшения сцепления среды со стенками бактериологических матрацев). Объем среды на 1 матрац составлял (300 ± 10) мл, скошенный на 2/3 матраца. Культивирование тест-штамма *B. abortus* 19 BA осуществлялось при температуре (37 ± 1) °С в течение (72 ± 1) часов. Выход микробных клеток с 1 мл данной среды оказался в 1,4–1,6 раза выше, чем на применяемых ранее средах, с сохранением морфологических, тинкториальных и культуральных свойств штамма. Стабильность полученного из микробной массы препарата при проведении контрольных серологических реакций свидетельствует о целесообразности внедрения разработанной питательной среды накопления для культивирования *B. abortus* 19 BA в практику.

Коняева О.А., Жилченко Е.Б., Сердюк Н.С., Жаринова Н.В., Гаврилова О.Н.

СРАВНИТЕЛЬНАЯ ХАРАКТЕРИСТИКА РЕЖИМА ЛИОФИЛИЗАЦИИ В АППАРАТЕ FREE ZONE TRIAD FREEZE DRY SYSTEM МОДЕЛЬ 7400030, «LABCONCO» С ПРЕДЗАМОРОЖЕННЫМИ ВЗВЕСЯМИ И РЕЖИМА С ЗАМОРОЗКОЙ В КАМЕРЕ СУШКИ НА ОСНОВАНИИ КОЛИЧЕСТВА ЖИЗНЕСПОСОБНЫХ КЛЕТОК ЛИОФИЛИЗАТОВ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

В соответствии с санитарно-эпидемиологическими правилами СП 1.3.3118-13 работы по лиофилизации микроорганизмов относят к категории, связанной с возможным образованием бактериальных аэрозолей в воздухе, поэтому особую значимость и актуальность приобретают вопросы обеспечения требований биологической безопасности, регламентирующие организацию и проведение данного вида работ с микроорганизмами I - II групп патогенности.

В аппарате Free Zone Triad Freeze Dry System, модель 7400030, «Labconco» лиофилизация микроорганизмов происходит в камере во флакончиках, технические параметры сушки позволяют сушить штаммы в ручном и в автоматическом режиме управления с возможностью предзаморозки в камере аппарата или с заранее предзамороженными взвесями в низкотемпературном холодильнике. Однако перед постановкой флакончиков в камеру возникает необходимость приоткрытия пробок, через прорези которых происходит испарение влаги, что при работе с микроорганизмами I - II групп патогенности требует выполнения целого комплекса

мероприятий по обеспечению биологической безопасности. Лиофилизация с этапом предзаморозки непосредственно в камере сушки исключает этот этап и минимизирует количество контактов с концентрированными взвесями возбудителей особо опасных инфекций. Процесс замораживания является необходимым этапом сублимационного высушивания микроорганизмов, во время которого внутриклеточная вода бактерий превращается в многочисленные поля кристаллов льда. По литературным данным, при постепенном замораживании образуются более крупные кристаллы льда, разрушающие протоплазму и клеточные оболочки, а при быстром - повреждение клеточных мембран происходит из-за стремительно образующихся ядер кристаллизации. При предзаморозке в низкотемпературном холодильнике происходит быстрое замораживание микробных взвесей. Если этот процесс проводить в камере сушки, замораживание микробных взвесей будет постепенным, со скоростью охлаждения лиофильного аппарата. Для модели Free Zone Triad Freeze Dry System модель 7400030, «Labconco» - это 0,5 ^{0}С/мин от 50 ^{0}С до 0 ^{0}С, 0,25 ^{0}С/мин от 0 ^{0}С до -55 ^{0}С, для достижения температуры -45 ^{0}С требуется не менее 3 часов.

Целью данной работы было проведение основанной на количественных показателях выживаемости клеток сравнительной характеристики качества лиофилизатов штаммов возбудителей инфекционных заболеваний, полученных с применением режима с внешней предзаморозкой и режима с предзаморозкой в камере сушки.

В качестве экспериментальных культур были использованы вакцинные штаммы *Yersinia pestis EV, Francisella tularensis НИИЭГ, Brucella melitensis 16 M*. Штаммы лиофилизировали по программе, включающей 4 часа основного этапа высушивания и 10 часов заключительной сушки при глубине вакуума 5,0 Па с предзаморозкой в низкотемпературном холодильнике и с заморозкой в камере сушки. По внешнему виду лиофилизаты, полученные как путем быстрого, так и медленного замораживания, представляли собой сухую пористую массу белого цвета, легко растворялись в течение 1-2 мин. Оценку жизнеспособности бактериальных клеток до и после лиофилизации проводили путем высева микроорганизмов на плотные питательные среды. В процентном соотношении количество жизнеспособных клеток, лиофилизированных по режиму с внешней предзаморозкой микробных взвесей составило 83,5 %, а при предзаморозке в камере сушки 81,2 %.

Таким образом, основываясь на подсчетах, можно сделать вывод, что для долгосрочной консервации штаммов возбудителей особо опасных инфекций с получением качественных препаратов лиофилизированных культур микроорганизмов в лиофильном аппарате Free Zone Triad Freeze Dry System подходят оба способа замораживания взвесей, однако, выбор режима с предзаморозкой вне сублиматора оправдывает себя, если работа проводится с большим количеством штаммов, когда разлитые во флаконы взвеси можно хранить при температуре - 45^{0}С в низкотемпературном холодильнике достаточно длительное время, поочередно их лиофилизируя. При работе с микроорганизмами I-II группы предпочтительнее использовать режим с предлиофильной стадией непосредственно в камере аппарата, минимизирующий количество контактов с концентрированными взвесями возбудителей особо опасных инфекций, требующих соблюдения особого комплекса мероприятий по обеспечению биологической безопасности.

Кулаков Ю. К.

ВЫДАЮЩИЙСЯ ВКЛАД П. А. ВЕРШИЛОВОЙ В НАУЧНУЮ МЕТОДОЛОГИЮ, ИЗУЧЕНИЕ, ПРОФИЛАКТИКУ И БОРЬБУ С БРУЦЕЛЛЕЗОМ

ФГБУ Национальный исследовательский центр эпидемиологии и микробиологии им. Н. Ф. Гамалеи Минздрава России, Москва

В 2019 г. исполняется 115 лет со дня рождения выдающегося ученого в области изучения и борьбы с бруцеллезом, талантливого организатора здравоохранения, академика АМН СССР (1971), доктора медицинских наук, профессора Полины Альбертовны Вершиловой (9.12.1904-18.08.1992).

На протяжении 54 лет (1934-1988 гг.) она являлась руководителем сплоченного коллектива лаборатории бруцеллеза, совершавшего научные исследования и разработки, которые получили заслуженное признание в СССР, мировом научном сообществе, а препараты для диагностики и профилактики бруцеллеза были внедрены в практическое здравоохранение.

В 1932 г. в числе первых научных сотрудников она поступает в организованную лабораторию бруцеллеза ИЭМ (Институт экспериментальной медицины) в отдел выдающегося советского иммунолога проф. П.Ф. Здродовского и активно вливается в научную работу над проблемой бруцеллеза. Сразу определились ее научные и организаторские способности и направленность на получение практического результата в работе. В течение 3-х лет (1934-1936 гг.) она работала начальником уникальной и масштабной по изучению бруцеллеза экспедиции ВИЭМ на Северном Кавказе. Были представлены первые достоверные сведения о бруцеллезе в Ставропольском крае (в хозяйствах овцесовхоза №3) и проведены исследования по эпидемиологии, патогенезу, иммунитету, послужившие основой для получения средств диагностики и профилактики.

В период организации 1934-1935 гг. ИЭМ был переведен из Ленинграда в Москву. Лаборатория бруцеллеза была реорганизована по новой структуре в отделение бруцеллеза отдела эпидемиологии, руководимого проф. П.Ф. Здродовским, и Вершилова П. А. была назначена заведующей отделением бруцеллёза.

В 1936 г. по инициативе проф. П.Ф. Здродовского для развертывания изучения бруцеллезной инфекции по стране Наркомздрав СССР организовал республиканские и краевые бруцеллезные станции. Лаборатория бруцеллеза ВИЭМ под руководством Вершиловой П.А. возглавила координацию научной и практической работы бруцеллезных станций. Ежегодно созывались конференции по бруцеллезу с участием представителей бруцеллезных станций, ветеринарных научных учреждений и работников здравоохранения с периферии. Для подготовки кадров по бруцеллезу лаборатория предоставляла рабочие места, организовывала курсы и семинары.

Выполняя функцию руководителя научно - методического центра, П. А. Вершилова сосредоточила научные исследования лаборатории бруцеллеза на главных задачах: изучении эпидемиологии, изыскании профилактической вакцины, и разработке простых и специфичных методов диагностики бруцеллеза. Решение указанных задач потребовало развернуть исследования по экспериментальному изучению патогенеза и иммунитета бруцеллеза, и в составе производственного отдела ВИЭМ была организована лаборатория по производству бруцеллезных бактерийных препаратов. По методикам, разработанным лабораторией бруцеллеза еще до Великой Отечественной войны, изготовлялись следующие диагностические и лечебные препараты: антиген для постановки серологических реакций, бруцеллин (мелитин) для постановки кожной аллергической пробы (Бюрне), бруцеллезная убитая вакцина для лечения больных бруцеллезом и специфическая агглютинирующая сыворотка.

В 1937-1949 гг. параллельно с работой в лаборатории, Вершилова П. А. выполняла ответ-

ственную организационно-методическую работу в Минздраве СССР, работая начальником отдела особо - опасных инфекций Она руководила организацией научной и практической работы противочумных учреждений в стране. Неоднократно принимала участие в ликвидации вспышек чумы, также возглавляла мероприятия по профилактики туляремии в стране.

В период Великой Отечественной войны в эвакуации с 1941 по 1943 гг. П. А. Вершилова - директор Казанского института экспериментальной медицины. Для нужд фронта и тыла было обеспечено изготовление вакцин против дизентерии, брюшного тифа, анатоксинов для предупреждения столбняка и газовой гангрены. В Казани она получает трагическое известие о гибели мужа - врача-хирурга Емельянова Алексея Никитича. Личное горе только укрепило ее волю, самоотверженность, полную отдачу всех сил работе для вклада в победу. После этой трагедии ей хватило сил самостоятельно вырастить и поднять троих детей.

В 1943-1947 гг. после возвращения из эвакуации в Москву она руководит восстановлением научной работы по бруцеллезной проблеме на базе созданного в 1947 г. Института эпидемиологии и микробиологии (ИЭМ) АМН СССР, с 1949 г. носящего имя академика Н.Ф. Гамалеи. С момента основания ИЭМ АМН СССР П.А. Вершилова заведует лабораторией бруцеллеза и всю свою незаурядную и плодотворную деятельность в науке, методической организации и производстве посвящает благородной цели - борьбе с особо-опасным и коварным бруцеллезом людей.

Основным научным направлением лаборатории, как и в прошлые годы, являлось изучение эпидемиологии бруцеллеза и анализ заболеваемости людей этой инфекцией, изучение возбудителя бруцеллеза и усовершенствование методов его дифференциации для определения таксономического положения вновь выделяемых культур от больных людей и животных. Большое внимание П. А. Вершилова уделила изучению характера и механизма иммунитета при бруцеллезе. Это направление определило цикл исследований по изысканию вакцин для профилактики бруцеллеза у людей, подвергающихся опасности заражения от овец. Учитывая относительную устойчивость людей к заражению и меньшую патогенность бруцелл вида *Brucella abortus*, обоснованно было направить поиск и разработку вакцинного штамма среди этого вида бруцелл. Многоплановые экспериментальные исследования, выполненные в конце сороковых годов под руководством П. А. Вершиловой, позволили в короткие сроки предложить вакцинный штамм B abortus 19-BA для испытания на людях. Одними из первых испытания вакцины в послевоенные годы проводили сотрудники Пятигорской противочумной станции, которой руководил М. Л. Федер. В итоге была установлена слабая реактогенность, безвредность и высокая иммуногенность вакцинного штамма *B. abortus* 19-BA.

В 1952 г. начинается промышленный выпуск (до настоящего времени), разработанной П. А. Вершиловой живой противобруцеллезной вакцины для людей. Профилактическая массовая вакцинация людей в очагах овечьего бруцеллеза в 50-60 годы способствовала значительному снижению заболеваемости бруцеллезом в нашей стране.

П.А. Вершилова в своих научных интересах не ограничивалась проблемой бруцеллеза, являясь незаурядным организатором здравоохранения, с 1954 г. более 20 лет она являлась председателем Комитета вакцин и сывороток Минздрава СССР.

Все свои силы и энергию вкладывала П.А. Вершилова в становление нового Института эпидемиологии и микробиологии им. Н.Ф. Гамалеи АМН СССР с момента его основания. С 1952 по 1956 гг. П.А. Вершилова - заместитель директора Института по производству бактерийных препаратов, а затем и по науке, в 1961-1964 гг. - директор Института. С 1964 г. по 1988 г. продолжала заведовать лабораторией бруцеллеза, последние 1988-1992 гг. являлась консультантом лаборатории.

Авторитет П.А. Вершиловой, как крупного ученого в области бруцеллеза выходил далеко за пределы Советского Союза. С 1958 г. она была экспертом ВОЗ по бруцеллезу, членом комитета по таксономии бруцелл от СССР, а руководимая ей лаборатория являлась центром ВОЗ по бруцеллезу. В современной таксономии бруцелл с ее самым активным участием были введены новые биовары бруцелл (4 и 5 *Brucella suis*), имеющие своими при-

родными хозяевами северных оленей и мышевидных грызунов. Неоднократно П.А. Вершилова выезжала во многие страны мира для участия в конференциях, проведения семинаров ВОЗ, научных консультаций, чтения лекций и разработки мероприятий по борьбе с бруцеллезом в Монголии, Чехословакии, Польше, Югославии, Турции, Китае, Франции, Индии и Аргентине.

В 1958 г. по ее инициативе была организована межведомственная научно-методическая комиссия по борьбе с бруцеллезом при Минздраве и Министерстве сельского хозяйства СССР, председателем которой она была до 1981 г. В результате этой работы была усовершенствована научно – обоснованная система мероприятий по борьбе с бруцеллёзом во взаимодействии медицинских и ветеринарных служб, введены новые современные методы лабораторной диагностики и вакцинопрофилактика людей и животных.

Много внимания уделяла П.А. Вершилова воспитанию молодых кадров, под ее руководством подготовлены 12 докторов и 27 кандидатов наук. Многочисленные ее ученики трудились по всей необъятной стране.

Ценное научное наследие П.А. Вершиловой включает более 200 работ, 4 настольные монографии для занимающихся проблемой бруцеллеза, 4 патента - авторских свидетельств, более 30 методических рекомендаций по диагностике и профилактике бруцеллеза. Большая научная, методическая, административная и производственная деятельность П.А. Вершиловой были отмечены высокими правительственными наградами – орденом Ленина, двумя орденами Трудового Красного Знамени, двумя орденами Знак Почета, медалями.

Неиссякаемая энергия, необыкновенное трудолюбие, блестящие организаторские способности заслуженно позволили П.А. Вершиловой внедрить в практику результаты своего труда, достичь научных и административных высот. При этом она всю жизнь оставалась скромной, принципиальной, несгибаемой личной трагедией и жизненными трудностями «железной» женщиной, посвятившей свою жизнь служению науке, Родине и своему народу.

Кулаков Ю. К., Новикова М. Д.

ИСПОЛЬЗОВАНИЕ ГОСУДАРСТВЕННОЙ КОЛЛЕКЦИИ II ГРУППЫ ПАТОГЕННОСТИ В ЛАБОРАТОРИИ БРУЦЕЛЛЕЗА ФГБУ НИЦЭМ ИМ. Н. Ф. ГАМАЛЕИ ДЛЯ ФУНДАМЕНТАЛЬНЫХ И ПРИКЛАДНЫХ ИССЛЕДОВАНИЙ

ФГБУ Национальный исследовательский центр эпидемиологии и микробиологии им. Н. Ф. Гамалеи Минздрава России, Москва, Россия

В 30-х годах прошлого века советские исследователи доказали, что бруцеллез не является случайным явлением, а широко распространен на территории СССР. В 1932 г. в составе ВИЭМ при непосредственном участии проф. П.Ф. Здродовского была создана лаборатория бруцеллеза - исследовательский и научно-методический центр для изучения бруцеллезной инфекции в патологии человека. Проф. П.А. Вершилова являлась руководителем лаборатории с момента основания до 1988 г.

На протяжении всех лет существования лаборатории сохраняется и пополняется уникальная коллекция бактерий рода *Brucella*. В 1935-1936 гг. в лаборатории было организовано хранение музейных штаммов в высушенном состоянии с использованием вакуум-аппарата отечественного производства. Официальный статус коллекции музея бактерий рода *Brucella* II группы патогенности Института эпидемиологии и микробиологии им. Н.Ф. Гамалея, был закреплен приказом Минздрава СССР № 205/а от 30.04.1955 г. вместе с научно-исследовательскими противочумными институтами.

В настоящее время коллекция состоит из штаммов, выделенных от людей и животных на различных территориях бывшего СССР и зарубежных стран, а также международных референтных и вакцинных штаммов. Коллекция служит основой, как для фундаментального изучения, так и для формирования прикладных научных подходов в получении средств диагностики, профилактики, лечения бруцеллеза, и для участия в ФЦП по биологической безопасности.

В течение 30-90-х гг. сотрудниками лаборатории были представлены многочисленные основополагающие фундаментальные работы по многим направлениям изучения возбудителя инфекции, состояния иммунитета и патогенеза заболевания.

В лаборатории бруцеллеза штаммы бруцелл разных видов изучались с использованием традиционных фенотипических методов идентификации до конца 80-х г. Начиная с 90-х г. внедряются современные молекулярно-генетические методы для идентификации бруцелл и изучения их генетического разнообразия. В настоящее время генетическое типирование до уровня вида проводится с использованием ПЦР. Для идентификации до штаммового уровня в эпидемиологической практике в лаборатории используют метод ПЦР, включающий амплификацию локусных вариабельных тандемных повторов ДНК возбудителя (MLVA). Этот метод перспективно используется для идентификации и кластеризации близкородственных штаммов разных видов бруцелл различного географического происхождения и позволяет дифференцировать вакцинные штаммы (*B. abortus* 82 и 75/79-AB) от полевых изолятов этого вида.

В настоящее время в лаборатории для идентификации и паспортизации коллекции бруцелл используется физико-химический метод - времяпролетная масс-спектрометрия.

Особое внимание с 60-х г. уделялось разработке методов индикации бруцелл, таких как: диссоционно-усиленный лантанидный флуоресцентный иммуноанализ, реакция нейтрализации антител, реакция пассивной гемагглютинации, реакция агрегатгемагглютинации. При использовании ИМРА (иммунорадиометрического анализа) для выявления бруцелл определялась в 2 раза выше чувствительность метода, чем в ИФА (иммуноферментный анализ). Чувствительность и специфичность этих методов проводилась как в опытах с чистыми культурами бруцелл, так и при их выявлении в объектах внешней среды.

В лаборатории предложили и усовершенствовали РИФ (реакция иммунофлюоресценции) с помощью люминесцирующих бруцеллезных антител, которые больше 50 лет назад начали получать на производстве НИИЭМ им Н.Ф. Гамалеи. Кроме того, был предложен метод количественного определения бруцелл в РИФ и в дальнейшем этот метод трансформировали для определения чувствительности бруцелл к антибиотикам. В 90-х г. была разработана диагностическая тест-система для выявления антигена бруцелл с помощью ИФА, которая была апробирована на модели бруцеллезной инфекции морских свинок и у больных людей.

С использованием коллекционных штаммов бруцелл были разработаны используемые в настоящее время методы диагностики бруцеллезной инфекции: традиционные реакции агглютинации, реакция Кумбса, реакция иммунофлюоресценции, реакция пассивной гемагглютинации, ИФА тест-система для обнаружения антител.

В 1932-1936 гг. экспедиционная работа сотрудников лаборатории в очагах бруцеллеза мелкого рогатого скота на Северном Кавказе способствовала изучению патогенеза бруцеллеза на овцах - основных природных хозяевах самого патогенного для людей вида *B. melitensis*. Была доказана возможность его миграции на другие виды животных. Экспериментальная инфекция овец штаммами *B. melitensis* позволила бактериологическим методом впервые установить длительную более года персистенцию бруцелл в крови и внутренних органах животных. Эти основополагающие данные открыли понимание эпизоотического процесса бруцеллеза у овец, значение их как источника инфекции и пути передачи возбудителя человеку.

В довоенный период основополагающее значение для изучения патогенеза и поиска потенциально вакцинных штаммов имело воспроизведение экспериментальной бруцеллезной инфекции на морских свинках и белых мышах, которые оказались наиболее чувствительными ко всем видам бруцелл.

В 1950-х г. в лаборатории с помощью цитологических и патогистологических методов до-

казана главная роль фагоцитарного Мечниковского механизма в защите от бруцеллезной инфекции и обоснованность в эффективности живых вакцин в сравнении с убитыми при этой инфекции.

Под руководством проф. П. А. Вершиловой в лаборатории к началу 50-х г. впервые была представлена живая вакцина из штамма *B. abortus* 19 ВА для профилактики бруцеллеза у людей. Созданию вакцины предшествовал активный поиск культур различной вирулентности и изучение их протективной эффективности на лабораторных животных.

В лаборатории в 70-80 е гг. из-за недостатков живой вакцины *B. abortus* 19-ВА (сенсибилизация, вакцинальная патергия) была разработана бруцеллезная химическая вакцина, основой которой являлся очищенный белково-полисахаридный комплекс. В 1990-х г. вакцина прошла поэтапные испытания для внедрения в практику в качестве нового препарата для иммунопрофилактики бруцеллеза у людей. В 2000-х г. в лаборатории были проведены работы по разработке научно-технической документации на ее производство (регламент производства, фармакопейная статья производства, инструкция по применению). После проведения экспертизы документов в ГИСКе им. Л.А. Тарасевича, вся документация была передана для производства препарата в Омское унитарное предприятие бакпрепаратов.

В 50-х гг. в лаборатории бруцеллеза с использованием коллекционных штаммов бруцелл изучалось действие различных антибиотиков, как на определения чувствительности бруцелл к антибиотикам *in vitro*, так и на экспериментальную бруцеллезную инфекцию *in vivo* у белых мышей и морских свинок. Применение внутримышечного введения тетрациклиновых антибиотиков (биомицин, террамицин и тетрациклин) оказалось более эффективным в сравнении с пероральным методом введения. В дальнейшем метод РИФ использовался для количественного определения чувствительности бруцелл к антибиотикам.

В настоящее время в лаборатории разрабатываются альтернативные подходы к лечению на основе мишень направленного поиска препаратов, ингибирующих внутриклеточную бруцеллезную инфекцию.

Таким образом, на протяжении более 85 лет с момента основания лаборатории проведение фундаментальных и прикладных научных исследований с использованием коллекции бактерий рода *Brucella* позволило разработать современные системы индикации и внедрить в практику более 10 диагностических и профилактических препаратов.

Курилова А.А., Ковтун Ю.С., Катунина Л.С., Василенко Е.И.

О МЕТОДИКАХ КОНТРОЛЯ ИНГИБИРУЮЩИХ СВОЙСТВ ПИТАТЕЛЬНЫХ СРЕД ДЛЯ ВЫДЕЛЕНИЯ БРУЦЕЛЛ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Бруцеллез относится к зоонозным болезням, при которых основным источником заболевания у людей являются больные сельскохозяйственные животные. Несмотря на значительные успехи, достигнутые в ликвидации бруцеллеза крупного рогатого скота усилиями ветеринарной службы, проблема окончательно не решена. В Российской Федерации ежегодно регистрируется до 500 случаев впервые выявленного бруцеллеза.

Современная система профилактики и борьбы с бруцеллезом основывается на проведении общих ветеринарно-санитарных мероприятий, выявлении источников инфекции – больных животных и их удалении, применении средств специфической профилактики.

Наиболее важным элементом этой системы является диагностика бруцеллеза, от эффективности которой зависят размеры экономического ущерба при ликвидации заболевания. Разнообразие клинических проявлений данной инфекции нередко затрудняет пра-

вильную постановку диагноза и требует применения лабораторных методов исследования (Дегтяренко Л.В., 2005).

Социальная значимость бруцеллеза проявляется нанесением значительного экономического ущерба, обусловленного высоким уровнем инвалидизации больных. Несмотря на наблюдаемое в отдельные годы снижение в РФ количества заболевших бруцеллезом людей, эпидемиологическая обстановка по данному заболеванию остается напряженной, что вызывает необходимость совершенствования его лабораторной диагностики (Лямкин Г.И. с соавт., 2016). Важными составляющими лабораторной диагностики бруцеллеза являются бактериологические исследования, наряду с биологическими остающиеся наиболее достоверными методами обнаружения возбудителя (Искандеров М.И. с соавт., 2011; Хамитов Р.Ф. с соавт., 2014). Их проведение, по мнению ряда авторов, позволяет достоверно установить источник инфекции, проводить эффективное лечение, осуществлять мониторинг циркулирующих штаммов бруцелл и планировать противобруцеллезные мероприятия на конкретных территориях (Желудков М.М. с соавт., 2009).

Бруцеллы относятся к гетеротрофным микроорганизмам. Они способны расти на многих питательных средах, применяемых для культивирования бактерий (мясопептонные среды, сывороточные и др.). Но все же по сравнению с другими гетеротрофами, например, с группой кишечно-тифозных бактерий, бруцеллы проявляют большую требовательность к питательной среде.

Качество питательных сред и условия культивирования для получения бруцелл в первой генерации имеют очень важное значение не только для количества результативных исследований, но и для выделения возбудителя бруцеллеза с наименьшими признаками диссоциации. Стабильность последующих генераций также зависит от условий культивирования и состава питательных сред. Поэтому, несмотря на то что изготовление питательных сред производится строго по рецептам, в диагностических лабораториях необходимо отрабатывать методику приготовления и контроля питательных сред. Требуется испытывать их качество на референтных штаммах бруцелл, что особенно важно при использовании нестандартных ингредиентов среды.

В Пятом докладе Комитета экспертов по бруцеллезу ФАО/ВОЗ предлагается испытать основные питательные среды (без добавления ингибиторов) на рост клеток II биотипа *Brucella (B.) abortus* при незначительном их содержании (5 – 10 клеток) в засеваемом материале.

В методических указаниях МУК 3.1.7.3402-16 «Эпидемиологический надзор и лабораторная диагностика бруцеллеза» для проведения лабораторной диагностики бруцеллеза предлагается довольно большое количество питательных сред: печеночные и мясо-пептонные бульоны и агары, сывороточно-декстрозный агар, кровяной агар, картофельная среда, среда-заменитель «Альбими»-агара, выпускаемые коммерчески эритрит агар («НПО «Питательные среды» г. Махачкала), бруцеллагар (ФБУН ГНЦ ПМБ, п. Оболенск) и ряд других сред.

Однако, все они, за исключением бруцеллагара с селективной добавкой, позволяют выделять бруцеллы только из материала, не контаминированного посторонней микрофлорой. Вместе с тем, выделение бруцелл из нестерильного материала, что весьма существенно, вызывает определенные затруднения, т.к. бруцеллы требовательны к источникам питания, медленно растут и чувствительны к большинству антимикробных веществ. Практически отсутствуют селективные агенты, к которым бруцеллы не были бы чувствительны в той или иной мере.

При изготовлении селективных питательных сред подразумевается необходимость обязательного проведения контроля их ростовых свойств в отношении выделяемых микроорганизмов и ингибирующих свойств в отношении посторонней микрофлоры. Однако в МУ 3.3.2.2124-06 «Контроль диагностических питательных сред по биологическим показателям для возбудителей чумы, холеры, сибирской язвы, туляремии, бруцеллеза, легионеллеза» проверка ингибирующих свойств питательных сред для выделения бруцелл не предусмотрена. В других доступных источниках нами обнаружено лишь два указания по проведению такой проверки. Как указывается в каталоге фирмы «Oxoid», питательная среда, производимая данной фирмой, без добавления антибиотиков должна обеспечивать хороший рост *Bordetella bronchiseptica*

АТСС 4617 в виде мелких прозрачных колоний, а с добавлением антибиотиков она должна ингибировать рост *Staphylococcus aureus* АТСС 25923. Специфическая активность бруцеллагара, согласно ТУ 9398-170-78095326-2012, проверяется с помощью тест-штаммов *B. abortus* 19 ВА, *B. Melitensis* 16 М и *B. Suis* 1330, которые, не позднее 48–72 ч инкубации при температуре (37±1) °С при посеве 0,1 мл микробной взвеси из разведений 10^{-6} и 10^{-7} (100 м.к. и 10 м.к., соответственно), должны вырастать на всех засеянных чашках Петри в виде выпуклых, гладких, бесцветных, мутноватых, круглых колоний диаметром 1,0–1,5 мм. Ингибирующие свойства данной среды контролируются тест-штаммами *Escherichia coli* АТСС 25922 и *Candida albicans* 60193, рост которых при посеве 0,1 мл микробной взвеси из разведения 10^{-4} не позднее 48 – 72 ч инкубации при температуре (37 ± 1) °С должен полностью подавляться. Недостатком обеих методик является контроль узкого спектра ингибируемых микроорганизмов: в первом случае это только грамположительные микроорганизмы, во втором – часть грамотрицательных и патогенная грибная флора. Помимо этого, возможно, требуется уточнение времени инкубации посевов на селективной среде, так как, по нашим наблюдениям, диаметр колоний бруцелл, выросших на бруцеллагаре с селективными добавками, достигал размера 0,1 – 0,5 мм только через 96 – 102 ч культивирования.

Проведенный обзор имеющихся в настоящее время методик контроля ингибирующих свойств питательных сред для выделения бруцелл показал недостаточную разработанность данного вопроса. Таким образом, представляются целесообразными исследования по разработке более информативной методики контроля селективных свойств питательных сред для возбудителей бруцеллеза.

Курчева С.А., Жарникова И.В., Старцева О.Л., Тюменцева И.С., Жданова Е.В., Афанасьев Е.Н., Кошкидько А.Г., Геогджаян А.С., Гаркуша Ю.Ю., Кальной С.М.

БИОТЕХНОЛОГИЧЕСКИЕ РАЗРАБОТКИ СТАБИЛИЗАЦИИ ДИАГНОСТИКУМА ЭРИТРОЦИТАРНОГО ТУЛЯРЕМИЙНОГО

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт *Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия*

Лабораторная диагностика туляремии имеет важнейшее значение в комплексе противоэпидемических мероприятий и складывается из индикации и идентификации возбудителя или его специфических антигенов и определения сывороточных антител у человека и восприимчивых животных. При этом, как правило, на практике предпочтение отдается серологическим и молекулярно-генетическим методам, характеризующимся экспрессностью, высокой специфичностью, чувствительностью, адаптированным для прямого исследования самых разнообразных объектов биотической и абиотической природы.

В ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора осуществляется производство следующих наборов реагентов: диагностикум эритроцитарный туляремийный антигенный жидкий и диагностикум эритроцитарный туляремийный иммуноглобулиновый жидкий. Данный препарат показал себя как высокоэффективное диагностическое средство. Следует отметить, что география потребителей препарата достаточно широка и включает регионы России с разными климатическими условиями, неблагоприятно отражающимися на качестве препарата при его пересылке и транспортировке. Жидкие препараты требуют определенного режима хранения и транспортирования – от плюс 2 до плюс 4 °С, нарушение которого как в сторону повышения, так и в сторону понижения температуры приводит к полной потере их биологической активности. В связи с этим возникает необходимость в разработке условий стабилизации эритроцитарных диагностикумов. В данном аспекте одним из решений проблемы является разработка лиофилизированной формы диагностикума. В лиофилизированных

препаратах резко замедляются или прекращаются биохимические реакции, в результате чего они становятся более устойчивыми к факторам внешнего воздействия и сохраняют первоначальные свойства в течение длительного периода хранения.

В настоящее время значительное число коммерческих диагностических препаратов лиофилизированы. Однако в некоторых случаях даже успешно выполненная лиофилизация не является, к сожалению, гарантом необходимой стабильности препаратов. Более того, лиофилизация, как и любой процесс, нуждается в оптимизации.

Отсутствие унифицированной технологии лиофильного высушивания биологических объектов обусловливает необходимость проведения исследований по стабилизации каждого конкретного препарата.

Одним из специальных приемов, способных защитить диагностикумы при замораживании и лиофилизации, является применение защитных сред различного состава, обеспечивающих мелкопористую плотную структуру конечного продукта и сохранение нативности всех ингредиентов, входящих в состав. Необходимо подобрать такую защитную среду, которая бы позволяла использовать диагностикумы длительное время после получения восстановленного препарата без микробной контаминации, предотвращая как спонтанную агглютинацию, так и снижение чувствительности, обеспечивая хорошую растворимость и позволяя после диспергации диагностикумов проводить постановку РНГА на 0,9 % растворе натрия хлорида, исключив использование разводящей жидкости.

При подборе защитных сред и оптимизации их концентраций при замораживании и лиофилизации эритроцитарных диагностикумов были опробованы различные варианты. Например, использовали среду высушивания эритроцитарных диагностикумов на основе белка куриного яйца с добавлением натрия фосфорнокислого трёхзамещённого. В результате процесса солюбилизации получается термодинамически устойчивый изотропный раствор вещества. Перед замораживанием и лиофилизацией диагностикумы центрифугировали, осадок ресуспендировали в равном объёме белкового раствора в разведении 1:1000 с 0,001 % азида натрия. Препараты замораживали в морозильной камере в течение 16-18 часов при температуре минус 40 °С и высушивали в лиофильной установке *Martin Christ*. В результате была получена экспериментальная серия препарата в количестве достаточном для проведения тестов по определению стабильности диагностикума.

При использовании данной защитной среды образуется прочная мелкопористая, хорошо растворимая таблетка. Потеря в массе при высушивании - не более 3 %.

Так как все биопрепараты в лиофилизированном состоянии обладают высокой степенью гидрофильности, расфасовку и укупорку препаратов проводили в сухих помещениях. Ампулы с препаратом запаивали в среде атмосферного воздуха. Специфическая активность препаратов, определяемая при постановке РНГА, стабильна в течение 48 месяцев (срок наблюдения).

Диагностическую активность диагностикумов определяли в лабораторных условиях. При чётко отработанных параметрах получены эритроцитарные иммуноглобулиновые диагностикумы с чувствительностью в РНГА $1{,}56 \times 10^5$ м.к./мл, с отсутствием перекрёстных реакций с гетерологичными штаммами, что полностью удовлетворяет нормативной документации.

Результаты испытаний полученной экспериментальной серии подтверждают качество лиофилизированных препаратов с сохранением исходной диагностической активности. Необходимы дальнейшие исследования для определения единых требований к производственному процессу, а, следовательно, и к функциональным характеристикам и потребительским свойствам препарата.

Мазурков О.Ю.[1], Шишкина Л.Н.[1], Бормотов Н.И.[1], Скарнович М.О.[1], Серова О.А.[1], Скарнович М.А.[1], Черноносов А.А.[2], Селиванов Б.А.[3], Тихонов А.Я.[3]

ИЗУЧЕНИЕ ФАРМАКОКИНЕТИКИ ПРОТИВООСПЕННОГО ХИМИЧЕСКОГО СОЕДИНЕНИЯ НИОХ-14 В ЭКСПЕРИМЕНТАХ НА МЫШАХ

[1]ФБУН ГНЦ ВБ «Вектор» Роспотребнадзора, Кольцово, Новосибирская обл., Россия;
[2]ФГБУН ИХБФМ СО РАН, Новосибирск, Россия;
[3]ФГБУН НИОХ СО РАН, Новосибирск, Россия

После отмены вакцинации против оспы более половины людей на Земле в настоящее время не имеет иммунитета против ортопоксвирусных инфекций. Вместе с тем, угроза возникновения оспы существует, поскольку невозможно исключить наличие нелегального хранения вируса натуральной оспы и преднамеренного использования против населения природных или рекомбинантных штаммов вируса натуральной оспы (ВНО). Кроме ВНО опасность для человека представляют и другие ортопоксвирусы, например, вирусы оспы обезьян и оспы коров, которые циркулируют в популяциях животных, эволюционируют, распространяются и периодически вызывают вспышки заболеваний среди людей. Недавно в США было получено химическое соединение ST-246 (4-трифторметил-N-(3,3a,4,4a,5,5a,6,6a-октагидро-1,3-диоксо-4,6-етеноциклопроп[f]изоиндол-2(1H)-ил)-бензамид). В 2018 г. администрация по контролю за продуктами и лекарствами США (FDA) зарегистрировала первый препарат, предназначенный для лечения натуральной оспы – Тековиримат (Tecovirimat, ТРОХХ), созданный на основе ST-246. В 2009 г. нами совместно с Новосибирским институтом органической химии Сибирского отделения Российской академии наук (НИОХ СО РАН) было получено новое химическое соединение НИОХ-14 (7-[N`-(4-трифторметилбензоил)-гидразинокарбонил]-трицикло[3.2.2.0^{2,4}]нон-8-ен-6-карбоновая кислота). В экспериментах на клеточных культурах и лабораторных животных нами было показано, что НИОХ-14 обладает сравнимой с ST-246 активностью в отношении ортопоксвирусов, в том числе ВНО.

Целью данного исследования являлось изучение фармакокинетических показателей противооспенного химического соединения НИОХ-14 в экспериментах на мышах.

Для изучения фармакокинетики препарата были использованы аутбредные мыши ICR обоего пола массой 12-14 г. НИОХ-14 вводили однократно перорально в дозах 10 и 50 мкг/г массы мыши в 0,2 мл раствора метилцеллюлозы с твином-80. Поскольку НИОХ-14 не растворяется в воде и растворителях, обычно используемых в масс-спектрометрии, то для построения калибровочных кривых НИОХ-14 растворяли в 10 % ДМСО в ацетонитриле. В таком растворителе, так же как и в организме животных, НИОХ-14 превращается в свой активный метаболит ST-246. В сыворотке крови и органах мышей с помощью масс-спектрометрии определяли максимальную концентрацию C_{max} (мкг/мл) и время её достижения T_{max} (ч), время полувыведения $T_{1/2}$ (ч), абсолютную (F_{abs}) и тканевую (f_T) биодоступность (%) активного метаболита НИОХ-14, то есть ST-246.

При пероральном введении мышам НИОХ-14 определены основные фармакокинетические параметры его активного метаболита ST-246 и метаболита К в сыворотке крови и органах. Абсолютная биодоступность НИОХ-14 при его пероральном введении в дозах 10 и 50 мкг/г массы мыши составляла 39,2 и 22,8 % соответственно. Было обнаружено, что в период от 1 до 6 ч после перорального введения НИОХ-14 в дозе 50 мкг/г массы мыши C_{max} ST-246 в сыворотке крови мышей была ≥2,06 мкг/мл и достигала значения 15,4 мкг/мл, а $T_{1/2}$ находилось в диапазоне 4,2-5,6 ч. В легких C_{max} ST-246 (2,0 мкг/мл) наблюдалась через 9 ч, а тканевая доступность

препарата для легких f_T = 100 %. В печени C_{max} ST-246 (1,0 мкг/мл) наблюдалась через 9 ч, а тканевая доступность препарата для печени f_T = 69,6 %. В селезенке C_{max} ST-246 (0,3 мкг/мл) наблюдалась через 9 ч, а тканевая доступность препарата для селезенки f_T = 20,3 %. В мозге C_{max} ST-246 (0,3 мкг/мл) наблюдалась через 9 ч, а тканевая доступность препарата для мозга f_T = 26,8 %. В почках C_{max} ST-246 (1,1 мкг/мл) наблюдалась через 6 ч, а тканевая доступность препарата для почек f_T = 63,3 %.

Таким образом, было показано, что фармакокинетические показатели химического соединения НИОХ-14, полученные в сыворотке крови и органах мышей, сопоставимы с аналогичными показателями противооспенного препарата ST-246. Кроме того, фармакокинетические параметры НИОХ-14, обладающего антиортопоксвирусной активностью, свидетельствуют о его высокой абсолютной и тканевой доступности. Это позволяет рекомендовать его для разработки отечественного противооспенного препарата.

Осипова О.С., Чвала Ир.А., Сосипаторова В.Ю., Андриясов А.В., Зиняков Н.Г., Волкова М.А., Ярославцева П.С., Чвала И.А.

ХАРАКТЕРИСТИКА ИЗОЛЯТОВ ВИРУСА ГРИППА А/H9N2 В КАЧЕСТВЕ АНТИГЕНОВ ДЛЯ ПРОИЗВОДСТВА РТГА НАБОРОВ

ФГБУ «Федеральный центр охраны животных»,
Владимир, Россия

Вирусы гриппа А подтипа H9N2 (ВГП) классифицируются как низкопатогенные, однако широкое распространение их привело к большим экономическим потерям в птицеводстве из-за значительного понижения яйценоскости и высокой смертности. Вирусы H9N2 широко распространены в Китае и Юго-Восточной Азии, преимущественно у домашней птицы (Choi et al., 2004; Ge et al., 2009). В 2016 г. вирус H9N2 птичьего происхождения выделен от человека, без выявления реассортаций сегментов генома. Для вируса подтипа H9N2 продемонстрирована совместимость генов с другими подтипами вируса гриппа А и показана возможность формирования реассортантов с другими подтипами вируса, способные, преодолевая межвидовой барьер заражать млекопитающих, включая человека. Циркуляция вируса гриппа среди диких водоплавающих птиц и близость человека к местам их обитания является потенциальным источником угрозы для здоровья населения.

В Российской Федерации впервые был выявлен ВГП птиц подтипа H9N2 в 2012 г. в одном из бройлерных хозяйств Дальнего Востока. В 2018 г. вирусы гриппа А (H9N2) по-прежнему выявляли у птиц в Китае, Вьетнаме, Африке и Азии. В РФ на Дальнем Востоке в Приморском крае в течение 2018 г. на трех птицефабриках был выявлен ВГП подтипа H9. Следует отметить, что Приморский край граничит непосредственно с Китаем, являющимся лидером по количеству вспышек гриппа птиц подтипа H9N2. ВГП/H9 выявлен в Амурской области у двух диких уток. Все эти случаи свидетельствуют о постоянной циркуляции вируса гриппа подтипа H9 в популяциях домашних и диких птиц на Дальнем Востоке.

Вспышки гриппа у домашних птиц, а также инфицирование людей мотивировали молекулярно-биологические и серологические исследования ВГП. Разработка высокочувствительных и надежных серологических методов идентификации низкопатогенных подтипов ВГП, таких, как H9, необходима для осуществления эпидемиологического контроля и систематического мониторинга с целью своевременного выявления постинфекционных и поствакцинальных антител. В птицеводстве вакцинация против гриппа направлена в первую очередь против гемагглютинина подтипа (НА) (Chen Z. et al., 1999). Это подтверждают также опыты с субъединичными вакцинами, содержащими только НА белок (Crawford J. et al., 1999). Уровень антител, определенный в реакции торможения гемагглютинации

(РТГА), используют как серологический маркер иммунного ответа на вакцину у птиц или для оценки её эффективности.

Таким образом, разработка набора, позволяющего выявлять и определять количество антител к НА вируса гриппа птиц подтипа H9, необходима для проведения широких мониторинговых исследований среди сельскохозяйственных птиц и в дикой фауне, а также для контроля напряжённости поствакцинального иммунитета среди вакцинированного поголовья домашних птиц.

Были проведены вирусологические исследования проб внутренних органов, а также трахеальных и клоакальных смывов птиц, полученных из хозяйств Дальнего Востока и Республики Таджикистан в 9-11 суточных развивающихся куриных эмбрионов (РКЭ), являющихся восприимчивыми тест-объектами. В ходе исследований идентифицировали четыре изолята ВГП H9N2: 1 изолят из Амурской области (2012 г.), 2 из Приморского Края (2018 г.) и 1 из Республики Таджикистан (2018 г.).

Дифференциацию выделенных инфекционных агентов проводили в РТГА со специфическими сыворотками и в нейраминидазном тесте с использованием референтных сывороток и антигенов вируса гриппа птиц H1-H16, N1-N8 (Италия, Нидерланды) и диагностических наборов производства ФГБУ «ВНИИЗЖ» (Россия). В результате проведенных исследований была подтверждена принадлежность изолятов к подтипу H9N2.

Выделенные изоляты показали высокую гемагглютинирующую (титр в РГА составил 1:256-1:1024) и инфекционную активность (инфекционный титр более 8,0 lg $ЭИД_{50}/см^3$). Сравнительная оценка нуклеотидных последовательностей участка гена гемагглютинина (НА) показала, что все изоляты из Приморского края, Амурской области и Республики Таджикистан имеют наибольшую степень гомологии (98%) с изолятами вируса гриппа птиц подтипа H9, выделенными на территории Китая и относятся к генетической группе Y 280.

Для использования в качестве антигена в разрабатываемом диагностическом наборе был выбран изолят ВГП, выделенный от кур из промышленного хозяйства Приморского края, титр гемагглютинирующей активности которого составил 1:1024. Исходную вируссодержащую суспензию инактивировали бета-пропиолактоном с конечной концентрацией 0,05%. Полноту инактивации вирусов подтверждали в РГА в течение двух последовательных пассажей. Полученный антиген очищали от балластных белков путём низкоскоростного центрифугирования и использовали для получения гипериммунной сыворотки крови кур и как антиген в РТГА. Специфичность антигена подтвердили в РТГА с моноспецифическими сыворотками к 16 серотипам ВГП и к другим гемагглютинирующим вирусам (НБ, Мг, Мс, ССЯ-76).

Таким образом, был получен препарат инактивированного антигена ВГП H9N2, который может быть использован как для получения положительной вирусоспецифической сыворотки крови кур, так и в качестве антигена диагностического набора для постановки РТГА. Это позволит осуществлять быстрый и точный мониторинг гриппа птиц, что является одним из решающих условий организации необходимых мер борьбы с этим заболеванием.

Сердюк Н.С. Жилченко Е.Б., Жаринова Н.В., Коняева О.А., Гаврилова О.Н.

ПРОГНОЗИРОВАНИЕ ЖИЗНЕСПОСОБНОСТИ ЛИОФИЛИЗИРОВАННЫХ ВО ФЛАКОНАХ ВАКЦИННЫХ ШТАММОВ ВОЗБУДИТЕЛЯ БРУЦЕЛЛЕЗА МЕТОДОМ УСКОРЕННОГО СТАРЕНИЯ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Бруцеллез – зоонозная инфекция, вызываемая бактериями, принадлежащими к роду *Brucella*, эндемичная для многих регионов мира, общая для человека и животных, относящаяся к особо опасным инфекциям.

Длительное хранение на искусственных питательных средах возбудителя бруцеллеза приводит к значительным и глубоким изменениям культурально-морфологических и биологических свойств. Надежным способом сохранения микроорганизмов признана лиофилизация. Также одной из важных задач сохранности коллекционного фонда является определение сроков хранения лиофилизированных культур для своевременной замены лиофилизатов на новые.

Целью нашего исследования явилось определение сроков хранения лиофилизированных вакцинных штаммов бруцеллеза во флаконах в сушке камерного типа.

Для определения жизнеспособности лиофилизатов при длительном хранении нами была использована методика ускоренного старения. В работе использовали вакцинные штаммы *B. melitensis Rev - 1, B. abortus 19 BA, B. suis 61*. Выращивание микроорганизмов проводили на агаре Альбими с соблюдением необходимых условий, требующихся для нормального роста. Лиофилизацию культур осуществляли в сублимационной установке камерного типа фирмы (Free Zone Triad Freeze Dry System модель 7400030, «Labconco», США). В качестве криопротектора использовали трехкомпонентную сахарозо-желатиновую среду с тиомочевиной (10 % сахарозы, 1 % желатины, 1% тиомочевины). Лиофилизация штаммов проходила в автоматическом режиме, по одной программе, которая включала пять этапов: начальная лиофилизация препарата при температуре -45 °С в течение 3-х часов; дальнейшая лиофилизация при -10 °С – 1 час; последующее высушивание при +10 °С – 5 час; досушивание при +25 °С – 7 часов. Все этапы осуществляли при давлении 5,0 Ра. Продолжительность лиофилизации составила 16 часов без учета предзаморозки при -55 °С. Полученные препараты имели вид таблеток кремового цвета, хорошо отстающих от стенок флаконов.

Определение количества жизнеспособных клеток в лиофилизированных препаратах подтверждали путем высева микроорганизмов на плотные питательные среды на 1, 7 и 14 сутки при +37 ^{0}С, +50 ^{0}С, +65^0 С. Количество выросших колоний микроорганизмов сразу после лиофилизации и до инкубации в термостатах принимали за 100 % жизнеспособность. По методике ускоренного старения был сделан прогноз времени полной сохранности жизнеспособности лиофилизированных культур. Согласно прогнозу лиофилизированные во флаконах вакцинные штаммы *B. melitensis Rev - 1, B. abortus 19 BA, B. suis 61* сохраняют свою жизнеспособность в течение 8,7 ± 0,6 лет при температуре хранения + 4^0 С.

Таким образом, этот метод позволяет по результатам короткого времени испытания при повышенных температурах прогнозировать срок возможного хранения микроорганизмов в лиофильном состоянии для своевременной замены лиофилизатов на новые.

Сирица Ю.В., Ковалев Д.А., Курчева С.А., Бобрышева О.В., Жиров А.М., Ульшина Д.В., Кузнецова И.В., Шапаков Н.А., Жарникова И.В., Геогджаян А.С., Кошкидько А.Г.

ОЦЕНКА ПОКАЗАТЕЛЕЙ КАЧЕСТВА ЭКСПЕРИМЕНТАЛЬНЫХ ПРЕПАРАТОВ БРУЦЕЛЛЁЗНОГО АНТИГЕНА, ПРИМЕНЯЕМОГО ДЛЯ КЛЕТОЧНЫХ ТЕСТОВ *IN VITRO*

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Бруцеллез – бактериальная инфекционно-аллергическая болезнь, относящаяся к группе зоонозов и занимающая особое положение среди других инфекционных болезней из-за своеобразия возбудителя. Этиопатогенетические особенности бруцеллеза определяют большую склонность заболевания к хроническому течению с длительной персистенцией патогена. Фактор времени не играет абсолютной роли в определении формы или стадии болезни, так острый процесс может развиваться на фоне латентного бруцеллеза, а хроническое течение может развиваться с самого начала болезни. Вакцинация населения против бруцеллеза входит в Национальный календарь прививок по эпидемическим показаниям. Цель специфической иммунизации групп риска населения заключается в воспроизведении у них с помощью *Brucella abortus* 19-ВА бессимптомной или латентной инфекции в сочетании с нестерильным иммунитетом, переходящим в постинфекционный, стерильный. Для оценки специфического клеточно-опосредованного иммунитета против возбудителя бруцеллеза предложена кожная аллергологическая реакция с бруцеллином (проба Бюрне), но в настоящее время она применяется редко, в связи с высоким риском развития общих и местных побочных реакций. При оценке иммунологической перестройки организма при болезни или вакцинации, учитывая ведущую роль клеточного иммунитета в формировании защиты от большинства бактериальных инфекций, наиболее информативным методом следует считать изучение клеточной реакции в ответ на антигенную стимуляцию. Для исключения возможных рисков развития побочных реакций актуальной стала разработка антигенспецифических методов *in vitro*, которые позволят оценить формирование и напряженность клеточного иммунитета в тестах *in vitro*.

При постановке антиген-стимулированных клеточных тестов *in vitro* исследователи столкнулись с проблемой отсутствия коммерчески доступного препарата. Так как в работе необходим антиген, обладающий достаточным активирующим потенциалом на Т-лимфоциты и обеспечивающий специфичность реакции в условиях *in vitro*, целью исследования стало определение физико-химических свойств экспериментальных серий бруцеллезного антигена для клеточных тестов *in vitro*, изготовленных на базе ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора.

В качестве активаторов иммунных клеток использовали бруцеллезный полисахаридно-белковый комплекс (БПБК), выделенный из вакцинного штамма *B. abortus* 19 ВА.

Для оценки качества препарата и получения точных физико-химических характеристик использовали методы спектрофотометрии, капиллярного электрофореза на чипе, специфической флуориметрии и высокоэффективной жидкостной хроматографии (ВЭЖХ).

Для проведения исследований применяли реактивы фирмы «Sigma-Aldrich», США: дансилгидразин, трифторуксусную кислоту > 99 %, ацетонитрил> 99,93 %, ацетат аммония > 98 %, фосфатно-солевой буфер (pH 7,4), D-глюкозу, N-ацетил-D-галактозамин, рибозу, сахарозу, лактозу, ксилозу, галактозу, рамнозу, арабинозу, фруктозу.

Спектры поглощения исследуемых образцов в диапазоне 180 – 800 нм были получены на спектрофотометре NanoDrop 2000C («Thermo Scientific», США).

Количественное определение белков проводили методом специфической флуориметрии на приборе Qubit 2.0 Fluorometer («Invitrogen», США) с использованием наборов реактивов Qubit Protein Assay Kit («Invitrogen», США).

Исследование белкового состава препарата проводили методом капиллярного электрофореза на чипе для анализа ДНК с помощью автоматической системы Experion System («Bio-Rad», США). Обработку данных осуществляли с помощью программного обеспечения Experion Software, Version 3.2.

Качественный состав определяли методом ионообменной хроматографии с рефрактометрической детекцией. Оборудование ВЭЖХ: система жидкостной хроматографии Konik Q12 C («Konik», Испания), колонка хроматографическая ZORBAX NH_2 4,6×250 mm («Agilent Technologies», США) с предколонкой 1×0,4 см; детекция – рефрактометрический детектор («Konik» RID 560). Условия ВЭЖХ: подвижная фаза – ACN/H_2O (70/30); скорость подвижной фазы 1,8 мл/мин; изократическом режиме в течение 15 минут; температура термостата колонки 30 °С; объем вводимой пробы 20 мкл. Для вычисления времени удерживания, площадей хроматографических пиков при детектировании и графического представления хроматограмм использовали программу «Konikrom Plus» («Konik», Испания).

В работе исследовали 5 серий интактных водных растворов БПБК (концентрация 1 мг/мл) и кислотные гидролизаты образцов. Гидролиз проводили 2М трифторуксусной кислотой при температуре 99 °С с последующим испарением кислоты при пониженном давлении и температуре 30 °С.

Для каждого образца были получены характерные спектры поглощения. Спектры поглощения раствора содержали два максимума поглощения при 205 и 260 нм и локальный минимум при 235-238 нм, повторяющиеся от серии к серии, что подтверждает идентичность состава полученных образцов.

Особенности спектров поглощения отдельных классов органических соединений и соотношения поглощений при 260/280 нм и 260/230 нм позволяют судить о присутствии в анализируемых образцах примесей белков и нуклеиновых кислот. Значения этих соотношений для раствора бруцеллезного антигена составили $A_{260/280}$ 1,6 ± 0,05 и $A_{260/230}$ 0,83±0,05, что свидетельствует о незначительном количестве примесей нуклеиновых кислот в образцах по сравнению с белками, что подтверждается данными специфичной флуориметрии: концентрация белка – 536 мкг/мл, ДНК – 18,20 ± 0,02 мкг/мл, что указывает на достаточную чистоту полученных образцов.

Методом капиллярного электрофореза был охарактеризован состав основных белковых фракций препарата. Установлено, что анализируемые образцы имеют в составе 17 белков с молекулярной массой в диапазоне от 7 до 85 kDa, основная белковая фракция с молекулярной массой 33 kDa. При исследовании водных растворов образцов, не содержащих восстановителя, электрофореграммы дополнительно включали пики слабой интенсивности с молекулярной массой более 97 kDa, что связано с восстановлением дисульфидных связей в соответствующих высокомолекулярных белках в присутствии меркаптоэтанола.

Хроматографический анализ гидролизованного бруцеллезного антигена осуществляли путем сравнения со стандартами моно- и дисахаридов, проводя не менее пяти измерений для каждого образца. Время удерживания углеводных компонентов составило 4,18 ± 0,10 мин и 5,6 ± 0,10 мин, что соотносится с пиком рамнозы (4,06 ± 0,10 мин) и D-глюкозы, (5,59 ± 0,10 мин). Воспроизводимость хроматограмм разных серий составила 98,0 ± 0,5 %, что свидетельствует о стандартности технологического процесса и получаемых продуктов.

Таким образом, в ходе изучения экспериментальных серий БПБК, используемых для оценки поствакцинального иммунитета *in vitro*, были получены точные физико-химические характеристики, которые указывают на стабильность и чистоту препарата разных серий. Характерные хроматографические профили показали наличие двух моносахаридов (рамнозы и D-глюкозы). В результате анализа спектров поглощения образцов БПБК была доказана белковая природа и охарактеризован состав входящих в него белковых фракций методом капиллярного электрофореза.

Соколова Е.П., Зюзина В.П., Демидова Г.В., Писанов Р.В., Рыкова В.А., Подладчикова О.Н., Тынянова В.И.

ВЫДЕЛЕНИЕ ЭКСТРАЦЕЛЛЮЛЯРНЫХ ЛПС-БЕЛКОВЫХ КОМПЛЕКСОВ *YERSINIA PESTIS* МЕТОДОМ ГЕЛЬ-ФИЛЬТРАЦИИ

ФКУЗ «Ростовский-на Дону противочумный институт» Роспотребнадзора, Ростов-на-Дону, Россия

Известно, что патогенные бактерии, токсический компонент которых представлен эндотоксином, способны продуцировать ЛПС за пределы клетки в составе ЛПС-белковых комплексов. Экстрацеллюлярная форма ЛПС свойственна и возбудителю чумы. Процесс является естественной функцией живых клеток *Yersinia* (*Y.) pestis*, осуществляется при 37^{0}С и строго зависит от активности резидентных плазмид pCD1 и pMT1. Функциональная взаимосвязь между токсигенными свойствами *Y. pestis* и экспрессией генов внехромосомных элементов наследственности предполагает совместную транслокацию ЛПС с белками, кодируемыми этими плазмидами, во внеклеточную среду.

Для изучения молекулярных механизмов этого процесса необходимым этапом является выделение экстрацеллюлярных ЛПС-белковых комплексов чумного микроба и идентификация белков, ассоциированных с ЛПС.

Цель настоящей работы – выделение ЛПС-белковых комплексов из среды инкубации бактерий *Y. pestis* методом гель-фильтрации.

Материалы и методы. Работа выполнена на вакцинном штамме *Y. pestis* EV76 с полноценным набором плазмид pMT1, pCD1, pPCP1.

Бактерии *Y. pestis* EV76 выращивали на плотной питательной среде LB (Difco, США) в течение 18 – 24 ч при 37 °С. Для накопления свободной формы ЛПС, готовили взвесь клеток в физиологическом растворе (1×10^{10} м.к./мл) и инкубировали её при 37 °С в течение 3 ч. Далее клетки осаждали центрифугированием и фильтровали супернатанты через стерильные мембранные фильтры Millex GR (0,22 μm, “Merck” Millipore Ltd). Пробы концентрировали в 10 раз на роторном испарителе “Laborota4002”(Heidolph) при 37 °С. Разделение белков в полученных бесклеточных фильтратах проводили на оборудовании “BioLogic DuoFlow FPLC Pathfincler (Bio-Rad) с помощью гель-фильтрационной колонки TSK 3000 SW. Буфер для колонки – 20 мМ фосфата натрия и 150 мМ хлорида натрия, (pH = 7,2) – скорость элюции 1 мл/мин. Для выявления белка применяли сканирующий детектор «BioLogic QuadTec detector» UV/Vis (Bio-Rad) при 260 нм.

Детекцию ЛПС проводили на модели биопробных животных, сенсибилизированных D-галактозамином. Чувствительность метода, определенная для высокотемпературного ЛПС *Y. pestis* EV76, составляет 5 - 10 мкг на белую мышь. Из каждой фракции, полученной после гель-фильтрации, отбирали по 100 мкл, добавляли 100 мкл водного раствора D-галактозамина и внутрибрюшинно вводили эту смесь белым мышам. О присутствии ЛПС в пробе судили по гибели биопробных животных в течение 2 суток.

В работе представлены данные трех независимых определений.

Результаты. При разделении бесклеточных фильтратов на колонке получили 40 фракций (450 мкл), каждая из которых была проверена на присутствие молекул ЛПС и белка. Установлено, что белки, содержащиеся в бесклеточном фильтрате, элюируются с колонки в виде 5 пиков, молекулярные массы которых приблизительно равны – 200 kD, 80-60 kD, 20-16 kD, 14-12 kD и 8-10 kD.

Фракции трех пиков с молекулярной массой белков: 200 kD, 20-16 kD и 14-12 kD, – содержали ЛПС. В элюатах второго и пятого пика и во фракциях, не содержащих белок, присутствие ЛПС не выявлено.

Таким образом, полученные результаты свидетельствуют о том, что экстрацеллюлярная форма ЛПС *Y. pestis* представляет собой ЛПС-белковый комплекс, в котором белковый компонент вариабелен и может быть представлен как минимум тремя различными белками. Их идентификация и характеристика являются предметом дальнейших исследований.

Старцева О.Л., Курчева С.А., Зуенко А.А, Жарникова И.В., Богданова Ю.В., Гридина Т.М.

ПЛАНИРОВАНИЕ ПРОЦЕССОВ ОБЕСПЕЧЕНИЯ КАЧЕСТВА ПРИ РАЗРАБОТКЕ НОВЫХ ДИАГНОСТИЧЕСКИХ ПРЕПАРАТОВ

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Одной из основных задач практического здравоохранения является контроль над инфекционными заболеваниями в Российской Федерации, уменьшение возможности их распространения и разработка эффективных мер профилактики. Поэтому на приоритетном месте стоят вопросы разработки и совершенствования технологий изготовления медицинских иммунобиологических препаратов (МИБП), позволяющих в короткие сроки определить причину эпидемических осложнений и провести противоэпидемические мероприятия.

В РФ требования к разработке и производству МИБП регламентированы Санитарными правилами «Надлежащая практика производства медицинских иммунобиологических препаратов» (СП 3.3.2.1288-03) и Государственным отраслевым стандартом «Правила производства и контроля качества лекарственных средств» (ГОСТ Р 52249-2009). При планировании процессов обеспечения качества целесообразно учитывать и использовать совокупность организационных и технических мер, регламентирующих основные аспекты производства МИБП. Планирование процессов обеспечения качества способно предупредить несоответствия продукции заданным требованиям нормативной документации, поступление рекламаций и гарантировать качество конечного продукта.

В настоящее время ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора осуществляет выпуск эритроцитарных диагностикумов в жидкой форме, направленных на выявление возбудителя туляремии в реакции непрямой гемагглютинации (РНГА). Данные диагностические препараты зарегистрированы в Росздравнадзоре и применяются в медицинской практике на всей территории РФ.

Практическое применение данных эритроцитарных препаратов показало их существенные недостатки, связанные с их транспортировкой на значительные расстояния. Несоблюдение режимов холодовой цепи, как в сторону повышения, так и в сторону понижения температуры приводит к полной потере их биологической активности.

С целью стабилизации основных свойств жидких форм эритроцитарных препаратов в настоящее время проводятся научные исследования по разработке биотехнологии получения лиофилизированных форм диагностикумов, которые позволят создать оптимальные условия для предотвращения агрегации эритроцитов, сохранить первоначальные свойства препарата в течение длительного времени, практически не зависящие от способов транспортировки.

Основным процессом обеспечения качества производства МИБП является процесс проведения входного контроля сырья и исходных материалов, из которых формируется готовый продукт. Входной контроль проводится с учетом предварительно составленного «Перечня сырья, вспомогательных материалов, промежуточных продуктов, подлежащих входному контролю». На данном этапе формируются первичные требования к характеристикам качества сырья

и исходных материалов, планируется совокупность действий, обеспечивающих их достижение в процессе последующего выпуска готовой продукции.

В процессе управления качеством в комплексе производственных мероприятий следует учитывать основные технологические параметры, влияющие на качество конечного продукта, оптимальные режимы технологических процессов, основные контрольные критические точки, номенклатуру и требования к значениям показателей качества готового препарата, аттестацию технологического оборудования, задействованного в производстве. В результате первично сформулированные требования к характеристикам качества последовательно уточняются и корректируются.

Процессы валидации и верификации основных функциональных характеристик позволяют документально подтвердить соответствие условий производства требованиям нормативной документации, предъявляемым к лиофилизированным формам МИБП. Решения о результатах контроля комплекса производственных мероприятий принимаются на основе современных подходов к оценке, анализу и управлению рисками для качества выпускаемой продукции.

Анализ рисков позволит выявить наиболее важные (критичные) технологические операции. Проведение анализа рисков предполагает разработку документированных требований к менеджменту риска на всех стадиях жизненного цикла продукции. Разработка «Руководства по управлению рисками» определит последовательность проведения процесса, объем и содержание действий, идентификацию рисков, методику анализа рисков и их оценку, а также действия по управлению рисками.

Особое место при планировании процессов обеспечения качества отводится изучению стабильности разрабатываемых препаратов при длительном хранении. Данные, полученные в ходе изучения стабильности, необходимы для установления срока годности и рекомендуемых требований к надлежащим условиям хранения и транспортирования МИБП с последующим выбором необходимых указаний по их маркировке. При этом целесообразно изучение свойств образцов не только в первичной упаковке промышленного выпуска, но и после первого вскрытия упаковки в период использования восстановленного препарата. Изучение стабильности должно осуществляться по специально разработанной программе с указанием видов планируемых испытаний, выбора серий, описанием упаковки, испытуемых характеристик, периодичности испытаний, требований к условиям хранения образцов в период проведения испытаний.

Анализ нормативной документации составляет неотъемлемую часть в планировании процессов обеспечения качества и является ключевым элементом работы при завершении разработки новых МИБП. Нормативные документы должны отражать технические требования к производству, контролю, хранению, маркировке, упаковке и транспортировке диагностических препаратов. Эти документы обеспечат одинаковую эффективность и безопасность МИБП, а также постоянство и единообразие их производства независимо от серии. Проведение анализа нормативной документации, регламентирующей единые требования к производственному процессу, позволит урегулировать требования к изготавливаемой продукции, ее производству и применению с требованиями нормативно-правовых стандартов.

Поэтапное выполнение процессного плана обеспечения качества при разработке новых МИБП на ранних этапах проектирования производства будет способствовать целенаправленному выпуску готовой продукции с учетом требований нормативных стандартов, формированию регистрационного досье с последующей регистрацией нового диагностического препарата в системе здравоохранения Российской Федерации.

Тюменцева И.С., Афанасьев Е.Н., Курчева С.А., Жданова Е.В., Жарникова И.В., Семирчева А.А.

РАЗРАБОТКА ДИАГНОСТИЧЕСКИХ ПРЕПАРАТОВ ДЛЯ ДЕТЕКЦИИ *YERSINIA PESTIS* (КАПСУЛЬНОЙ И БЕСКАПСУЛЬНОЙ ФОРМ)

ФКУЗ Ставропольский противочумный институт *Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия*

При изучении природных очагов чумы широко используют традиционные серологические методы, направленные на поиск «фракции I» чумного микроба, так как основные диагностические препараты сконструированы при использовании в качестве сенситина специфического капсульного антигена *Yersinia pestis* и антител к нему. Многолетняя практика исследований возбудителя показала существование в объектах окружающей среды и у больных людей вариантов чумного микроба, лишенных «фракции I». Вследствие чего разработка диагностических препаратов для выявления капсульных и бескапсульных форм чумного микроба и антител к ним остается актуальной.

Для реализации поставленной задачи была разработана биотехнология, позволяющая получить высокоспецифичную поливалентную гипериммунную сыворотку против *Y. pestis* (капсульной и бескапсульной форм). Для иммунизации кроликов использовали антигенный комплекс, состоящий из «фракции I», водно-солевого экстракта и белков, солюбизированных карбамидом, из афракционного штамма *Y. pestis,* иммунокорректорами служили тималин и циклофосфан. Для получения специфичной иммунной сыворотки проведена сорбция алюмосиликатным антигенным магноиммуносорбентом, белковым лигандом в котором являлся водно-солевой экстракт штамма *Yersinia pseudotuberculesis* III серовара, с которым отмечалось свечение на 2-4+ (по 4-х балльной оценке реакции) в непрямой реакции иммунофлуоресценции (НРИФ). Такая сыворотка стала высококачественным биологическим сырьем для конструирования на ее основе ряда диагностических препаратов для детекции *Y. pestis* (капсульной и бескапсульной форм).

Нами отработаны оптимальные условия изготовления эритроцитарного чумного иммуноглобулинового диагностикума: в качестве конъюгирующего агента определен вторичный алкилсульфат натрия в концентрации 2 %; температура сенсибилизации иммуноглобулинов, фракционированных каприловой кислотой, с эритроцитами – 45 °С; pH раствора при сенсибилизации – 5,0.

Контроль специфической активности экспериментальных серий диагностикума эритроцитарного чумного при проведении межлабораторных испытаний показал их чувствительность не менее $2{,}5 \times 10^6$ м.к./мл, как для капсульных, так и бескапсульных штаммов чумного микроба в реакции непрямой гемагглютинации (РНГА). При изучении специфичности диагностикума констатировано отсутствие реакции с гетерологичными штаммами микроорганизмов. Составлен комплект нормативной документации (НД), проведены испытания диагностикума, которые показали соответствие препарата требованиям НД. Набор реагентов «Диагностикум эритроцитарный чумной иммуноглобулиновый жидкий» внесен в сетевой график разработки и внедрения препаратов для диагностики особо опасных инфекционных болезней на 2019-2022 гг.

Следующим этапом стала разработка препарата, для выявления капсульных и бескапсульных штаммов *Y. pestis* в реакции иммунофлуоресценции (РИФ). Из бивалентной чумной кроличьей гипериммунной сыворотки фракционировали октановой кислотой иммуноглобулины класса G. При таком способе в преципитате содержится до 70 % IgG, содержание альбуминов незначительно, и для конъюгации требуется минимальное количество флуорохрома. При этом величина молярных отношений Мф/Мб была оптимальной, что приводило к снижению вероятности неспецифических реакций. Конъюгацию иммуноглобулинов с флуоресцеином изо-

тиоцианата (ФИТЦ) проводили при значении pH реакционной смеси 9,5, при использовании нагрузки ФИТЦ – 20 мг на 1 г белка, температуре 20 °С и 4-х часовом контакте белка с красителем. Оценку результатов специфической активности и специфичности конъюгатов определяли на фиксированных мазках из гомологичных и гетерологичных штаммов.

Активность бивалентных препаратов всех приготовленных серий характеризовалась красящим титром, равным разведению не менее 1:16. Установлено, что рабочее разведение экспериментальных серий препарата давало возможность обнаруживать микробные клетки *Y. pestis* (капсульной и бескапсульной форм) в мазках, приготовленных из взвесей культур 5×10^5 и более микробных клеток в 1 мл. С помощью препаратов всех изготовленных серий удалось выявить (не во всех полях зрения) единичные бактерии в мазках, приготовленных из взвесей, содержащих $2{,}5 \times 10^5$ м.к. в 1 мл. Диагностическая ценность бивалентных флуоресцирующих антител определялась не только на чистых культурах, но и в имитированных пробах объектов окружающей среды (смывы с предметов обихода, пробы почвы, гнезд грызунов). В результате установлено, что в мазках, приготовленных из проб окружающей среды, содержащих в 1 мл 5×10^5 м.к., имеются единичные клетки с интенсивным специфическим свечением. У всех гетерологичных микроорганизмов, взятых в опыт и окрашенных рабочим разведением флуоресцирующих антител, констатировано отсутствие специфической иммунофлуоресценции. Таким образом, экспериментальные серии иммуноглобулинов диагностических флуоресцирующих чумных (F^+и F^-), позволяют выявлять капсульные и бескапсульные штаммы возбудителя чумы прямым иммунофлуоресцентным методом.

Наиболее перспективным методом концентрирования и идентификации бактерий непосредственно в исследуемом материале является применение иммуномагнитной сепарации. При конструировании бивалентного магноиммуносорбента (МИС) в качестве сорбционного материала использовали оксид железа, алюмосиликат, химическое модифицирование поверхности которого осуществляли в присутствии полимера – декстрана и активатора – вторичного алкилсульфата натрия. Отработаны оптимальные условия синтеза МИС: соотношение компонентов - 3:2:1 (оксид железа: декстран: алюмосиликат); время гелеобразования – 1-2 ч при температуре (24 ± 4) °С; количество активатора – 0,1 %; концентрация иммуноглобулинов, выделенных из чумной бивалентной сыворотки с помощью полиэтиленгликоля-6000 – 2 мг/мл; время иммобилизации 4 ч при температуре (37 ± 2) °С.

При проведении иммуноферментного анализа (ИФА) после концентрирования микробных клеток на МИС удалось обнаружить *Y. pestis* (капсульной и бескапсульной форм) в концентрации $1{,}0 \times 10^2 – 1{,}0 \times 10^3$ м.к./мл, гетерологичные микроорганизмы, используемые для контроля специфичности, в ИФА не выявлялись. Образовавшийся комплекс Аг-Ат выявляли in vitro с помощью конъюгата (иммуноглобулины бивалентные чумные, иммобилизованные пероксидазой хрена), катализирующего расщепление ферментзависимого субстрата (тетраметилбензидин).

Таким образом, пробоподготовка путем предварительного избирательного концентрирования на бивалентном МИС позволяет осуществлять одновременное выявление капсульных и бескапсульных штаммов возбудителя чумы в ИФА, что значительно повышает качество и эффективность лабораторного исследования проб из объектов окружающей среды при эпизоотологическом обследовании природных очагов чумы.

Приведенные данные позволяют сделать заключение, что конструирование диагностических препаратов, ориентированных на выявление капсульных и бескапсульных штаммов возбудителя чумы, является перспективным исследованием, так как у них есть дополнительное преимущество, позволяющее быстро и легко обнаруживать *Y. pestis* в образцах окружающей среды и эктопаразитах.

Хаптанова Н.М., Андреевская Н.М., Лукьянова С.В., Кузнецов В.И., Коновалова Ж.А., Михайлова В.А., Остяк А.С., Косилко В.С., Балахонов С.В.

ИЗУЧЕНИЕ ФИЗИКО-ХИМИЧЕСКИХ И БИОЛОГИЧЕСКИХ СВОЙСТВ ПИТАТЕЛЬНОЙ СРЕДЫ ДЛЯ КУЛЬТИВИРОВАНИЯ ЛИСТЕРИЙ

ФКУЗ «Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Сибири и Дальнего Востока» Роспотребнадзора, Иркутск, Россия

Листериоз относится к эмерджентным инфекциям с преимущественно пищевым путем передачи. При проведении бактериологических исследований, а также для производства медицинских иммунобиологических препаратов требуются качественные питательные среды, обеспечивающие потребности роста *Listeria monocytogenes.* Использование мясного сырья в традиционных технологиях приготовления питательных сред увеличивает себестоимость последних, а при производстве иммунобиологических препаратов – и себестоимость конечного продукта. Поэтому очевидна необходимость поиска более экономичных источников белкового сырья.

Целью работы является разработка эффективной питательной среды для накопления бактериальной массы *L. monocytogenes* и способности сохранять биологические свойства листерий при хранении в течение 12 месяцев.

В лаборатории питательных сред ФКУЗ «Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Сибири и Дальнего Востока» Роспотребнадзора была разработана методика получения ферментативных гидролизатов речной рыбы сороги (лат. *Rutilus rutilus lacustris*) – дешевого и доступного местного сырья. В качестве источника протеолитических ферментов использовали поджелудочную железу крупного рогатого скота при соотношении фермент-субстрат – 1:10.

Сконструированная питательная среда для культивирования листерий (СКЛ), содержала питательную основу (гидролизат речной рыбы панкреатический и гидролизат отходов производства мясной воды панкреатический), минеральные соли, витамин В1, агар-агар и дистиллированную воду.

Оценку физико-химических и биологических свойств экспериментальной питательной среды проводили по следующим параметрам: водородный показатель (pH), содержание аминного азота, прозрачность и цветность готовой питательной среды, потеря в массе при высушивании, прочность студня агаровых сред, растворимость, а также: чувствительность, эффективность питательной среды, сохранение жизнеспособности и стабильности основных биологических свойств микроорганизмов согласно ГОСТ 32031-2012 и МУК 4.2.2316-08. В качестве контроля использовали мясо-пептонный агар (МПА) с 1 % глюкозой (ФКУЗ «Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Сибири и Дальнего Востока» Роспотребнадзора) и ГРМ-агар (ФБУН «ГНЦ ПМБ» Россия, п. Оболенск). Для контроля ростовых свойств сухих питательных основ и питательной среды для культивирования листерий использовали тест-штамм *L. monocytogenes* 766 (музей живых культур ФКУЗ «Иркутский научно-исследовательский противочумный институт» Роспотребнадзора).

Эксперименты по изучению физико-химических свойств СКЛ показали, что 50 г среды полностью растворяется в 1 л дистиллированной воды при помешивании и кипячении в течение 3-5 мин, расплав питательной среды прозрачный. Допускается легкая опалесценция не более 5 МЕ по отраслевому стандартному образцу мутности ФГБУ «НЦЭСМП» (ОСО 42–28–86). Цветность раствора – расплав препарата имел цвет от светло-желтого до светло-коричневого. Показатель pH – 7,5; аминный азот – 4,83 %; прочность студня среды – 531 г; потеря в массе при высушивании не более 7 %.

Из двухсуточных агаровых культур листерий готовили взвесь в 0,9 %-м растворе натрия хлорида (NaCl) по стандартному образцу мутности 10 МЕ ФГБУ «НЦЭСМП» (ОСО 42-28-85). Разводили 0,9 % раствором NaCl до 10^{-6} и 10^{-7} и высевали по 0,1 мл микробной взвеси по три повторности на чашки Петри с испытуемой средой и контрольной средой. Взвесь равномерно распределяли по поверхности агаровой пластинки. Посевы инкубировали в течение 48 ч при температуре (37 ± 1) °С.

Установлено, что при посеве на СКЛ по 0,1 мл суспензии культуры тест-штамма *L. monocytogenes* 766 из разведения 10^{-7} через 24 ч инкубации наблюдали рост не менее 5 круглых, выпуклых, влажных колоний серо-голубого цвета с ровным краем. Консистенция колоний слизистая. Диаметр колоний составлял 2,0-2,5 мм. При посеве по 0,1 мл суспензии из разведения 10^{-6} вырастало в среднем (72,4 ± 5,3) колоний штамма *L. monocytogenes* 766, что на 20 % превышало значения контроля (МПА с 1 % глюкозой) ($P < 0,05$). Через 48 ч инкубации диаметр колоний тест-штамма *L. monocytogenes* 766 на СКЛ достигал 3,5-4 мм, что в 4,0 раза больше, чем на контрольной среде ($P < 0,05$), что указывает на преимущество экспериментальной СКЛ перед средой МПА с 1 % глюкозой. По нашему мнению это обусловлено наличием в СКЛ панкреатических гидролизатов и других важных компонентов среды.

Эффективность оценивали по выходу микробных клеток (м.к.) с 1 мл питательной среды (в млрд/мл), которая была выше по сравнению с ГРМ-агаром и МПА с 1 % глюкозой в 2,2 и 1,3 раза соответственно ($P < 0,05$) и составляла 5,5 млрд м.к./мл питательной среды.

В результате опытов по сравнению способности тест-штамма сохраняться на различных питательных средах установлено, что скорость роста на плотных питательных средах после пересева со сред хранения (СКЛ, ГРМ-агар, МПА с 1 % глюкозой), через три мес составила 24 ч, через 6 и 9 мес – 36 ч, а через 12 мес на средах СКЛ и ГРМ-агар скорость роста была 48 ч. На МПА с 1 % глюкозой через 12 мес рост отсутствовал.

В течение всего срока хранения на экспериментальной питательной среде (СКЛ) штамм *L. monocytogenes* 766 сохранял свои типичные биохимические свойства по способности ферментировать маннозу, мальтозу, глюкозу, ксилозу и отсутствию способности ферментировать манит и дульцит. Также в течение всего срока наблюдения был положительным каталазный тест.

Таким образом, экспериментальная питательная среда для культивирования листерий отвечает требованиям, предъявляемым к питательным средам для культивирования *L. monocytogenes,* и имеет преимущество по чувствительности и скорости роста в сравнении с МПА с 1 % глюкозой и ГРМ-агаром, обеспечивает типичный рост тест-культуры *L. monocytogenes* 766. Сконструированная питательная среда может быть рекомендована для выращивания, накопления и хранения культур листерий.

Цатурян Л.Г., Скляров О.Д., Федюшин Д.В.

СОВЕРШЕНСТВОВАНИЕ МЕТОДОВ КОНТРОЛЯ КАЧЕСТВА СИБИРЕЯЗВЕННЫХ ВАКЦИН ДЛЯ ЖИВОТНЫХ

ФГБУ Всероссийский государственный Центр качества и стандартизации лекарственных средств для животных и кормов, Москва, Россия

В Российской Федерации ежегодно осуществляется массовая вакцинация животных против сибирской язвы. Несмотря на это, согласно эпизоотологическим данным в стране в период с 2001по 2016 гг . был зарегистрирован 121 эпизоотический очаг и 2922 случаев заболевания сибирской язвой сельскохозяйственных животных. Из числа заболевших животных, без учета оленей в ЯНАО, более 80% пришлось на крупный, 10% -на мелкий рогатый скот, 7 % -на свиней и 3 % - на лошадей.

В адрес ФГБУ «ВГНКИ» периодически поступает информация о случаях поствакцинальных осложнений у сельскохозяйственных животных преимущественно у коз, иногда у лошадей и крупного рогатого скота. В частности, в 2013 году поступило сообщение об осложнениях у 5 голов в 2014 году, 4-х в 2015 году, 9 таких случаях в Московской области. Имеются сообщения о случаях поствакцинальных осложнений у коз в селе Васильевка Воронежской области, у 5 голов крупного рогатого скота, 4 из которых пали в Республике Бурятия, у 4 голов коз с падежом одного животного в Павлово Посадском районе Московской области и др. При выявлении поствакцинальных реакций животных подвергают лечению с использованием сибиреязвенного иммуноглобулина, антибиотиков и симптоматических средств, что исключает формирование у них поствакцинального иммунитета. В итоге, в хозяйствах остаются не иммунные животные, восприимчивые к заражению возбудителем сибирской язвы. Поствакцинальные осложнения при применении сибиреязвенных вакцин характерны не только для нашей страны. С целью решения этой проблемы в Италии (Фазанелла) для изготовления сибиреязвенной вакцины для коз и лошадей используют нетоксигенный капсульный штамм Пастера I, тогда как для иммунизации КРС и овец в стране используется вакцина “Carbosap” из токсигенного капсульного штамма. В большинстве стран мира используют вакцину из штамма Sterne $34F_2$ с добавленным глицерина и сапонина в качестве адъюванта.

В соответствии с требованиями ГОСТ Р 52616-2006 «Вакцина против сибирской язвы животных из штамма 55-ВНИИВВиМ живая» контроль сибиреязвенных вакцин на «безвредность» проводится на кроликах. Согласно результатам испытаний «рекламационных» и архивных образцов вакцин, а также серий вакцин, поступавших в соответствии с планом лекарственного мониторинга и выборочного контроля качества лекарственных средств, выполненных в нашей организации в последние 5 лет, практически все эти вакцины соответствовали требованиям нормативных документов.

Это позволяет считать целесообразным изучение возможности проведения контроля указанной вакцины по показателю «безвредность» на другой модели животных, например на овцах или козах, что кстати регламентировано Руководством по диагностическим тестам и вакцинам Международного эпизоотического бюро (OIE). Также запланировано изучение реактогенности коз экзотических пород, таких как русская белая, бурая чешская, снежная, оренбургская, зааненская, нубийская, альпийская, ангорская и камерунская карликовая с использованием культур вакцинных штамма 55-ВНИИВВиМ, Sterne $34F_2$, 1190-R и Пастера I и оптимизация иммунизирующей дозы штамма 55-ВНИИВВиМ для коз.

Яговкин М.Э., Якушева О.А., Алексеева Л.П., Зюзина В.П.

ПОЛУЧЕНИЕ ВЫСОКОСПЕЦИФИЧНЫХ СЫВОРОТОК И ИХ ПРИМЕНЕНИЕ В ДИАГНОСТИКЕ ХОЛЕРЫ

ФКУЗ Ростовский-на-Дону научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора,
Ростов-на-Дону, Россия

Известно, что только холерные вибрионы О1 и О139 серогруппы, продуцирующие холерный токсин (ХТ), связаны с крупными эпидемическими вспышками. В связи с этим определение холерного токсина является важным этапом в диагностике заболевания холерой. В лабораторной практике для детекции токсинпродуцирующих холерных вибрионов используют иммунологические и молекулярно-генетические методы. Последние позволяют обнаружить ген ctxAB, но это не является свидетельством экспрессии холерного токсина. В настоящее время определить продукцию этого белка можно с помощью иммуно-хроматографических и иммуноферментных тест-систем, отличающихся по чувствительности (Баранова Е.В., 2010,

Михеева Е.А., 2017). Однако наряду с диагностическими тест-системами востребованными остаются и диагностические антитоксические сыворотки. В зарубежных работах было показано, что чувствительность диагностических тест-систем значительно повышается, если наряду с моноклональными антителами в качестве первых антител, адсорбированных на пластике, используются поликлональные антитоксические антитела (Butler J.E., 1992, John R. Crowther, 2009,). Их специфичность и чувствительность напрямую зависит от качества ХТ. Процесс его очистки должен отвечать следующим требованиям: максимальное освобождение от посторонних примесей в виде белков и углеводов и сохранность биологической активности. Нами для иммунизации был использован ХТ после 2-х этапной очистки: ультрафильтрации и ионообменной хроматографии на приборе FPLC Pathfinder Duoflow (Bio-Rad). Качество хоматографической очистки было оценено в 12% -ном SDS-ПААГ. Совокупность различных методических приемов позволила получить ХТ без примесей белков и ЛПС. Оценка на модели культуры клеток CHO-K1 показала его высокую биологическую активность.

Цель работы - получение высокоспецифичных и чувствительных антитоксических сывороток для обнаружения токсигенных штаммов *V. cholerae* O1 и O139 в различных серологических реакциях.

В экспериментах использовали очищенный препарат токсина из *V. cholerae* 569B и кроликов обоего пола массой 2,5 - 3,0 кг. Отработано две схемы иммунизации с применением адъюванта и без него. Имеются сведения (Hum B.A.L. 1980), что наиболее предпочтительным является внутрикожный путь введения, который обеспечивает быстрый лимфоток и низкую сосудистую абсорбцию. Кроме того в коже много дендритных клеток Лангерганса, способствующих переносу ХТ к лимфатическим узлам. Поэтому для первой схемы иммунизации был выбран внутрикожный путь введения холерогена в количестве 200 мкг. Для снижения воспалительного ответа ХТ вводили двукратно с интервалом в один месяц в 20 точек на спине. После первого этапа иммунизации титр специфических антител к ХТ в GM_1-ИФА был низким – 1/10000. Повторная иммунизация не дала желаемого результата – титр повысился лишь до 1/20000.

Поскольку поставленная цель получения высокоактивных сывороток не была достигнута, использовали вторую схему для иммунизации: инъецировали ХТ трехкратно с 2-х недельными интервалами. При этом 100 мкг холероген вводили в вену уха и 200 мкг в смеси с полным адъювантом Фрейнда – в холку кролика. Дважды осуществляли забор крови после второго и третьего введения холерогена для предварительной оценки динамики титра специфических антител к ХТ. Результаты определения активности сывороток в GM_1-ИФА свидетельствовали о нарастании титра антитоксических антител. Через две недели после последней иммунизации кроликов был проведен окончательный забор крови и получены сыворотки для дальнейшей работы.

Рабочее разведение экспериментальных серий сывороток в GM_1-ИФА с ХТ, адсорбированном на планшете, колебалось в пределах 1/40000 – 1/80000. При этом оптическая плотность опытных образцов в 5 - 6 раз превышала отрицательный контроль. В реакции преципитации с ХТ показатели титров равнялись 1:8 - 1:16 в зависимости от серии сыворотки. Их проверка на специфичность показала, что они не вступают в реакцию с супернатантами нетоксигенных штаммов и препаратами ЛПС, выделенными из клеток представителей *V. cholerae* O1 и O139. Более того в зарубежных работах было показано, что чувствительность диагностических тест-систем значительно повышается, если наряду с моноклональными антителами в качестве первых антител, адсорбированных на пластике, используются поликлональные антитоксические антитела (Butler J.E., 1992, John R. Crowther, 2009,).

Таким образом, сыворотки могут использоваться как самостоятельные реагенты, так и входить в состав тест-систем, предназначенных для детекции холерного токсина.

СОДЕРЖАНИЕ

ПОПОВА А.Ю. «Обращение... 5

I. СОВРЕМЕННАЯ ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКАЯ И ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО ОСОБО ОПАСНЫМ И ДРУГИМ ИНФЕКЦИОННЫМ БОЛЕЗНЯМ, ОБЩИМ ДЛЯ ЧЕЛОВЕКА И ЖИВОТНЫХ

Абакин С.С. 7
ЭПИЗООТИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО БЕШЕНСТВУ В СТАВРОПОЛЬСКОМ КРАЕ
ФГБНУ «Северо-Кавказский федеральный научный аграрный центр», Ставрополь, Россия

Амирова Н.А, Носкова Л.Н., Никешина Н.Н. 8
АНАЛИЗ ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО РИККЕТСИОЗНОЙ ПЯТНИСТОЙ ЛИХОРАДКЕ В АСТРАХАНСКОЙ ОБЛАСТИ В 2012 - 2018 гг.
Управление Роспотребнадзора по Астраханской области, Астрахань, Россия

Бамматов Д.М., Батырова Б.А., Омарова Б.К., Халимбеков Х.А., Климова Л.И. 10
АЛГОРИТМ И РЕЗУЛЬТАТЫ ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКОГО МОНИТОРИНГА КГЛ В РЕСПУБЛИКЕ ДАГЕСТАН
ФКУЗ «Дагестанская противочумная станция» Роспотребнадзора, Махачкала, Россия

Баранова Н.Ю., Почтовихина И.Н., Моргунова Л.В. 11
СИТУАЦИЯ ПО ЗАБОЛЕВАЕМОСТИ ИНФЕКЦИЯМИ, ПЕРЕДАЮЩИМИСЯ ПРИ УКУСАХ КЛЕЩЕЙ, НА ТЕРРИТОРИИ РЯЗАНСКОЙ ОБЛАСТИ
ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Рязанской области», Рязань, Россия

Бахметьева С.В., Здановская Н.И., Уткина О.М., Ковальский А.Г. 12
МОНИТОРИНГ АРБОВИРУСОВ НА ТЕРРИТОРИИ ДАЛЬНЕГО ВОСТОКА РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ
ФКУЗ «Хабаровская противочумная станция» Роспотребнадзора, Хабаровск, Россия

Борисова Л.О., Галимзянова Н.Ю., Авдонина Л.Г. 14
ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО БЕШЕНСТВУ В РЕСПУБЛИКЕ ТАТАРСТАН
Управление Роспотребнадзора по Республике Татарстан, Казань, Россия

Букреева О.М. 16
ЭПИЗООТИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ В ПРИКАСПИЙСКОМ СЕВЕРО-ЗАПАДНОМ СТЕПНОМ И ПРИКАСПИЙСКОМ ПЕСЧАНОМ ОЧАГАХ ЧУМЫ ПРИ ТРАНФОРМАЦИИ КЛИМАТИЧЕСКИХ ФАКТОРОВ
ФКУЗ «Элистинская противочумная станция» Роспотребнадзора, Элиста, Россия

Василенко Н.Ф., Волынкина А.С., Малецкая О.В., Манин Е.А., Прислегина Д.А., Котенев Е.С., Шапошникова Л.И., Куличенко А.Н...... 18
ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО КРЫМСКОЙ ГЕМОРРАГИЧЕСКОЙ ЛИХОРАДКЕ В РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ В 2018 ГОДУ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Василенко Н.Ф., Малецкая О.В., Манин Е.А., Прислегина Д.А., Волынкина А.С., Таран Т.В., Семенко О.В., Остапович В.В., Куличенко А.Н. 20
ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ ОБСТАНОВКА ПО ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫМ ИНФЕКЦИЯМ В СЕВЕРО-КАВКАЗСКОМ ФЕДЕРАЛЬНОМ ОКРУГЕ В 2017 ГОДУ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Волгина И.В., Ковальчук М.Л., Гривачева Р.Н. 22
О СИТУАЦИИ ПО ГРИППУ ПТИЦ В КУРСКОЙ ОБЛАСТИ В 2018 ГОДУ
ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Курской области», Курск, Россия

Воронцова И.В., Баранова Н.Ю. 24
ЭПИЗООТО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ ОБСТАНОВКА ПО ГЕМОРРАГИЧЕСКОЙ ЛИХОРАДКЕ С ПОЧЕЧНЫМ СИНДРОМОМ НА ТЕРРИТОРИИ РЯЗАНСКОЙ ОБЛАСТИ
ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Рязанской области», Рязань, Россия

Газизов Р.Р., Казак А.А., Хисамиев И.И., Говорова В.Г. 25
АНАЛИЗ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО ГЕМОРРАГИЧЕСКОЙ ЛИХОРАДКЕ С ПОЧЕЧНЫМ СИНДРОМОМ В РЕСПУБЛИКЕ БАШКОРТОСТАН В 2018 ГОДУ
ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Республике Башкортостан», Уфа, Россия

Герасименко Е.В., Цапко Н.В., Агапитов Д.С., Гнусарева О.А...... 26
РЕЗУЛЬТАТЫ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОГО МОНИТОРИНГА ЗА ТУЛЯРЕМИЕЙ В СТАВРОПОЛЬСКОМ КРАЕ (ПЕТРОВСКИЙ РАЙОН)
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Евстафьев И.Л. 27
ПРИРОДНЫЕ ОЧАГИ ЗООНОЗНЫХ ИНФЕКЦИЙ В КРЫМУ
ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Республике Крым и городе федерального значения г. Севастополе», Симферополь, Россия

Желтакова И.Р., Стоянова Н.А., Горбунова И.В., Титова Н.М., Чмырь И.А. 29
ЛЕПТОСПИРОЗНАЯ ИНФЕКЦИЯ У МЕЛКИХ МЛЕКОПИТАЮЩИХ В САНКТ-ПЕТЕРБУРГЕ И ЕГО ПРИГОРОДАХ
ФКУЗ «Северо-Западная противочумная станция» Роспотребнадзора, Санкт-Петербург, Россия;
ФБУН НИИ эпидемиологии и микробиологии имени Пастера, Санкт-Петербург, Россия

Жильцова А.Ю.[1], Агапитов Д.С.[1], Лазаренко Е.В.[1], Чишенюк Т.И.[1], Кочиева М.М.[2] 30
О РЕЗУЛЬТАТАХ ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКОГО ОБСЛЕДОВАНИЯ ТЕРРИТОРИИ РЕСПУБЛИКИ ЮЖНАЯ ОСЕТИЯ НА ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫЕ ИНФЕКЦИИ
[1]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2]Комитет по надзору в сфере защиты прав потребителей и благополучия человека Республики Южная Осетия, Цхинвал, Республика Южная Осетия

Зайцев А.А.[1], Агапитов Д.С.[1], Гнусарева О.А.[1], Чишенюк Т.И.[1], Герасименко Е.В.[1], Ермолова Н.А.[1], Дегтярев Д.Ю.[1], АшибоковУ.М.[1], Остапович В.В.[1], Пурмак К.А.[2], Дубянский В.М.[1] 32
АНАЛИЗ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО ТУЛЯРЕМИИ НА ТЕРРИТОРИИ СТАВРОПОЛЬСКОГО КРАЯ
[1] ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2] ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Ставропольском крае», Ставрополь, Россия

Зайцева О.А., Кот Л.А., Лазаренко Е.В., Котти Б.К., Котенев Е.С. 34
СРАВНИТЕЛЬНАЯ ХАРАКТЕРИСТИКА ЭПИДЕМИОЛОГО-ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО ИКСОДОВОМУ КЛЕЩЕВОМУ БОРРЕЛИОЗУ В СТАВРОПОЛЬСКОМ КРАЕ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Зубарева О.В., Таратутина М.Н. 35
ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО БЕШЕНСТВУ В ВОЛГОГРАДСКОЙ ОБЛАСТИ
Управление Роспотребнадзора по Волгоградской области, Волгоград, Россия

Киреев Ю.Г., Баташев В.В., Балахнова В.В., Алиева А.А. 37
РЕЗУЛЬТАТЫ МОНИТОРИНГА ЦИРКУЛЯЦИИ ВИРУСА ЗАПАДНОГО НИЛА НА ОТДЕЛЬНЫХ ТЕРРИТОРИЯХ РОСТОВСКОЙ ОБЛАСТИ
ФКУЗ «Северо-Кавказская ПЧС» Роспотребнадзора, Ростов-на-Дону, Россия

Лалетина С.С.[1], Горяев Д.В.[1], Русин М.В.[1], Чепижко Т.Г.[2], Сорокина О.В.[2], Винтуляк В.В.[2], Несина Е.Н.[3], Сергеев А.В.[3] 39
ОБ ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ И ЭПИЗООТИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО БЕШЕНСТВУ НА ТЕРРИТОРИИ КРАСНОЯРСКОГО КРАЯ
[1]Управление Роспотребнадзора по Красноярскому краю, Красноярск, Россия;
[2]ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Красноярском крае», Красноярск, Россия;
[3]Служба по ветеринарному надзору Красноярского края, Красноярск, Россия

Левина К.Ю.[1], СимоноваЕ.Г.[1,2], Сабурова С.А.[1], Шабейкин А.А.[3], Гулюкин А.М.[3] 40
ОСОБЕННОСТИ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО БЕШЕНСТВУ НА ТЕРРИТОРИИ МОСКОВСКОЙ ОБЛАСТИ
[1]ЦНИИ эпидемиологии Роспотребнадзора, Москва, Россия;
[2]Первый МГМУ им. И.М. Сеченова Минздрава России, Москва, Россия;
[3]ВИЭВ имени К.И. Скрябина и Я.Р. Коваленко РАН, Москва, Россия

Леонтьева С.А., Брагина Е.А., Степанова Т.Ф. 42
ПРИРОДНЫЕ ОЧАГИ ТУЛЯРЕМИИ НА ТЕРРИТОРИИ ТЮМЕНСКОЙ ОБЛАСТИ
ФБУН «Тюменский научно-исследовательский институт краевой инфекционной патологии» Роспотребнадзора, Россия

Лиджи-Гаряева Г.В., Каляева Т.Б., Санджиев В.Б.-Х., Кулик В.В. 44
ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКИЕ ОСОБЕННОСТИ ПРОЯВЛЕНИЯ КРЫМСКОЙ ГЕМОРРАГИЧЕСКОЙ ЛИХОРАДКИ НА ТЕРРИТОРИИ РЕСПУБЛИКИ КАЛМЫКИЯ
ФКУЗ «Элистинская противочумная станция» Роспотребнадзора, Элиста, Россия

Мамчик Н.П.[1,2], Жукова А.И.[1], Гайдукова Е.П.[1,2], Герик Е.П.[1], Миляева Н.И.[1], Попова Т.И.[1], Квасов Д.А.[1], Березина Ю.А.[1], Батищева Е.Н.[1], Митусов А.А.[1] 46
О ЗАБОЛЕВАЕМОСТИ ДИРОФИЛЯРИОЗОМ В ВОРОНЕЖСКОЙ ОБЛАСТИ
[1]ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Воронежской области»,Воронеж, Россия;
[2]ФГБОУ ВО «Воронежский государственный медицинский университет им. Н.Н. Бурденко» Министерства здравоохранения РФ, Воронеж, Россия

Марченко В.Ю., Гудымо А.С., Гончарова Н.И., Святченко С.В., Евсеенко В.А., Колосова Н.П., Суслопаров И.М., Гаврилова Е.В., Максютов Р.А., Рыжиков А. Б. 47
МОНИТОРИНГ ВИРУСА ГРИППА ПТИЦ НА ТЕРРИТОРИИ РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ (2013-2018 гг.)
ФБУН ГНЦ ВБ «Вектор» Роспотребнадзора, р.п. Кольцово, Новосибирская область, Россия

Михайлова О.А., Павлова Н.Н., Дериглазов И.В., Скотников А.Л. 49
УРОЧИЩЕ КАСПИРОВКА В ОДЕССКОМ РАЙОНЕ ОМСКОЙ ОБЛАСТИ КАК ПРИРОДНЫЙ ОЧАГ ТУЛЯРЕМИИ
ФБУЗ Центр гигиены и эпидемиологии в Омской области, Омск, Россия

Найденова Е.В.[1], Карташов М.Ю.[2], Захаров К.С.[1], Чуб Е.В.[2], Nassour A. A.[3], Toupou J.-P.[3], Diallo A. O. S.[4], Keyra M.[4], Kaba L.[4], Camara S.[4], Diallo M.T.[4], Kalivogui S.[3], Boumbaly S.[3], Sidime Y.[4], Boiro M.Y.[3], Щербакова С.А.[1] 51
ВЫЯВЛЕНИЕ СПЕЦИФИЧЕСКИХ АНТИТЕЛ К ВОЗБУДИТЕЛЯМ КОКСИЕЛЛЕЗА И ЛИХОРАДКИ РИФТ-ВАЛЛИ В СЫВОРОТКАХ КРОВИ СЕЛЬСКОХОЗЯЙСТВЕННЫХ ЖИВОТНЫХ, СОБРАННЫХ НА ТЕРРИТОРИИ ГВИНЕЙСКОЙ РЕСПУБЛИКИ
[1] ФКУЗ Российский научно-исследовательский противочумный институт «Микроб» Роспотребнадзора, Саратов, Россия;
[2] ФБУН Государственный научный центр вирусологии и биотехнологии «Вектор» Роспотребнадзора, п. Кольцово, Новосибирская область, Россия;
[3] Исследовательский институт прикладной биологии Гвинеи, Киндиа, Гвинейская Республика;
[4] Институт медицинской ветеринарии, Далаба, Гвинейская Республика

Пашкина Ю.В.[1], Пашкин А.В.[1], Атрохова С.В.[2], Елетина О.С.[1], Шалина М.Н.[1] 52
СОВРЕМЕННАЯ ЭПИЗООТИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ В ПРИРОДНЫХ ОЧАГАХ ОПАСНЫХ ИНФЕКЦИЙ СРЕДНЕГО ПОВОЛЖЬЯ
[1]ФГБОУ ВО «Нижегородская государственная сельскохозяйственная академия», Нижний Новгород, Россия;
[2]ФГБУ «Всероссийский государственный центр качества и стандартизации лекарственных средств для животных и кормов», Москва, Россия

Пеньковская Н.А., Листопад С.А., Суфьянова С.М. 54
О СЛУЧАЯХ ЛЕЙШМАНИОЗА В Г. СЕВАСТОПОЛЕ. СОСТОЯНИЕ ПРОБЛЕМЫ
Межрегиональное управление Роспотребнадзора по Республике Крым и г. Севастополю, Симферополь, Россия

Петрова О.Н., Таценко Е.Е., Караулов А.К., Лозовой Д.А. Груздев К.Н. 55
ЭПИЗООТИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО ОТДЕЛЬНЫМ ЗООАНТРОПОНОЗАМ В РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ В 2016 - 2018 гг.
ФГБУ Федеральный центр охраны здоровья животных, Владимир, Россия

Пичурина Н.Л., Орехов И.В., Забашта М.В., Хаметова А.П., Адаменко В.И. 57
СОВРЕМЕННАЯ БИОЦЕНОТИЧЕСКАЯ СТРУКТУРА ПРИРОДНЫХ ОЧАГОВ ТУЛЯРЕМИИ В РОСТОВСКОЙ ОБЛАСТИ
ФКУЗ Ростовский-на-Дону противочумный институт Роспотребнадзора, Ростов-на-Дону, Россия

Попов В.П.[1], Бирковская Ю.А.[1], Орлов Д.С.[2], Товпинец Н.Н.[3], Лиджи-Гаряева Г.В.[4] 58
ПРИРОДНЫЕ ОЧАГИ ТУЛЯРЕМИИ ЮЖНОГО ФЕДЕРАЛЬНОГО ОКРУГА
[1]ФКУЗ «Противочумный центр» Роспотребнадзора, Москва, Россия;
[2]МГУ им. М.В. Ломоносова, Москва, Россия;
[3]ФБУЗ «ЦГиЭ в Республике Крым и городе федерального подчинения Севастополь», Республика Крым, Россия;
[4]ФКУЗ «Элистинская противочумная станция», Элиста, Республика Калмыкия, Россия

Пурмак К.А., Романенко Е.Н., Соломащенко Н.И., Маркова М.Ю., Зволибовская А.В. 60
ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО КРЫМСКОЙ ГЕМОРРАГИЧЕСКОЙ ЛИХОРАДКЕ В СТАВРОПОЛЬСКОМ КРАЕ В 2018 ГОДУ
ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Ставропольском крае», Ставрополь, Россия

Путинцева Е.В., Алексейчик И.О., Смелянский В.П., Бородай Н.В., Алиева А.К., Батурин А.А., Агаркова Е.А., Чеснокова С.Н. 61
ЭПИДЕМИЧЕСКИЕ ПРОЯВЛЕНИЯ ЛИХОРАДКИ ЗАПАДНОГО НИЛА В РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ В СЕЗОН 2018 ГОДА
ФКУЗ Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора, Волгоград, Россия

Рославцева С.А., Кривонос К.С., Алексеев М.А. 63
ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЕ ЗНАЧЕНИЕ ПОСТЕЛЬНЫХ КЛОПОВ КАК ПЕРЕНОСЧИКОВ ВОЗБУДИТЕЛЕЙ БОЛЕЗНЕЙ ПТИЦ И ЧЕЛОВЕКА
ФБУН Научно-исследовательский институт дезинфектологии Роспотребнадзора, Москва, Россия

Русанова Д.В., Пономаренко Д.Г., Бердникова Т.В., Хачатурова А.А., Костюченко М.В., Ракитина Е.Л., Логвиненко О.В. 65
АНАЛИЗ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО БРУЦЕЛЛЕЗУ В СЕВЕРО-КАВКАЗСКОМ ФЕДЕРАЛЬНОМ ОКРУГЕ РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ В 2018 Г.
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Сараева Л.А., Паненкова Е.А., Котова И.Н., Усов Е.Н. 67
АНАЛИЗ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО ГЛПС НА ТЕРРИТОРИИ РЯЗАНСКОЙ ОБЛАСТИ
Управление Роспотребнадзора по Рязанской области, Рязань, Россия

Ситникова А.Л., Зинич Л.С., Коваленко И.С., Тихонов С.Н. 68
АНАЛИЗ ЭПИДЕМИЧЕСКОЙ И ЭПИЗООТИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО ЛЕПТОСПИРОЗУ В КРЫМУ
ФГКУЗ «ПЧС Республики Крым» Роспотребнадзора, Симферополь, Россия

Слесаренко И.В., Гальцева Г.В., Федоренко Л.М., Классовская А.Е. 70
РЕЗУЛЬТАТЫ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОГО МОНИТОРИНГА ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫХ ИНФЕКЦИЙ НА ТЕРРИТОРИИ КРАСНОДАРСКОГО КРАЯ (2017-2018 гг.)
ФКУЗ «Причерноморская противочумная станция» Роспотребнадзора, Новороссийск, Россия

Стёпкин Ю.И.[1, 2], Жукова А.И.[1], Гайдукова Е.П.[1, 2], Мокоян Б.О.[1], Квасов Д.А.[1], Попова Т.И.[1], Герик Е.П.[1], Батищева Е.Н.[1], Митусов А.А.[1] 72
ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО ЛЕПТОСПИРОЗУ В ВОРОНЕЖСКОЙ ОБЛАСТИ
[1] ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Воронежской области», Воронеж, Россия;
[2] ФГБОУ ВО «Воронежский государственный медицинский университет им. Н.Н. Бурденко» Министерства здравоохранения РФ, Воронеж, Россия

Суханова Е.В., Трусова Н.В., Волкова Н.А., Иваненко А.В. 73
АНАЛИЗ ЗАБОЛЕВАЕМОСТИ ОТДЕЛЬНЫМИ ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫМИ ИНФЕКЦИЯМИ В Г. МОСКВЕ В 2018 ГОДУ
ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в городе Москве», Москва, Россия

Ткаченко Е.А.[1,2], Синюгина А.А.[1], Ишмухаметов А.А.[1,2], Баловнева М.В.[1], Курашова С.С.[1], Егорова М.С.[1], Блинова Е.А.[1], Морозов В.Г.[3], Транквилевский Д.В.[4], Дзагурова Т.К.[1] 75
СОВРЕМЕННОЕ СОСТОЯНИЕ ПРОБЛЕМЫ ГЕМОРРАГИЧЕСКОЙ ЛИХОРАДКИ С ПОЧЕЧНЫМ СИНДРОМОМ В РОССИИ
[1]ФГБНУ «ФНЦИРИП им. М.П. Чумакова РАН», Москва, Россия;
[2]Первый Московский государственный медицинский университет им. И.М. Сеченова, Москва, Россия;
[3]ООО Медицинская компания «Гепатолог», Самара, Россия;
[4]«Федеральный центр гигиены и эпидемиологии» Роспотребнадзора, Москва, Россия

Хабалова Н.Р., Бутаев А.К. 76
СИБИРСКАЯ ЯЗВА В РСО-АЛАНИЯ
ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в РСО - Алания», Владикавказ, Россия

Хаметова А.П., Пичурина Н.Л., Забашта М.В., Орехов И.В. 78
ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ И ЭПИЗООТИЧЕСКАЯ СИТУАЦИИ ПО ИКСОДОВОМУ КЛЕЩЕВОМУ БОРРЕЛИОЗУ В РОСТОВСКОЙ ОБЛАСТИ
ФКУЗ Ростовский–на-Дону противочумный институт Роспотребнадзора, Ростов-на-Дону, Россия

Ходякова И.А.[1], Смольянинов Д.И.[1], Щукина И.А.[1], Бондарев В.А.[1], Бессонова В.Ф.[2], Дроздова В.Ф.[2], Зубчонок Н.В.[2], Коротков В.В.[2] 80
О РЕЗУЛЬТАТАХ МОНИТОРИНГА ЗА ЛИХОРАДКОЙ ЗАПАДНОГО НИЛА НА ТЕРРИТОРИИ ЛИПЕЦКОЙ ОБЛАСТИ
[1] Управление Роспотребнадзора по Липецкой области, Липецк, Россия;
[2] ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Липецкой области» Роспотребнадзора, Липецк, Россия

Чехвалова Е.В.[1], Манин Е.А.[2], Волынкина А.С.[2], Оробей В.Г.[3], Швец О.Г.[4], Беляев Г.В.[5], Куличенко А.Н.[2] 82
СОВРЕМЕННАЯ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ ОБСТАНОВКА ПО ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫМ ИНФЕКЦИЯМ В РЕГИОНЕ ГОРОДА-КУРОРТА СОЧИ
[1]Сочинский филиал ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Краснодарском крае», Сочи, Россия;
[2]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[3]Территориальный отдел Управления Федеральной службы по надзору в сфере защиты прав потребителей и благополучия человека по Краснодарскому краю в городе-курорте Сочи, Сочи, Россия;
[4]ФКУЗ Причерноморская противочумная станция Роспотребнадзора, Новороссийск, Россия;
[5]ФГАОУ ВО Первый МГМУ имени И.М. Сеченова Минздрава России (Сеченовский Университет), Москва, Россия

Шапошникова Л.И.[1], Жильцова А.Ю.[1], Юничева Ю.В.[2], Василенко Л.Е.[2], Русанова И.А.[2] 84
НОСИТЕЛИ ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫХ ЗООНОЗНЫХ ИНФЕКЦИОННЫХ ЗАБОЛЕВАНИЙ ЧЕЛОВЕКА НА ТЕРРИТОРИИ Г. СОЧИ
[1]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2]ФКУЗ «Причерноморская противочумная станция» Роспотребнадзора, Новороссийск, Россия

Юрченко Ю.А., Каримова Т.В., Вохмин Е.Ю., Рубцова Е.В., Чернышова Л.Ю., Семенова Е.В. 85
ОСОБЕННОСТИ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ СИТУАЦИИ ПО ТУЛЯРЕМИИ НА ТЕРРИТОРИИ НОВОСИБИРСКОЙ ОБЛАСТИ
ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Новосибирской области», Новосибирск, Россия

Якунин С.Н., Абибулаев Д.Э., Коваленко И.С., Зинич Л.С., Тихонов С.Н. 87
АНАЛИЗ ВОЗМОЖНОСТИ ВОЗНИКНОВЕНИЯ ПРИРОДНОГО ОЧАГА ЛИХОРАДКИ ЗАПАДНОГО НИЛА В КРЫМУ
ФГКУЗ «ПЧС Республики Крым» Роспотребнадзора, Симферополь, Россия

Ярославцева П. С., Чвала Ир. А., Волкова М. А., Осипова О. С., Сосипаторова В. Ю., Чвала И.А. 88
ЭПИЗООТИЧЕСКАЯ СИТУАЦИЯ ПО ГРИППУ ПТИЦ НА ТЕРРИТОРИИ РФ В 2017-2018 ГОДАХ
ФГБУ «Федеральный центр охраны животных», Владимир, Россия

II. ВОПРОСЫ СОВЕРШЕНСТВОВАНИЯ ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКОГО И ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОГО НАДЗОРА ЗА ИНФЕКЦИОННЫМИ БОЛЕЗНЯМИ, ОБЩИМИ ДЛЯ ЧЕЛОВЕКА И ЖИВОТНЫХ

Аракелян П.К.[1], Димова А.С.[1], Димов С.К.[1], Трегубов А.Н.[1], Руденко А.В.[1], Вергун А.А.[1], Ильин Е.Н.[1], Христенко Н.В.[1], Янченко Т.А.[2] 90
СОВРЕМЕННЫЕ ЭПИДЕМИОЛОГО-ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКИЕ ПРОБЛЕМЫ БРУЦЕЛЛЕЗА
[1]Научно-производственная лаборатория диагностики и профилактики бруцеллеза ГКУ СК «Ставропольская край СББЖ», Ставрополь, Россия;
[2]ФГБНУ «Омский аграрный научный центр», Омск, Россия

Атрохова С.В.[1], Елетина О.С.[2], Кудесова А.Н.[1], Ризванов Р.О.[1], Пашкина Ю.В.[2] 92
АНАЛИЗ ФОРМИРОВАНИЯ ЗАРАЗНОЙ ПАТОЛОГИИ ОТДЕЛЬНЫХ ВИДОВ ДОМАШНИХ ЖИВОТНЫХ НА ТЕРРИТОРИИ ИЗУЧАЕМОГО РЕГИОНА
[1]ФГБУ «Всероссийский государственный центр качества и стандартизации лекарственных средств для животных и кормов», Москва, Россия;
[2]ФГБОУ ВО «Нижегородская государственная сельскохозяйственная академия», Нижний Новгород, Россия

Бренева Н.В. [1], Толмачева М.И. [1], Снеткова И.П. [2], Копылов П.В. [3], Балахонов С.В. [1] 93
ВОЗМОЖНАЯ СВЯЗЬ СЛУЧАЕВ ПОЧЕЧНОЙ НЕДОСТАТОЧНОСТИ С СИТУАЦИЕЙ ПО ЛЕПТОСПИРОЗАМ
[1]ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора, Иркутск, Россия;
[2]ФБУЗ Центр гигиены и эпидемиологии в Еврейской автономной области, Биробиджан, Россия;
[3]Управление Роспотребнадзора по Еврейской автономной области, Биробиджан, Россия

Дмитриев А.Ф., Симонов А.Н. 95
АДЕКВАТНОСТЬ СИСТЕМЫ ПРОТИВОЭПИЗООТИЧЕСКИХ МЕРОПРИЯТИЙ СУЩЕСТВУЮЩИМ УГРОЗАМ ПРИ ЗООНОЗАХ
ФГБОУ ВО Ставропольский государственный аграрный университет, Ставрополь, Россия

Дугаржапова З.Ф.[1], Салчак Л.К.[2], Свинтицкая Е.П.[3], Акимова И.С.[4], Ооржак А.А.[4], Монгуш О.С.[2], Глушков Э.А.[4], Косилко С.А.[1], Чеснокова М.В.[1] 96
ВСПЫШКА СИБИРСКОЙ ЯЗВЫ В РЕСПУБЛИКЕ ТЫВА В 2018 г.
[1]ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора, Иркутск, Россия;
[2]Управления Роспотребнадзора в Республике Тыва, [3]ФБУЗ Центр гигиены и эпидемиологии в Республике Тыва;
[4]ФКУЗ Тувинская противочумная станция Роспотребнадзора

Евченко Ю.М.[1], Таран Т.В.[1], Мозлоев Г.А.[2], Власов А.В.[2], Белогрудов В.А.[2], Тхакумашева С.А.[2] 98
ПРОГРАММА ПОЭТАПНОГО ОЗДОРОВЛЕНИЯ ЦЕНТРАЛЬНО-КАВКАЗСКОГО ПРИРОДНОГО ОЧАГА ЧУМЫ В 1982 - 1990 гг., РЕТРОСПЕКТИВНАЯ ОЦЕНКА РЕЗУЛЬТАТОВ
[1]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2]ФКУЗ «Кабардино-Балкарская противочумная станция» Роспотребнадзора, Нальчик, Россия

Ермаков А.В, Ковальчук И.В. 100
АКТУАЛЬНЫЕ НАПРАВЛЕНИЯ ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОГО НАДЗОРА ЗА ТУЛЯРЕМИЕЙ В СТАВРОПОЛЬСКОМ КРАЕ
Управление Роспотребнадзора по Ставропольскому краю, Ставрополь, Россия

Ермолова Н.В.[1], Артюшина Ю.С.[1], Лазаренко Е.В.[1], Медяник И.М.[2], Отставнова А.Д.[2] 102
НАХОДКИ КРОВОСОСУЩИХ КОМАРОВ *AEDES* (*STEGOMYIA*) *ALBOPICTUS* (SKUSE, 1895) – ПЕРЕНОСЧИКОВ ТРОПИЧЕСКИХ ЛИХОРАДОК В РАЗЛИЧНЫХ ВЫСОТНЫХ ПОЯСАХ КАВКАЗА И ЗАКАВКАЗЬЯ
[1]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2]ФКУЗ «Причерноморская противочумная станция» Роспотребнадзора, Новороссийск, Россия

Ефременко Д.В., Ефременко В.И. 103
БИОЛОГИЧЕСКИЕ ФАКТОРЫ ЭПИДЕМИЧЕСКОГО ПРОЦЕССА В ГОРОДЕ-КУРОРТЕ СОЧИ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора,Ставрополь, Россия

Ефременко Д.В., Ефременко В.И. 105
СОЦИАЛЬНЫЕ И ПРИРОДНЫЕ ФАКТОРЫ ЭПИДЕМИЧЕСКОГО ПРОЦЕССА В ГОРОДЕ-КУРОРТЕ СОЧИ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Захарова И.Б., Кузютина Ю.А., Тетерятникова Н.Н., Васильева К.В., Топорков А.В., Викторов Д.В. 108
МЕЛИОИДОЗ И САП – СОВРЕМЕННОЕ СОСТОЯНИЕ ПРОБЛЕМЫ
ФКУЗ Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора, Волгоград, Россия

Зинич Л.С., Коваленко И.С., Тихонов С.Н. 110
ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКАЯ ЗНАЧИМОСТЬ ЦИРКУЛИРУЮЩИХ В РЕСПУБЛИКЕ КРЫМ ХАНТАВИРУСОВ
ФГКУЗ «ПЧС Республики Крым» Роспотребнадзора, Симферополь, Россия

Калинкина Е.В.[1], Евстафьев И. Л.[1], Мутных Е.С.[2,3], Товпинец Н.Н.[1], Самодед Т.Н.[1], Ракитов А.Л.[1] 112
ОЧАГИ ТУЛЯРЕМИИ В ТАМБОВСКОЙ ОБЛАСТИ И РЕСПУБЛИКЕ КРЫМ: СРАВНИТЕЛЬНЫЙ АСПЕКТ
[1] ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Республике Крым и городе федерального значения Севастополе», Симферополь, Россия;
[2] ФГБНУ «Институт общей генетики им Н.И. Вавилова» РАН, [3]Российский экономический университет им Г.В. Плеханова, Москва, Россия

Котти Б. К. 113
ПЕРЕНОСЧИКИ В ПОЛЕВОЧЬИХ ОЧАГАХ ЧУМЫ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Кузнецова И.А., Смелков С.Н., Сивков С.А., Коноплев В.И., Ширяева Н.И. 115
ТУЛЯРЕМИЯ В ВЕЛИКОУСТЮГСКОМ РАЙОНЕ ВОЛОГОДСКОЙ ОБЛАСТИ: ПРИЧИНЫ И УСЛОВИЯ ВОЗНИКНОВЕНИЯ, МЕРЫ ПРОФИЛАКТИКИ
Управления Роспотребнадзора по Вологодской области, Вологда, Россия

Лазаренко Е.В., Жильцова А.Ю., Гнусарева О.А., Волынкина А.С., Котенёв Е.С. 116
ВЕКТОРНЫЙ ПОТЕНЦИАЛ ПРИРОДНО-ОЧАГОВОЙ ТЕРРИТОРИИ ГОРОДА СОЧИ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Лучинина С.В., Чистова А.В., Валеуллина Н.Н., Галкина Е.А., Усольцева Н.М., Христофорова И.А. 118
ВЛИЯНИЕ ЧИСЛЕННОСТИ, ВИДОВОГО СОСТАВА И ИНФИЦИРОВАННОСТИ ХАНТАВИРУСОМ МЫШЕВИДНЫХ ГРЫЗУНОВ НА АКТИВНОСТЬ ПРИРОДНОГО ОЧАГА ГЛПС В АШИНСКОМ РАЙОНЕ ЧЕЛЯБИНСКОЙ ОБЛАСТИ ПО АНАЛИЗУ 2009-2018 гг.
Управление Роспотребнадзора по Челябинской области, ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Челябинской области», Челябинск, Россия

Маркарян А.Ю., Вялых И.В., Леленкова Е.В., Мальчиков И.А., Смирнова С.С. 120
РОЛЬ ПАНДЕМИЧЕСКОГО ВИРУСА ГРИППА A(H1N1)PDM09 В СТРУКТУРЕ ТЯЖЕЛЫХ ОСТРЫХ РЕСПИРАТОРНЫХ ИНФЕКЦИЙ В ЭПИДЕМИЧЕСКИЙ СЕЗОН 2017-2018 гг. В Г. ЕКАТЕРИНБУРГЕ
ФБУН «Екатеринбургский НИИ вирусных инфекций» Роспотребнадзора, Екатеринбург, Россия

Медведева Н.В., Лобанова И.Ф., Калугина Е.Н. 121
ОСОБЕННОСТИ ЭПИДЕМИЧЕСКОГО ПРОЦЕССА ПСЕВДОТУБЕРКУЛЕЗА СРЕДИ ДЕТЕЙ КЕМЕРОВСКОЙ ОБЛАСТИ
ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Кемеровской области», Кемерово, Россия

Медведева Н.В., Первакова Е.О., Спирина Ю.М., Ларионова В.П. 122
ОСОБЕННОСТИ ЭПИДЕМИЧЕСКОГО ПРОЦЕССА ПСЕВДОТУБЕРКУЛЕЗА НА ТЕРРИТОРИИ КЕМЕРОВСКОЙ ОБЛАСТИ
ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Кемеровской области», Кемерово, Россия

Механтьев И.И.[1], Стёпкин Ю.И.[2,3], Платунина Т.Н.[1], Жукова А.И.[2], Гайдукова Е.П.[2,3], Мокоян Б.О.[2], Попова Т.И.[2], Герик Е.П.[2], Квасов Д.А.[2], Игнатова Е.Г.[2] 123
РЕТРОСПЕКТИВНАЯ ОЦЕНКА СИТУАЦИИ ПО ЛИХОРАДКЕ ЗАПАДНОГО НИЛА В ВОРОНЕЖСКОЙ ОБЛАСТИ
[1]Управление Роспотребнадзора по Воронежской области, Воронеж, Россия;
[2]ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Воронежской области», Воронеж, Россия;
[3]ФГБОУ ВО «Воронежский государственный медицинский университет им. Н.Н. Бурденко» Министерства здравоохранения РФ, Воронеж, Россия

НафеевА.А.[1,2], Салина Г.В.[1], Жукова Е.Ю.[1], Васильев Д.А.[3], Золотухин С.Н.[3] 125
БЕШЕНСТВО – УПРАВЛЯЕМЫЙ ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫЙ ЗООНОЗ? СОВРЕМЕННАЯ ХАРАКТЕРИСТИКА ЭПИЗООТИЧЕСКОГО ПРОЦЕССА В УЛЬЯНОВСКОЙ ОБЛАСТИ
[1]Федеральное бюджетное учреждение здравоохранения «Центр гигиены и эпидемиологии в Ульяновской области», Ульяновск, Россия;
[2]ФГОУ ВПО Ульяновский государственный университет, медицинский факультет, Ульяновск, Россия;
[3]Ульяновский государственный аграрный университет им. П.А. Столыпина. Научно-исследовательский инновационный центр микробиологии, вирусологии, эпизоотологии и ветеринарно-санитарной экспертизы пищевых продуктов, Ульяновск, Россия

Никифорова Е.А.[1], Харламов М.В.[2], Ивченко И.В.[1], Пьяных В.А.[2], Савинова Т.А.[2], Андреева Е.В.[2], Серебренникова Г.Б. [2], Маруденко А.А.[1] 126
ЗООЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКИЕ ОСОБЕННОСТИ НЕКОТОРЫХ ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫХ ИНФЕКЦИЙ В НОВГОРОДСКОЙ ОБЛАСТИ
[1]Управление Роспотребнадзора по Новгородской области, Великий Новгород, Россия;
[2]ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Новгородской области», Великий Новгород, Россия

Новикова М.Д., Кулаков Ю.К. 127
ИТОГИ РАБОТЫ МЕЖВЕДОМСТВЕННОЙ НАУЧНО–МЕТОДИЧЕСКОЙ КОМИССИИ ПО БОРЬБЕ С БРУЦЕЛЛЕЗОМ В ПЕРИОД 1958–1981 гг.
ФГБУ Национальный исследовательский центр эпидемиологии и микробиологии им. Н.Ф. Гамалеи Минздрава России, Москва, Россия

Пурмак К.А., Маркова М.Ю., Соломащенко Н.И., Хализева В.А., Сироткина С.А., Гудзь О.С...... 130
ИКСОДОВЫЕ КЛЕЩИ *IXODES RICIUS* КАК НОСИТЕЛИ ВОЗБУДИТЕЛЕЙ ИКСОДОВЫХ КЛЕЩЕВЫХ БОРРЕЛИОЗОВ, ГРАНУЛОЦИТАРНОГО АНАПЛАЗМОЗА ЧЕЛОВЕКА И МОНОЦИТАРНОГО ЭРЛИХИОЗА ЧЕЛОВЕКА В ПРИРОДНЫХ БИОТОПАХ СТАВРОПОЛЬСКОГО КРАЯ
ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Ставропольском крае», Ставрополь, Россия

Скляров О.Д., Цатурян Л.Г., Калядин Д.В., Бабичева А.В. 131
СИСТЕМА КОНТРОЛЯ БРУЦЕЛЛЕЗА ЖИВОТНЫХ В РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ
ФГБУ «Всероссийский государственный Центр качества и стандартизации лекарственных средств для животных и кормов», Москва, Россия

Ушаков А.В. 133
К ВОПРОСУ О СОЧЕТАННОСТИ ПРИРОДНЫХ ОЧАГОВ ИНФЕКЦИЙ В ПОДЗОНЕ ЮЖНОЙ ТАЙГИ ТЮМЕНСКОЙ ОБЛАСТИ
ФБУН Тюменский научно-исследовательский институт краевой инфекционной патологии Роспотребнадзора, Тюмень, Россия

Ушаков А.В. 135
О СОЧЕТАННОСТИ ПРИРОДНЫХ ОЧАГОВ ДИКОВАНИЯ, БЕШЕНСТВА, ТУЛЯРЕМИИ И ЛЕПТОСПИРОЗА В ЭКОСИСТЕМАХ СУБАРКТИЧЕСКОЙ И АРКТИЧЕСКОЙ ТУНДРЫ ЯМАЛО-НЕНЕЦКОГО АВТОНОМНОГО ОКРУГА
ФБУН Тюменский научно-исследовательский институт краевой инфекционной патологии Роспотребнадзора, Тюмень, Россия

Халдеева Е.В.[1], Глушко Н.И.[1], Лисовская С.А.[1,2] 138
ДОМАШНИЕ ЖИВОТНЫЕ КАК ПОТЕНЦИАЛЬНЫЙ ИСТОЧНИК ЗАРАЖЕНИЯ ГРИБАМИ-ДЕРМАТОМИЦЕТАМИ
[1]ФБУН Казанский научно-исследовательский институт эпидемиологии и микробиологии Роспотребнадзора, Казань, Россия;
[2]ФГБОУ ВО «Казанский государственный медицинский университет» Министерства здравоохранения РФ, Казань, Россия

Халидов А.Х.[1], Казакова Т.И.[1], Григорьев М.П.[2] 139
ОПТИМАЛЬНЫЕ СРОКИ ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКОГО МОНИТОРИНГА В НЕКОТОРЫХ ПРИРОДНЫХ ОЧАГАХ ЧУМЫ, КУРИРУЕМЫХ ФКУЗ «ДАГЕСТАНСКАЯ ПРОТИВОЧУМНАЯ СТАНЦИЯ» РОСПОТРЕБНАДЗОРА
[1]ФКУЗ «Дагестанская противочумная станция» Роспотребнадзора, Махачкала, Россия;
[2] ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Чекашов В.Н., Кутырев И.В., Матросов А.Н., Шилов М.М., Захаров К.С., Поршаков А.М. 141
ВЛИЯНИЕ АБИОТИЧЕСКИХ ФАКТОРОВ НА ФОРМИРОВАНИЕ, СОХРАНЕНИЕ И АКТИВНОСТЬ ПРИРОДНЫХ ОЧАГОВ ЛИХОРАДКИ ЗАПАДНОГО НИЛА В САРАТОВСКОЙ ОБЛАСТИ
ФКУЗ Российский научно-исследовательский противочумный институт «Микроб» Роспотребнадзора, Саратов, Россия

III. СОВЕРШЕНСТВОВАНИЕ ЛАБОРАТОРНОЙ ДИАГНОСТИКИ ИНФЕКЦИОННЫХ БОЛЕЗНЕЙ, ОБЩИХ ДЛЯ ЧЕЛОВЕКА И ЖИВОТНЫХ, ИНДИКАЦИИ И ИДЕНТИФИКАЦИИ ИХ ВОЗБУДИТЕЛЕЙ

Аксенова Л.Ю., Семенова О.В., Гаркуша Ю.Ю., Жданова Е.В., Курчева С.А., Еременко Е.И., Буравцева Н.П., Головинская Т.М., Варфоломеева Н.Г., Рязанова А.Г. 143
РАЗРАБОТКА И ИЗУЧЕНИЕ СПЕЦИФИЧНОСТИ МАГНОИММУНО-СОРБЕНТОВ ДЛЯ ДЕТЕКЦИИ СПОРОВОЙ ФОРМЫ *BACILLUS ANTHRACIS*
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Бобрышева О.В., Писаренко С.В., Ковалев Д.А., Кузнецова И.В., Ульшина Д.В., Жиров А.М., Пономаренко Д.Г. 144
АНАЛИЗ ТРАНСКРИПТОМА ШТАММА *BRUCELLA MELITENSIS* С-573
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Борзенков В.Н., Асташкин Е.И., Светоч Э.А., Фурсова Н.К...... 146
МОЛЕКУЛЯРНО-ГЕНЕТИЧЕСКИЕ СВОЙСТВА *LISTERIA* SPP., ВЫДЕЛЕННЫХ В РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ В 2016-2018 гг.
ФБУН ГНЦ ПМБ Роспотребнадзора, Оболенск, Московская область, Россия

Волынкина А.С.[1], Чекрыгина Е.В.[2], Колосов А.В.[1], Котенев Е.С.[1], Заревина Л.И.[1], Шапошникова Л.И.[1], Куличенко А.Н.[1] 147
ЦИРКУЛЯЦИЯ ВИРУСА ЗАПАДНОГО НИЛА НА ТЕРРИТОРИИ СТАВРОПОЛЬСКОГО КРАЯ В 2018 г.
[1]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2]ФГБОУ ВО «Ставропольский государственный медицинский университет» МЗ РФ, Ставрополь, Россия

Гаврилова О.Н., Писаренко С.В., Ковалев Д.А., Коняева О.А., Жаринова Н.В., Жилченко Е.Б., Сердюк Н.С. 148
ГЕНОМНЫЙ АНАЛИЗ И ХАРАКТЕРИСТИКА ШТАММОВ *BRUCELLA ABORTUS*, ВЫДЕЛЕННЫХ НА ТЕРРИТОРИИ ЛИПЕЦКОЙ ОБЛАСТИ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Головченко Н. В., Ермакова Л. А., Нагорный С. А. 150
КЛИНИКО-ЛАБОРАТОРНАЯ ДИАГНОСТИКА ПАРАЗИТАРНЫХ БОЛЕЗНЕЙ
ФБУН Ростовский НИИ микробиологии и паразитологии Роспотребнадзора, Ростов-на-Дону, Россия

Дугаржапова З.Ф., Токмакова Е.Г., Кравец Е.В., Хвойнова Е.Г. 151
ИСПОЛЬЗОВАНИЕ ТИОГЛИКОЛЕВОЙ СРЕДЫ В ЛАБОРАТОРНОЙ ДИАГНОСТИКЕ СИБИРСКОЙ ЯЗВЫ
ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора, Иркутск, Россия

Дьяченко Ю.В., Евдокимова Е.Н. 153
ОТЛИЧИЯ МОРФОЛОГИИ КАПСУЛ ЛИЧИНОК ТРИХИНЕЛЛ В МЫШЕЧНОЙ ТКАНИ РАЗНЫХ ЖИВОТНЫХ
ФГБОУ ВО «Ставропольский государственный аграрный университет», Ставрополь, Россия

Еременко Е.И., Рязанова А.Г., Писаренко С.В., Печковский Г.А., Семенова О.В., Аксенова Л.Ю., Чмеренко Д.К., Бобрышева О.В., Жиров А.М., Варфоломеева Н.Г., Шапаков Н.А., Ковалев Д.А. 154
НЕКОТОРЫЕ ОСОБЕННОСТИ ГЕНОМА ШТАММОВ *BACILLUS ANTHRACIS*, ПРИНАДЛЕЖАЩИХ К РАЗНЫМ ОСНОВНЫМ ГЕНЕТИЧЕСКИМ ЛИНИЯМ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Еременко Е.И., Рязанова А.Г., Ульшина Д.И., Семенова О.В., Аксенова Л.Ю., Чмеренко Д.К., Печковский Г.А., Бобрышева О.В., Варфоломеева Н.Г., Шапаков Н.А., Ковалев Д.А. 155
СПОРОВЫЕ БЕЛКОВЫЕ МАРКЕРЫ И MALDI-TOF МАСС-СПЕКТРОМЕТРИЧЕСКАЯ ДЕТЕКЦИЯ *BACILLUS ANTHRACIS*
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Жданова Т.Ю., Онхонова Г.С., Рыжиков А.Б., Марченко В.Ю., Святченко С.В. 157
ПОВЕРХНОСТНЫЙ ПЛАЗМОННЫЙ РЕЗОНАНС КАК МЕТОД ОПРЕДЕЛЕНИЯ РЕЦЕПТОРНОЙ СПЕЦИФИЧНОСТИ ШТАММОВ ВИРУСА ГРИППА А
ФБУН Государственный научный центр вирусологии и биотехнологии «Вектор» Роспотребнадзора, р. п. Кольцово, Россия

Зиняков Н.Г., Осипова О.С., Андриясов А.В., Сосипаторова В.Ю., Алтунин Д.А., Чвала И.А. 158
ИСПОЛЬЗОВАНИЕ ПОЛНОГЕНОМНОГО СЕКВЕНИРОВАНИЯ В ПРОЦЕССЕ ИЗУЧЕНИЯ ВНОВЬ ВЫДЕЛЯЕМЫХ ВИРУСОВ ГРИППА ПТИЦ
Федеральный Центр охраны здоровья животных ФГБУ «ВНИИЗЖ», Владимир, Россия

Ковалев Д.А., Еременко Е.И., Ульшина Д.В., Рязанова А.Г., Аксенова Л.Ю., Семенова О.В., Бобрышева О.В., Жиров А.М., Сирица Ю.В., Кузнецова И.В., Писаренко С.В., Куличенко А.Н. 159
ИНДИКАЦИЯ *BACILLUS ANTHRACIS* МЕТОДОМ ВРЕМЯПРОЛЕТНОЙ МАСС-СПЕКТРОМЕТРИИ В ЭКСПЕРИМЕНТЕ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Ковалев Д.А., Хачатурова А.А., Пономаренко Д.Г., Писаренко С.В., Кузнецова И.В., Бобрышева О.В., Русанова Д.В., Бердникова Т.В. 161
ХАРАКТЕРИСТИКА ШТАММА *BRUCELLA MELITENSIS*, ВЫДЕЛЕННОГО ИЗ ЛИКВОРА ЧЕЛОВЕКА ПРИ БРУЦЕЛЛЕЗНОМ МЕНИНГОЭНЦЕФАЛИТЕ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Коврижкина В.Л., Святченко С.В., Евсеенко В.А., Марченко В.Ю., Дурыманов А.Г., Гончарова Н.И., Колосова Н.П., Рыжиков А.Б. 163
СРАВНИТЕЛЬНЫЙ АНАЛИЗ ТЕРМОСТАБИЛЬНОСТИ НЕЙРАМИНИДАЗ *N*1 И *N*2 В СОСТАВЕ СЕЗОННЫХ И ЗООНОЗНЫХ ВИРУСОВ ГРИППА А
ФБУН ГНЦ ВБ «Вектор» Роспотребнадзора, п. Кольцово, Новосибирская область, Россия

Кондратьев А.В., Ганчева П.Г., Костарной А.В. 165
ОПРЕДЕЛЕНИЕ СТРУКТУРЫ ЛИПИДА А *RICKETTSIA SIBIRICA*
ФГБУ «Национальный исследовательский центр эпидемиологии и микробиологии имени почетного академика Н.Ф. Гамалеи» Министерства здравоохранения Российской Федерации

Кот Л.А., Калинин А.В., Котенёв Е.С., Царева Н.С., Сердюкова Д.В., Котенёва Е.А. 166
ОПРЕДЕЛЕНИЕ ВИДОВОЙ ПРИНАДЛЕЖНОСТИ ШТАММОВ *YERSINIA SP.* С ИСПОЛЬЗОВАНИЕМ СОВРЕМЕННЫХ ДИАГНОСТИЧЕСКИХ ТЕХНОЛОГИЙ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Котенев Е.С., Котенева Е.А., Дубянский В.М., Жаринова Н.В., Кот Л.А., Волынкина А.С., Царева Н.С., Калинин А.В., Семенко О.В., Писаренко С.В. 168
ФИЛОГЕОГРАФИЧЕСКИЙ АНАЛИЗ ВОЗМОЖНЫХ ПУТЕЙ РАСПРОСТРАНЕНИЯ ШТАММОВ *YERSINIA PESTIS* БИОВАРА MEDIAEVALIS ПО ТЕРРИТОРИИ КАВКАЗСКИХ ОЧАГОВ ЧУМЫ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Котенёва Е.А., Калинин А.В., Котенёв Е.С., Кот Л.А., Жаринова Н.В., Царева Н.С. 169
ПРОТЕОМНОЕ ПРОФИЛИРОВАНИЕ ШТАММОВ *YERSINIA PESTIS*, ВЫДЕЛЕННЫХ ИЗ ПРИРОДНЫХ ОЧАГОВ ЧУМЫ КАВКАЗА И ЗАКАВКАЗЬЯ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Котенева Е.А., Калинин А.В., Цыганкова О.И. 170
ПРОТЕОМНОЕ ПРОФИЛИРОВАНИЕ СПОРОВЫХ КУЛЬТУР РАЗЛИЧНЫХ ШТАММОВ *BACILLUS ANTHRACIS*
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Кочеткова А.О., Гаевская Н.Е., Погожова М.П. 171
ВЫДЕЛЕНИЕ И ИЗУЧЕНИЕ БИОЛОГИЧЕСКИХ СВОЙСТВ БАКТЕРИОФАГОВ *YERSINIA PSEUDOTUBERCULOSIS*
ФКУЗ Ростовский-на-Дону противочумный институт Роспотребнадзора, г. Ростов-на-Дону, Россия

Кузнецова И.В.[1], Ковалев Д.А.[1], Писаренко С.В.[1], Водопьянов С.О.[2], Водопьянов А.С.[2], Сирица Ю.В.[1], Бобрышева О.В.[1], Ульшина Д.В.[1], Шапаков Н.А.[1], Пономаренко Д.Г.[1], Бердникова Т.В.[1], Русанова Д.В.[1], Куличенко А.Н.[1] 173
ВОЗМОЖНОСТЬ ПРИМЕНЕНИЯ МЕТОДА INDEL–ТИПИРОВАНИЯ ДЛЯ ИЗУЧЕНИЯ ШТАММОВ *BRUCELLA MELITENSIS*
[1]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2]ФКУЗ Ростовский-на-Дону противочумный институт Роспотребнадзора, Ростов-на-Дону, Россия

Кулик В.В., Каляева Т.Б., Оброткина Н.Ф. 174
РЕЗУЛЬТАТЫ ГЕНОДИАГНОСТИЧЕСКИХ ИССЛЕДОВАНИЙ ПОЛЕВОГО МАТЕРИАЛА НА ЧУМУ, ПОЛУЧЕННЫЕ В ЛАБОРАТОРИИ ФКУЗ «ЭПЧС» РОСПОТРЕБНАДЗОРА В 2014-2018 гг.
ФКУЗ «Элистинская противочумная станция» Роспотребнадзора, Элиста, Россия

Лопастейская Я.А.[1], Буй Т.Л.А.[2], Захарова И.Б.[1], Викторов Д.В.[1] 175
ВЛИЯНИЕ БИОХИМИЧЕСКОЙ ВАРИАБЕЛЬНОСТИ У ИЗОГЕННЫХ МОРФОТИПОВ КОЛОНИЙ *B. PSEUDOMALLEI* НА ДОСТОВЕРНОСТЬ БИОХИМИЧЕСКОЙ ИДЕНТИФИКАЦИИ
[1]ФКУЗ Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора, Волгоград, Россия;
[2]Российско-Вьетнамский Тропический научно-исследовательский и технологический центр, Ханой, СРВ

Ондар Н.В., Акимова И.С., Глушков Э.А. 176
ЛАБОРАТОРНОЕ ОБЕСПЕЧЕНИЕ ПРИ ПРОВЕДЕНИИ ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОГО РАССЛЕДОВАНИЯ ВСПЫШКИ СИБИРСКОЙ ЯЗВЫ В РЕСПУБЛИКЕ ТЫВА
ФКУЗ Тувинская противочумная станция Роспотребнадзора, Кызыл, Республика Тыва, Россия

Онхонова Г.С., Рыжиков А.Б., Марченко В.Ю., Святченко С.В. 178
АНАЛИЗ РЕЦЕПТОРНОЙ СПЕЦИФИЧНОСТИ ШТАММОВ ВИРУСА ГРИППА ПТИЦ С ПОМОЩЬЮ МЕТОДА БИОСЛОЙНОЙ ИНТЕРФЕРОМЕТРИИ
ФБУН Государственный научный центр вирусологии и биотехнологии «Вектор» Роспотребнадзора, р. п. Кольцово, Россия

Пантюхина А.Н. [1], Шпынов С.Н.[2] 179
АСПЕКТЫ СЕРОЛОГИЧЕСКИОЙ ДИАГНОСТИКИ *Q*-ЛИХОРАДКИ У ЧЕЛОВЕКА И ЖИВОТНЫХ
[1]ФГБУ «Национальный исследовательский центр микробиологии и эпидемиологии имени почетного академика Н.Ф.Гамалеи» Минздрава России, Москва, Россия;
ФБУН «Омский научно-исследовательский институт природно-очаговых инфекций» [2]Роспотребнадзора, Омск, Россия

Писаренко С.В., Еременко Е.И., Ковалев Д.А., Печковский Г.А., Рязанова А.Г., Бобрышева О.В., Кузнецова И.В., Аксенова Л.Ю., Ульшина Д.В., Семенова О. В., Жиров А.М. 181
МОЛЕКУЛЯРНО-ГЕНЕТИЧЕСКИЙ АНАЛИЗ ШТАММОВ *BACILLUS ANTHRACIS*, ВЫДЕЛЕННЫХ В ЗАПАДНОЙ СИБИРИ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Писаренко С.В., Ковалев Д.А., Евченко А.Ю., Евченко Ю.М., Бобрышева О.В., Кузнецова И.В., Куличенко А.Н. 183
К ВОПРОСУ О ФИЛОГЕНИИ ШТАММОВ ЧУМЫ ИЗ ПРИРОДНЫХ ОЧАГОВ КАВКАЗА И ЗАКАВКАЗЬЯ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Прохватилова Е.В., Лемасова Л.В., Ткаченко Г.А., Белицкая Л.И., Викторов Д.В., Топорков А.В. 185
О РЕЗУЛЬТАТАХ ИСПЫТАНИЙ И ПРОВЕДЕНИИ ГОСУДАРСТВЕННОЙ РЕГИСТРАЦИИ НАБОРА РЕАГЕНТОВ ДЛЯ ОБНАРУЖЕНИЯ И ДИФФЕРЕНЦИАЦИИ ДНК ВОЗБУДИТЕЛЕЙ САПА И МЕЛИОИДОЗА С ПОМОЩЬЮ МУЛЬТИПЛЕКСНОЙ ПОЛИМЕРАЗНОЙ ЦЕПНОЙ РЕАКЦИИ
ФКУЗ Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора, Волгоград, Россия

Ракитина Е.Л., Костюченко М.В., Логвиненко О.В., Курчева С.А., Русанова Д.В., Бердникова Т.В., Хачатурова А.А., Голубь О.Г., Пономаренко Д.Г. 186
ОСОБЕННОСТИ ЭКСПРЕССИИ АКТИВАЦИОННЫХ МОЛЕКУЛ ЛИМФОЦИТОВ У БОЛЬНЫХ С РАЗЛИЧНЫМИ КЛИНИЧЕСКИМИ ФОРМАМИ БРУЦЕЛЛЕЗНОЙ ИНФЕКЦИИ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Рязанова А.Г., Буравцева Н.П., Аксенова Л.Ю., Головинская Т.М., Еременко Е.И., Чмеренко Д.К., Семенова О.В., Варфоломеева Н.Г. 188
СРАВНИТЕЛЬНАЯ ХАРАКТЕРИСТИКА СЕЛЕКТИВНЫХ ДИФФЕРЕНЦИАЛЬНО-ДИАГНОСТИЧЕСКИХ СРЕД ДЛЯ ВЫДЕЛЕНИЯ ВОЗБУДИТЕЛЯ СИБИРСКОЙ ЯЗВЫ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Рязанова А.Г.[1], Еременко Е.И.[1], Аксенова Л.Ю.[1], Семенова О.В.[1], Писаренко С.В.[1], Ковалев Д.А.[1], Головинская Т.М.[1], Волынкина А.С.[1], Кузнецова И.В.[1], Чмеренко Д.К.[1], Буравцева Н.П.[1], Бобрышева О.В.[1], Печковский Г.А.[1], Дугаржапова З.Ф.[2] 190
ХАРАКТЕРИСТИКА ФЕНОТИПИЧЕСКИХ И МОЛЕКУЛЯРНО-ГЕНЕТИЧЕСКИХ СВОЙСТВ ШТАММОВ *BACILLUS ANTHRACIS*, ВЫДЕЛЕННЫХ В ПЕРИОД ВСПЫШКИ СИБИРСКОЙ ЯЗВЫ В РЕСПУБЛИКЕ ТЫВА В 2018 ГОДУ
[1]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2]ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора, Иркутск, Россия

Савельев В.Н., Савельева И.В., Ковалев Д.А., Шапаков Н.А., Подопригора Е.И., Васильева О.В., Куличенко А.Н. 192
ПАЛИНДРОМНЫЕ ПОСЛЕДОВАТЕЛЬНОСТИ В ШТАММАХ *VIBRIO CHOLERAE*
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Токмакова Е.Г., Базанова Л.П., Воронова Г.А., Климов В.Т. 193
ВЛИЯНИЕ ТЕМПЕРАТУРЫ КУЛЬТИВИРОВАНИЯ ВОЗБУДИТЕЛЯ ЧУМЫ НА СМЕРТНОСТЬ БЛОХ ТРЁХ ВИДОВ
ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора, Иркутск, Россия

Филатов П. В., Ерш А. В., Полтавченко А. Г. 194
ДИАГНОСТИЧЕСКИЙ НАБОР ДЛЯ ВЫЯВЛЕНИЯ ОРТОПОКСВИРУСНЫХ ИНФЕКЦИЙ ЧЕЛОВЕКА И ЖИВОТНЫХ ВО ВНЕЛАБОРАТОРНЫХ УСЛОВИЯХ
ФБУН «Государственный научный центр вирусологии и биотехнологии «Вектор» Роспотребнадзора, п. Кольцово, Новосибирская область, Россия

Хачатурова А.А.[1], Пономаренко Д.Г.[1], Русанова Д.В.[1], Бердникова Т.В.[1], Волынкина А.С.[1], Ковалев Д.А.[1], Голубь О.Г.[2] 196
РЕЗУЛЬТАТЫ MLVA-ГЕНОТИПИРОВАНИЯ ШТАММА *BRUCELLA SUIS* 5 БИОВАР, ВЫДЕЛЕННОГО ИЗ КЛИНИЧЕСКОГО МАТЕРИАЛА
[1] ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2] ГБУЗ СК «Городская клиническая больница № 2» города Ставрополя, инфекционное отделение, специализированное по диагностике, лечению и профпатологии бруцеллёза, Ставрополь, Россия

Цыганкова О.И., Котенева Е.А., Калинин А.В., Абрамович А.В. 197
СХЕМА ПОДГОТОВКИ ВЕГЕТАТИВНЫХ КУЛЬТУР *BACILLUS ANTHRACIS* ДЛЯ ПРОТЕОМНЫХ ИССЛЕДОВАНИЙ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Чекан Л.В., Храмов М.В., Тюрин Е.А. 199
МЕРОПРИЯТИЯ БИОЛОГИЧЕСКОЙ БЕЗОПАСНОСТИ ПО СНИЖЕНИЮ УРОВНЯ РИСКА ПРИ РАБОТЕ С ПБА I-IV ГРУПП НА ОПАСНЫХ БИОЛОГИЧЕСКИХ ОБЪЕКТАХ
ФБУН Государственный научный центр прикладной микробиологии и биотехнологии Роспотребнадзора, пгт Оболенск, Россия

Чеканова Т.А...... 202
ДИАГНОСТИЧЕСКОЕ ЗНАЧЕНИЕ ИНДЕКСА АВИДНОСТИ СПЕЦИФИЧЕСКИХ АНТИТЕЛ КЛАССА G К *COXIELLA BURNETII* В I И II ФАЗОВЫХ СОСТОЯНИЯХ
ФГБУ Национальный исследовательский центр эпидемиологии и микробиологии им. Н.Ф. Гамалеи Минздрава России, Москва, Россия

Чекрыгина Е.В.,[1] Волынкина А.С.,[2] Колосов А.В.,[2] Котенев Е.С.,[2] Заревина Л.И.,[2] Шапошникова Л.И.,[2] Куличенко А.Н.[2] 204
ГЕНЕТИЧЕСКАЯ ХАРАКТЕРИСТИКА ХАНТАВИРУСОВ, ЦИРКУЛИРОВАВШИХ НА ТЕРРИТОРИИ СТАВРОПОЛЬСКОГО КРАЯ В 2018 Г.
[1]ФГБОУ ВО «Ставропольский государственный медицинский университет» МЗ РФ, Ставрополь, Россия;
[2]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Чирсков П.Р., Устинов Д.В., Шпак И.М., Захарова И.Б...... 205
ИЗУЧЕНИЕ МОЛЕКУЛЯРНЫХ МЕХАНИЗМОВ РЕЗИСТЕНТНОСТИ К БЕТА-ЛАКТАМАМ У ПОЧВЕННЫХ ШТАММОВ *B. PSEUDOMALLEI*, ИЗНАЧАЛЬНО РЕЗИСТЕНТНЫХ К ЦЕФТАЗИДИМУ
ФКУЗ Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребндзора, Волгоград, Россия

IV. АКТУАЛЬНЫЕ ВОПРОСЫ ПРОФИЛАКТИКИ ИНФЕКЦИОННЫХ БОЛЕЗНЕЙ

Гончарова А. Ю., Бугоркова С. А., Щуковская Т. Н. 207
ОЦЕНКА ИММУНОЛОГИЧЕСКОЙ ЭФФЕКТИВНОСТИ СОЧЕТАННОГО ПРИМЕНЕНИЯ ИММУНОМОДУЛЯТОРОВ И ВАКЦИННОГО ШТАММА ЧУМНОГО МИКРОБА В УСЛОВИЯХ МОДЕЛИРОВАНИЯ ЧУМНОЙ ИНФЕКЦИИ
ФКУЗ «Российский научно-исследовательский противочумный институт «Микроб» Роспотребнадзора, Саратов, Россия

Горбатов А.А., Соловьев П.В., Баранова Е. В., Бикетов С.Ф. 208
МОНИТОРИНГ ЭФФЕКТИВНОСТИ ВАКЦИНАЦИИ ОТ ТУЛЯРЕМИИ В ТУЛЬСКОЙ ОБЛАСТИ МЕТОДОМ ИММУНО-ХРОМАТОГРАФИЧЕСКОГО АНАЛИЗА
ФБУН Государственный научный центр прикладной микробиологии и биотехнологии, Оболенск, Россия

Гостищева С.Е., Абзаева Н.В., Ракитина Е.Л., Костюченко М.В., Пономаренко Д.Г. 209
ОПРЕДЕЛЕНИЕ ДИАГНОСТИЧЕСКИ ИНФОРМАТИВНЫХ ПОКАЗАТЕЛЕЙ СПЕЦИФИЧЕСКОГО ИММУНИТЕТА К ВОЗБУДИТЕЛЮ ЧУМЫ ИЗ ЧИСЛА МАРКЕРОВ АКТИВАЦИИ ЛИМФОЦИТОВ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Жилченко Е.Б., Жаринова Н.В., Коняева О.А., Сердюк Н.С., Гаврилова О.Н..... 211
О МЕРАХ ОБЕСПЕЧЕНИЯ БИОЛОГИЧЕСКОЙ БЕЗОПАСНОСТИ ПРИ ЛИОФИЛИЗАЦИИ ВОЗБУДИТЕЛЕЙ ИНФЕКЦИОННЫХ ЗАБОЛЕВАНИЙ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Заболотных М.В.[1], Рудаков Н.В.[2] 213
БИОБЕЗОПАСНОСТЬ ПРОДУКТОВ УБОЯ ЖИВОТНЫХ ПО ПАРАЗИТАРНЫМ БОЛЕЗНЯМ - МЕЖВЕДОМСТВЕННАЯ ПРОБЛЕМА
[1]ФГБОУ ВПО Омский аграрный университет им. П.А. Столыпина, Омск, Россия;
[2]ФБУН Омский НИИ природно-очаговых инфекций Роспотребнадзора, Омск, Россия

Завгородний С.А., Ашинова Н.А., Шовгенова Н.З. 215
О ПРОФИЛАКТИКЕ КЛЕЩЕВЫХ ИНФЕКЦИЙ В РЕСПУБЛИКЕ АДЫГЕЯ
Управление Федеральной службы по надзору в сфере защиты прав потребителей и благополучия человека по Республике Адыгея, Майкоп, Россия

Ильин А.В., Бегунова Н.В., Бузинов Р.В. 216
ОРГАНИЗАЦИЯ ПРОФИЛАКТИЧЕСКИХ МЕРОПРИЯТИЙ ПО ПРЕДУПРЕЖДЕНИЮ ЗАНОСА И РАСПРОСТРАНЕНИЯ ЛИХОРАДКИ ЗАПАДНОГО НИЛА НА ТЕРРИТОРИИ АРХАНГЕЛЬСКОЙ ОБЛАСТИ ЗА ПЕРИОД 2014 – 2018 гг.
Управление Роспотребнадзора по Архангельской области, Архангельск, Россия

Киреев Ю.Г., Баташев В.В., Балахнова В.В., Алиева А.А., Кузнецов М.В., Сидельников В.В. 217
ПРАКТИКА ОБЕСПЕЧЕНИЯ САНИТАРНО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОГО БЛАГОПОЛУЧИЯ НАСЕЛЕНИЯ В ПЕРИОД ПОДГОТОВКИ И ПРОВЕДЕНИЯ ИГР ЧЕМПИОНАТА МИРА ПО ФУТБОЛУ ФИФА В 2018 ГОДУ
ФКУЗ «Северо-Кавказская противочумная станция» Роспотребнадзора, Ростов-на-Дону, Россия

Клюева С.Н., Кравцов А.Л., Кожевников В.А., Бугоркова С.А. 219
МОДУЛИРУЮЩИЙ ЭФФЕКТ ИНГАРОНА НА ЭКСПРЕССЮ IFN-γ в Т- ХЕЛПЕРАХ ПРИВИТЫХ ПРОТИВ ЧУМЫ МЫШЕЙ
ФКУЗ «Российский научно-исследовательский противочумный институт «Микроб» Роспотребнадзора, Саратов, Россия

Ковалев Е.В., Ерганова Е.Г., Ненадская С.А., Леоненко Н.В., Гончарова О.В., Новикова А.И. 220
СОВРЕМЕННЫЕ ТЕНДЕНЦИИ В ПРОФИЛАКТИКЕ ПРИРОДНО-ОЧАГОВЫХ И ОСОБО ОПАСНЫХ ИНФЕКЦИЙ В РОСТОВСКОЙ ОБЛАСТИ, В Т.Ч. В ПЕРИОД ПОДГОТОВКИ И ПРОВЕДЕНИЯ МАССОВЫХ МЕРОПРИЯТИЙ С МЕЖДУНАРОДНЫМ УЧАСТИЕМ В Г. РОСТОВЕ-НА-ДОНУ
Управление Федеральной службы по надзору в сфере защиты прав потребителей и благополучия человека по Ростовской области, Ростов-на-Дону, Россия

Костюченко М.В., Ракитина Е.Л., Логвиненко О.В., Курчева С.А., Русанова Д.В., Бердникова Т.В., Хачатурова А.А., Пономаренко Д.Г. 222
СОВЕРШЕНСТВОВАНИЕ МЕТОДИЧЕСКИХ ПОДХОДОВ ДЛЯ ОЦЕНКИ ИММУНОЛОГИЧЕСКОЙ ЭФФЕКТИВНОСТИ ВАКЦИНАЦИИ ЛЮДЕЙ ПРОТИВ БРУЦЕЛЛЕЗА
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Кравцов А.Л., Бугоркова С.А., Клюева С. Н., Кожевников В.А., Кудрявцева О.М. 223
ВЛИЯНИЕ ПРОТИВОЧУМНОЙ ВАКЦИНАЦИИ НА СПОСОБНОСТЬ МИКРОБНОГО ПЕСТИНА ИЗМЕНЯТЬ *IN VITRO* ЭКСПРЕССИЮ FcγRIIIb (CD16) НА ПОВЕРХНОСТИ НЕЙТРОФИЛОВ КРОВИ ЧЕЛОВЕКА
ФКУЗ «Российский научно-исследовательский противочумный институт «Микроб» Роспотребнадзора, Саратов, Россия

Логвиненко О.В., Ракитина Е.Л., Костюченко М.В., Рязанова А.Г., Буравцева Н.П., Пономаренко Д.Г. 224
ПЕРСПЕКТИВЫ ИСПОЛЬЗОВАНИЯ ТЕСТА АКТИВАЦИИ БАЗОФИЛОВ И МЕТОДА ПРОТОЧНОЙ ЦИТОФЛЮОРИМЕТРИИ ДЛЯ ОЦЕНКИ УРОВНЯ ФАКТИЧЕСКОЙ ПРИВИТОСТИ ЛИЦ ПОСЛЕ ВАКЦИНАЦИИ ПРОТИВ СИБИРСКОЙ ЯЗВЫ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Петровская О.В.[1], Шахова Т.А.[1], Пневский Ю.А.[1], Кротова И.Ю.[1], Пасечник О.А.[2] 226
ПРОФИЛАКТИКА БЕШЕНСТВА В ОМСКОЙ ОБЛАСТИ
[1]Управление Роспотребнадзора по Омской области, Омск, Россия;
[2]Омский государственный медицинский университет, Омск, Россия

Пирожков М.К., Галиакбарова А.А. 227
ИММУНОПРОФИЛАКТИКА ЭШЕРИХИОЗА ЖИВОТНЫХ
ФГБУ «Всероссийский государственный Центр качества и стандартизации лекарственных средств для животных и кормов» (ФГБУ «ВГНКИ»), Москва, Россия

Половинкина В.С., Корнева А.В., Войткова В.В., Дубровина В.И., Ястремская К.Ю., Марков Е.Ю., Николаев В.Б., Иванова Т.А. 229
ПРОДУКЦИЯ ЦИТОКИНОВ КЛЕТКАМИ ЭКСПЕРИМЕНТАЛЬНЫХ ЖИВОТНЫХ, ИММУНИЗИРОВАННЫХ СУБКЛЕТОЧНЫМИ ФРАКЦИЯМИ ЧУМНОГО МИКРОБА
ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора, Иркутск, Россия

Рябов С.В. 231
К ВОПРОСУ О НЕСПЕЦИФИЧЕСКОЙ ПРОФИЛАКТИКЕ СОЧЕТАННЫХ ПРИРОДНЫХ ОЧАГОВ ЗООНОЗНЫХ ИНФЕКЦИЙ В ТАЕЖНОЙ ГЕОГРАФИЧЕСКОЙ ЗОНЕ
ФБУН НИИ Дезинфектологии Роспотребнадзора, Москва, Россия

Сергеев А.Г.[1,2], Быков И.П.[1], Мищенко В.А.[1], Задорожная И.А.[1], Шлыкова Г.И.[3] 232
ПОПУЛЯЦИОННЫЙ ИММУНИТЕТ В МЕГАПОЛИСЕ В УСЛОВИЯХ МАССОВОЙ ВАКЦИНОПРОФИЛАКТИКИ КЛЕЩЕВОГО ВИРУСНОГО ЭНЦЕФАЛИТА
[1]ФБУН «Екатеринбургский НИИ вирусных инфекций» Роспотребнадзора, Екатеринбург, Россиия;
[2]ФБОУ ВО «Уральский государственный медицинский университет» Минздрава РФ, Екатеринбург, Россия;
[3]МО «Новая больница», Екатеринбург, Россия

Скарнович М.А., Скарнович М.О., Бормотов Н.И., Шишкина Л.Н. 233
ИССЛЕДОВАНИЕ ЭФФЕКТИВНОСТИ ПРОТИВОВИРУСНЫХ ПРЕПАРАТОВ ПРИ ИНФИЦИРОВАНИИ КЛЕТОК MDCK ШТАММАМИ ВИРУСА ГРИППА A(H7N9), A(H5N1), A(H1N1) И A(H3N2)
ФБУН Государственный научный центр вирусологии и биотехнологии «Вектор» Роспотребнадзора, п. Кольцово, Россия

Тюрин Е. А, Чекан Л. В. 234
РЕЗУЛЬТАТЫ ИСПЫТАНИЙ РАБОЧЕЙ И ЗАЩИТНОЙ ОДЕЖДЫ ДЛЯ ПРИМЕНЕНИЯ В ЛАБОРАТОРИЯХ РАЗНОГО УРОВНЯ ЗАЩИТЫ
ФБУН «Государственный научный центр прикладной микробиологии и биотехнологии» Роспотребнадзора, п. Оболенск, Московская область, Россия

Хабалова Н.Р., Бутаев А.К. 236
ПРОФИЛАКТИКА БЕШЕНСТВА В РСО-АЛАНИЯ
ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в РСО-Алания», Россия

Хабалова Н.Р.[1], Бутаев А.К.[1], Букузарова Ф.Т.[2] 238
О ПРОФИЛАКТИКЕ ЯЩУРА В РЕСПУБЛИКЕ СЕВЕРНАЯ ОСЕТИЯ – АЛАНИЯ
[1]ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в РСО-Алания», Россия;
[2]Управление Роспотребнадзора по Республике Северная Осетия-Алания

V. ИНФОРМАЦИОННЫЕ ТЕХНОЛОГИИ ПРИ ИЗУЧЕНИИ И МОНИТОРИНГЕ ИНФЕКЦИОННЫХ БОЛЕЗНЕЙ

Агапитов Д.С. [1], Зайцев А.А.[1], Гнусарева О.А. [1], Белова О.А.[1], Остапович В.В. [1], Сазонов А.В. [2], Дубянский В.М. [1] 240
ОЦЕНКА ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКИХ РИСКОВ ЗАБОЛЕВАНИЯ ЛЮДЕЙ ТУЛЯРЕМИЕЙ В СТАВРОПОЛЬСКОМ КРАЕ В НАСТОЯЩЕЕ ВРЕМЯ И ПУТИ ИХ МИНИМИЗАЦИИ
[1] ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2] Управление Федеральной службы по надзору в сфере защиты прав потребителей и благополучия человека по Ставропольскому краю, Ставрополь, Россия

Буравцева Н.П., Мезенцев В.М., Рязанова А.Г., Агапитов Д.С., Еременко Е.И., Головинская Т.М., Семенова О.В., Чмеренко Д.К. 242
РЕТРСПЕКТИВНЫЙ АНАЛИЗ ЭПИЗООТОЛОГО-ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОЙ ОБСТАНОВКИ ПО СИБИРСКОЙ ЯЗВЕ В КАРАЧАЕВО-ЧЕРКЕССКОЙ РЕСПУБЛИКЕ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Дмитриев А.Ф., Ожередова Н.А., Симонов А.Н., Светлакова Е.В., Кононов А.Н., Веревкина, М.Н., Дыптан О.В., Полникова К.Н. 244
АНАЛИЗ ЭПИЗООТИЧЕСКИХ РИСКОВ И УГРОЗ, ОБУСЛОВЛИВАЮЩИХ РАСПРОСТРАНЕНИЕ ИНФЕКЦИЙ С ГЕНИТАЛЬНОЙ ФОРМОЙ ПРОЯВЛЕНИЯ
ФГБОУ ВО «Ставропольский государственный аграрный университет», Ставрополь, Россия

Прислегина Д.А., Дубянский В.М., Василенко Н.Ф., Малецкая О.В. 246
КОМПЛЕКСНОЕ ВЛИЯНИЕ КЛИМАТИЧЕСКИХ ФАКТОРОВ НА ИНТЕНСИВНОСТЬ ПРОЯВЛЕНИЙ ЭПИДЕМИЧЕСКОГО ПРОЦЕССА КРЫМСКОЙ ГЕМОРРАГИЧЕСКОЙ ЛИХОРАДКИ (НА ПРИМЕРЕ СТАВРОПОЛЬСКОГО КРАЯ)
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Раичич С.Р.[1], Шабейкин А.А.[3], Сабурова С.А.[1], Симонова Е.Г.[1,2], Гулюкин А.М.[3], Патяшина М.А.[4], Авдонина Л.Г.[4], Борисова Л.О.[4] 248
ГЕОИНФОРМАЦИОННЫЕ СИСТЕМЫ КАК ИНСТРУМЕНТ ОЦЕНКИ ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКИХ И ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКИХ РИСКОВ В НАДЗОРЕ ЗА СИБИРСКОЙ ЯЗВОЙ
[1] Центральный научно-исследовательский институт эпидемиологии Роспотребнадзора, Москва, Россия;
[2]Первый МГМУ им. И. М. Сеченова Минздрава. Москва, Россия;
[3]Федеральный научный центр – Всероссийский научно-исследовательский институт экспериментальной ветеринарии имени К.И. Скрябинаи Я.Р. Коваленко Российской академии наук, Москва, Россия;
[4]Управление Роспотребнадзора по Республике Татарстан, Казань, Россия

Семенко О.В., Дубянский В.М., Малецкая О.В., Манин Е.А. 250
ИСПОЛЬЗОВАНИЕ ГИС И МАТЕМАТИЧЕСКОГО МОДЕЛИРОВАНИЯ ДЛЯ ЭПИДЕМИОЛОГИЧЕСКОГО НАДЗОРА ЗА ПЕРЕНОСЧИКАМИ ВИРУСА ЗИКА
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь

Цапко Н.В.[1], Дубянский В.М.[1], Халидов А.Х.[2] 252
ОПЫТ ИСПОЛЬЗОВАНИЯ БЕСПИЛОТНЫХ ЛЕТАТЕЛЬНЫХ АППАРАТОВ В ПРИРОДНЫХ ОЧАГАХ ЧУМЫ НА СЕВЕРНОМ КАВКАЗЕ
[1]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2]ФКУЗ Дагестанская противочумная станция Роспотребнадзора, Махачкала, Россия

VI. СОВЕРШЕНСТВОВАНИЕ БИОТЕХНОЛОГИИ ПРОИЗВОДСТВА ПРЕПАРАТОВ ДЛЯ ЛАБОРАТОРНОЙ ДИАГНОСТИКИ И ПРОФИЛАКТИКИ БОЛЕЗНЕЙ, ОБЩИХ ДЛЯ ЧЕЛОВЕКА И ЖИВОТНЫХ

Абзаева Н.В., Гостищева С.Е., Иванова Г.Ф., Ростовцева Д.В., Костроминов А.В. 254
ОПТИМИЗАЦИЯ РЕЖИМА СУБЛИМАЦИОННОГО ВЫСУШИВАНИЯ ПРЕПАРАТА ВАКЦИНЫ ЧУМНОЙ ЖИВОЙ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Абзаева Н.В., Иванова Г.Ф., Гостищева С.Е., Ростовцева Д.В., Костроминов А.В. 255
ПОВЫШЕНИЕ ЖИЗНЕСПОСОБНОСТИ ЧУМНОЙ ВАКЦИНЫ ПУТЕМ ОПТИМИЗАЦИИ НЕКОТОРЫХ ТЕХНОЛОГИЧЕСКИХ ЭТАПОВ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Абзаева Н.В., Старцева О.Л., Ростовцева Д.В., Гостищева С.Е., Зуенко А.А., Иванова Г.Ф., Костроминов А.В...... 256
АНАЛИЗ СТАБИЛЬНОСТИ КОММЕРЧЕСКИХ СЕРИЙ ПРЕПАРАТА ВАКЦИНЫ ЧУМНОЙ ЖИВОЙ ПРИ ХРАНЕНИИ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Андреевская Н.М., Михайлова В.А., Токмакова Е.Г., Хаптанова Н.М., Остяк А.С., Уланская А.В., Балахонов С.В., Лукьянова С.В...... 257
ИЗУЧЕНИЕ И ПОДБОР АНТИГЕННЫХ И КОНТРОЛЬНЫХ ШТАММОВ *LISTERIA MONOCYTOGENES* ДЛЯ ПРОИЗВОДСТВА ЛИСТЕРИОЗНОЙ СЫВОРОТКИ
ФКУЗ Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Сибири и Дальнего Востока, Роспотребнадзора, Иркутск, Россия

Борздова И.Ю., Логвиненко О.В., Ракитина Е.Л., Костюченко М.В. 258
ЭФФЕКТИВНОСТЬ АНТИБАКТЕРИАЛЬНЫХ ПРЕПАРАТОВ, ИНКАПСУЛИРОВАННЫХ В НАНОСТРУКТУРЫ, ПРИ ЛЕЧЕНИИ ЭКСПЕРИМЕНТАЛЬНОЙ ЧУМНОЙ ИНФЕКЦИИ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Дзагурова Т.К.[1], Синюгина А.А.[1], Курашова С.С.[1], Егорова М.С.[1], Баловнева М.В.[1], Леонович О.А.[1], Ишмухаметов А.А.[1,2], Ткаченко Е.А.[1,2] 260
ТЕХНОЛОГИЧЕСКИЕ АСПЕКТЫ УСОВЕРШЕНСТВОВАНИЯ ВАКЦИН ПРОТИВ ГЛПС
[1]ФГБНУ «Федеральный научный центр исследований и разработки иммунобиологических препаратов им. М.П. Чумакова РАН», Москва, Россия;
[2]Первый Московский государственный медицинский университет им. И.М. Сеченова, Москва, Россия

Жарникова И.В., Курчева С.А., Жарникова Т.В., Котенёва Е.А., Гнусарева О.А., Геогджаян А.С., Кошкидько А.Г., Калинин А.В., Котенёв Е.С. 262
ПОДГОТОВКА И КОНТРОЛЬ МАГНИТНЫХ СОРБЕНТОВ ДЛЯ ОСУЩЕСТВЛЕНИЯ ПРОБОПОДГОТОВКИ ПАТОГЕНОВ В МАСС-СПЕКТРОМЕТРИИ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Жиров А.М.[1], Ковалев Д.А.[1], Сирица Ю.В.[1], Шахова В.Н.[2], Кастарнова Е.С.[2], Ульшина Д.В.[1], Бобрышева О.В.[1], Писаренко С.В.[1] 264
ИССЛЕДОВАНИЕ АНТИБАКТЕРИАЛЬНОЙ АКТИВНОСТИ ЦЕФОТАКСИМА В СОСТАВЕ НАНОЧАСТИЦ ХИТОЗАНА В ЭКСПЕРИМЕНТЕ
[1]ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия;
[2]ФГБОУ ВО Ставропольский государственный аграрный университет, Ставрополь, Россия

Зуенко А.А., Старцева О.Л., Богданова Ю.В., Гридина Т.М. 265
ПРИНЦИПЫ СИСТЕМЫ ОБЕСПЕЧЕНИЯ КАЧЕСТВА ПРОИЗВОДСТВА МЕДИЦИНСКИХ ИЗДЕЛИЙ И ЛЕКАРСТВЕННЫХ СРЕДСТВ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Катунина Л.С., Курилова А.А., Ковтун Ю.С., Шаталов В.В., Василенко Е.И. 267
ИЗУЧЕНИЕ РОСТОВЫХ СВОЙСТВ БЕЛКОВЫХ ГИДРОЛИЗАТОВ, ПОЛУЧЕННЫХ ПО МОДИФИЦИРОВАННОЙ ТЕХНОЛОГИИ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Ковтун Ю.С., Курилова А.А., Курчева С.А., Катунина Л.С., Василенко Е.И. 268
О ПОВЫШЕНИИ ЭФФЕКТИВНОСТИ ПИТАТЕЛЬНОЙ СРЕДЫ ДЛЯ КУЛЬТИВИРОВАНИЯ ТЕСТ-ШТАММА *BRUCELLA ABORTUS* 19 ВА
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Коняева О.А., Жилченко Е.Б., Сердюк Н.С., Жаринова Н.В., Гаврилова О.Н. 270
СРАВНИТЕЛЬНАЯ ХАРАКТЕРИСТИКА РЕЖИМА ЛИОФИЛИЗАЦИИ В АППАРАТЕ FREE ZONE TRIAD FREEZE DRY SYSTEM МОДЕЛЬ 7400030, «LABCONCO» С ПРЕДЗАМОРОЖЕННЫМИ ВЗВЕСЯМИ И РЕЖИМА С ЗАМОРОЗКОЙ В КАМЕРЕ СУШКИ НА ОСНОВАНИИ КОЛИЧЕСТВА ЖИЗНЕСПОСОБНЫХ КЛЕТОК ЛИОФИЛИЗАТОВ
ФКУЗ «Ставропольский противочумный институт» Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Кулаков Ю. К. 272
ВЫДАЮЩИЙСЯ ВКЛАД П. А. ВЕРШИЛОВОЙ В НАУЧНУЮ МЕТОДОЛОГИЮ, ИЗУЧЕНИЕ, ПРОФИЛАКТИКУ И БОРЬБУ С БРУЦЕЛЛЕЗОМ
ФГБУ Национальный исследовательский центр эпидемиологии и микробиологии им. Н. Ф. Гамалеи Минздрава России, Москва

Кулаков Ю. К., Новикова М. Д. 274
ИСПОЛЬЗОВАНИЕ ГОСУДАРСТВЕННОЙ КОЛЛЕКЦИИ II ГРУППЫ ПАТОГЕННОСТИ В ЛАБОРАТОРИИ БРУЦЕЛЛЕЗА ФГБУ НИЦЭМ ИМ. Н. Ф. ГАМАЛЕИ ДЛЯ ФУНДАМЕНТАЛЬНЫХ И ПРИКЛАДНЫХ ИССЛЕДОВАНИЙ
ФГБУ Национальный исследовательский центр эпидемиологии и микробиологии им. Н. Ф. Гамалеи Минздрава России, Москва, Россия

Курилова А.А., Ковтун Ю.С., Катунина Л.С., Василенко Е.И. 276
О МЕТОДИКАХ КОНТРОЛЯ ИНГИБИРУЮЩИХ СВОЙСТВ ПИТАТЕЛЬНЫХ СРЕД ДЛЯ ВЫДЕЛЕНИЯ БРУЦЕЛЛ
ФКУЗ«Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Курчева С.А., Жарникова И.В., Старцева О.Л., Тюменцева И.С., Жданова Е.В., Афанасьев Е.Н., Кошкидько А.Г., Геогджаян А.С., Гаркуша Ю.Ю., Кальной С.М. 278
БИОТЕХНОЛОГИЧЕСКИЕ РАЗРАБОТКИ СТАБИЛИЗАЦИИ ДИАГНОСТИКУМА ЭРИТРОЦИТАРНОГО ТУЛЯРЕМИЙНОГО
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт *Роспотребнадзора,Ставрополь, Россия*

Мазурков О.Ю.[1], Шишкина Л.Н.[1], Бормотов Н.И.[1], Скарнович М.О.[1], Серова О.А.[1], Скарнович М.А.[1], Черноносов А.А.[2], Селиванов Б.А.[3], Тихонов А.Я.[3] 280
ИЗУЧЕНИЕ ФАРМАКОКИНЕТИКИ ПРОТИВООСПЕННОГО ХИМИЧЕСКОГО СОЕДИНЕНИЯ НИОХ-14 В ЭКСПЕРИМЕНТАХ НА МЫШАХ
[1]ФБУН ГНЦ ВБ «Вектор» Роспотребнадзора, Новосибирская обл., п. Кольцово, Россия;
[2]ФГБУН ИХБФМ СО РАН, Новосибирск, Россия;
[3]ФГБУН НИОХ СО РАН, Новосибирск, Россия

Осипова О.С., Чвала Ир.А., Сосипаторова В.Ю., Андриясов А.В., Зиняков Н.Г., Волкова М.А., Ярославцева П.С., Чвала И.А. 282
ХАРАКТЕРИСТИКА ИЗОЛЯТОВ ВИРУСА ГРИППА A/H9N2 В КАЧЕСТВЕ АНТИГЕНОВ ДЛЯ ПРОИЗВОДСТВА РТГА НАБОРОВ
ФГБУ «Федеральный центр охраны животных», Владимир, Россия

Сердюк Н.С. Жилченко Е.Б., Жаринова Н.В., Коняева О.А., Гаврилова О.Н. 283
ПРОГНОЗИРОВАНИЕ ЖИЗНЕСПОСОБНОСТИ ЛИОФИЛИЗИРОВАННЫХ ВО ФЛАКОНАХ ВАКЦИННЫХ ШТАММОВ ВОЗБУДИТЕЛЯ БРУЦЕЛЛЕЗА МЕТОДОМ УСКОРЕННОГО СТАРЕНИЯ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Сирица Ю.В., Ковалев Д.А., Курчева С.А., Бобрышева О.В., Жиров А.М., Ульшина Д.В., Кузнецова И.В., Шапаков Н.А., Жарникова И.В., Геогджаян А.С., Кошкидько А.Г. 284
ОЦЕНКА ПОКАЗАТЕЛЕЙ КАЧЕСТВА ЭКСПЕРИМЕНТАЛЬНЫХ ПРЕПАРАТОВ БРУЦЕЛЛЁЗНОГО АНТИГЕНА, ПРИМЕНЯЕМОГО ДЛЯ КЛЕТОЧНЫХ ТЕСТОВ *IN VITRO*
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Соколова Е.П., Зюзина В.П., Демидова Г.В., Писанов Р.В., Рыкова В.А., Подладчикова О.Н., Тынянова В.И. 286
ВЫДЕЛЕНИЕ ЭКСТРАЦЕЛЛЮЛЯРНЫХ ЛПС-БЕЛКОВЫХ КОМПЛЕКСОВ *YERSINIA PESTIS* МЕТОДОМ ГЕЛЬ-ФИЛЬТРАЦИИ
ФКУЗ «Ростовский-на Дону противочумный институт» Роспотребнадзора, Ростов-на-Дону, Россия

Старцева О.Л., Курчева С.А., Зуенко А.А, Жарникова И.В., Богданова Ю.В., Гридина Т.М. 287
ПЛАНИРОВАНИЕ ПРОЦЕССОВ ОБЕСПЕЧЕНИЯ КАЧЕСТВА ПРИ РАЗРАБОТКЕ НОВЫХ ДИАГНОСТИЧЕСКИХ ПРЕПАРАТОВ
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия

Тюменцева И.С., Афанасьев Е.Н., Курчева С.А., Жданова Е.В., Жарникова И.В., Семирчева А.А. 289
РАЗРАБОТКА ДИАГНОСТИЧЕСКИХ ПРЕПАРАТОВ ДЛЯ ДЕТЕКЦИИ *YERSINIA PESTIS* (КАПСУЛЬНОЙ И БЕСКАПСУЛЬНОЙ ФОРМ)
ФКУЗ Ставропольский противочумный институт *Роспотребнадзора, Ставрополь, Россия*

Хаптанова Н.М., Андреевская Н.М., Лукьянова С.В., Кузнецов В.И., Коновалова Ж.А., Михайлова В.А., Остяк А.С., Косилко В.С., Балахонов С.В. 291
ИЗУЧЕНИЕ ФИЗИКО-ХИМИЧЕСКИХ И БИОЛОГИЧЕСКИХ СВОЙСТВ ПИТАТЕЛЬНОЙ СРЕДЫ ДЛЯ КУЛЬТИВИРОВАНИЯ ЛИСТЕРИЙ
ФКУЗ «Иркутский научно-исследовательский противочумный институт Сибири и Дальнего Востока» Роспотребнадзора, Иркутск, Россия

Цатурян Л.Г., Скляров О.Д., Федюшин Д.В. 292
СОВЕРШЕНСТВОВАНИЕ МЕТОДОВ КОНТРОЛЯ КАЧЕСТВА СИБИРЕЯЗВЕННЫХ ВАКЦИН ДЛЯ ЖИВОТНЫХ
ФГБУ Всероссийский государственный Центр качества и стандартизации лекарственных средств для животных и кормов, Москва, Россия

Яговкин М.Э., Якушева О.А., Алексеева Л.П., Зюзина В.П. 293
ПОЛУЧЕНИЕ ВЫСОКОСПЕЦИФИЧНЫХ СЫВОРОТОК И ИХ ПРИМЕНЕНИЕ В ДИАГНОСТИКЕ ХОЛЕРЫ
ФКУЗ Ростовский-на-Дону научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора, Ростов-на-Дону, Россия

Для заметок

Для заметок

Актуальные проблемы болезней, общих для человека и животных.
Материалы III Всероссийской научно-практической
конференции с международным участием / под ред. А.Н. Куличенко.

Формат 60*84/8. Бумага офсетная. Гарнитура Peterburg.
Печать офсетная. Усл. печ. л. 40,5. Заказ 773.

Изготовлено РА «Экспо-Медиа»
355035, г. Ставрополь, пр-т Кулакова, 16в
Т: (8652) 394-610. E-mail: parshina_n@mail.ru