На правах рукописи

Мутошвили Лиа Решитовна

Гельминтозы лабораторных животных и нутрий. Их диагностика и профилактика

Специальность 03.02.11 - паразитология

АВТОРЕФЕРАТ

диссертации на соискание ученой степени
кандидата биологических наук

Киров – 2016

Работа выполнена в ФГБОУ ВО «Вятская государственная сельскохозяйственная академия»
ФГБОУ ВО «Кировская государственная медицинская академия» Министерство здравоохранения РФ

Научный руководитель:
доктор биологических наук,
доцент **Жданова Ольга Борисовна**

Официальные оппоненты:
Сивкова Татьяна Николаевна, доктор биологических наук, доцент, профессор кафедры инфекционных болезней ФГБОУ ВО «Пермская государственная сельскохозяйственная академия имени академика Д.Н. Прянишникова»

Емельянова Надежда Борисовна, кандидат биологических наук, старший научный сотрудник лаборатории фармакологии, токсикологии и терапии ФГБНУ «Всероссийский научно-исследовательский институт фундаментальной и прикладной паразитологии животных и растений имени К.И. Скрябина»

Ведущая организация: ГБОУ ВПО «Кемеровская государственная медицинская академия» Минздрава РФ

Защита диссертации состоится «25» января 2017 г. в 11.00 часов на заседании совета по защите диссертаций на соискание учёной степени кандидата наук, на соискание учёной степени доктора наук Д 006.011.01, созданного на базе ФГБНУ «Всероссийский научно-исследовательский институт фундаментальной и прикладной паразитологии животных и растений имени К.И. Скрябина»

Адрес: 117218, Москва, ул. Б. Черемушкинская, д. 28

С диссертацией можно ознакомиться в библиотеке ФГБНУ «Всероссийский научно-исследовательский институт фундаментальной и прикладной паразитологии животных и растений имени К.И. Скрябина» и на сайте http//www.vniigis.ru

Автореферат разослан «___» _____ 2016 г.

Ученый секретарь совета по защите диссертаций
на соискание учёной степени кандидата наук,
на соискание ученой степени доктора наук,
доктор биологических наук, профессор Бережко Вера Кузьминична

ОБЩАЯ ХАРАКТЕРИСТИКА РАБОТЫ

Актуальность темы. Результаты анализа литературных данных о распространении основных паразитарных болезней лабораторных, синантропных и диких грызунов в регионах Российской Федерации свидетельствуют о высокой степени инвазированности животных. Так, например, в крупных мегаполисах (в Москве, Санкт-Петербурге, Новосибирске, Самаре, Нижнем Новгороде) с каждым годом увеличивается число домашних животных и в том числе декоративных грызунов, разводимых в семьях населения. Все большее количество ветеринарных специалистов вынуждены интересоваться заболеваниями экзотических животных, ставших частыми пациентами ветеринарных клиник. Ряд грызунов приносит косвенный вред домашним животным, являясь источником заражения паразитами-возбудителями зоонозов. Изучение этих процессов, несомненно, имеет огромное медико-социальное значение, в связи с чем большое количество научных работ данной тематике (Н.В. Есаулова, 2000, 2002; И.А Архипов и др., 2003; О.Б. Жданова 2009-2013). Кроме того, развитие охоты, туризма, отраслей звероводства, с одной стороны и увеличение численности домашних и диких грызунов, и их миграция на значительные расстояния, с другой приводит к взаимной циркуляции возбудителей между природными и синантропными очагами, что в результате ведет к увеличению случаев заражения человека возбудителями особо опасных заболеваний. В этой связи, изыскание более эффективных мер борьбы с инвазиями грызунов на современном этапе становится весьма актуальным.

Трудность работы состоит в отсутствии мер общепринятой и стандартизированной системы профилактики паразитарных болезней в виварии и зоомагазинах, а также способов дачи антигельминтных препаратов, что способствует поддержанию высокой интенсивности инвазии во многих центрах по разведению животных. Поэтому, разработка комплекса мероприятий по борьбе с гельминтозами грызунов, в том числе изучение эпизоотического процесса и создание системы эффективного мониторинга при экспериментальном моделировании паразитозов грызунов, а также изучение особенностей патогенеза является весьма актуальным. Особенно это касается иммуноморфологии и патофизиологии, иммуногенеза, изучения патогенного воздействия антигенов гельминтов на органы лабораторных грызунов и физико-химических изменений биосубстратов и кристаллостаза, при паразитозах. Кроме того, слабо освещенным вопросом является информативность оценки дегидратации биологической жидкости, выполняемой в различных условиях среды и функциональных состояниях (О.Б. Жданова и др., 2007; А.К. Мартусевич 2013).

Цель исследования. Целью настоящей работы явилось изучение паразитофауны лабораторных животных, особенностей патогенеза ряда спонтанно и экспериментально зараженных гельминтами лабораторных животных, а также научное сопровождение формирования единой профилактической среды для биомедицинских исследований.

Для достижения указанной цели были поставлены следующие задачи:

1. изучить распространение гельминтозов у лабораторных животных в условиях города Кирова и Кировской области. Провести комплексный анализ по особо опасным гельминтозам общим, для человека и грызунов;

2. выяснить влияние условий содержания и разведения на зараженность гельминтами лабораторных животных и нутрии;

3. изучить особенности сезонной и половозрастной динамики зараженности гельминтами лабораторных животных;

4. изучить патологоанатомические, физиологические особенности, а также установить гематологические, иммуноморфологические изменения у инвазированных животных;

5. установить факторы, способствующие распространению инвазии среди лабораторных животных и разработать профилактические мероприятия.

Научная новизна заключается в комплексном подходе к решению поставленных задач, позволяющих подробнее изучить и описать малоизученные вопросы патогенеза гельминтозов лабораторных животных и усовершенствовать профилактику.

Представлены данные о распространении гельминтозов лабораторных животных и нутрии в условиях города Кирова и Кировской области.

Установлены сезонная и половозрастная динамики инвазии у лабораторных животных наиболее распространенными гельминтами.

Изучены некоторые морфофункциональные особенности и ряд показателей у зараженных гельминтами и клинически здоровых крыс, на экспериментальных моделях (принудительного плавания и поведения в открытом поле).

Выполнен сравнительный анализ кристаллогенеза некоторых биосубстратов лабораторных крыс и нутрий в норме и при гельминтозах.

Изучены изменения в лимфоидной ткани, ассоциированной со слизистыми оболочками при гельминтозах. Изучено влияние гельминтов на изменения в органах иммуногенеза и морфологический состав крови грызунов при спонтанных гельминтозах.

Теоретическая и практическая ценность работы. Результаты диссертационной работы дополняют и расширяют сведения, имеющиеся в отечественной и зарубежной литературе, касающиеся эпизоотологии и патогенеза инвазионных заболеваний лабораторных животных. Полученные результаты могут быть использованы при разработке учебных программ в школах и учреждениях дополнительного образования и быть включены в специальную литературу для биологов, ветеринарных и медицинских врачей.

Изучение эффективности классической кристаллоскопии сравнительной тезиграфии при трихинеллезе позволяет рекомендовать этот метод как вспомогательный для предварительной диагностики.

Результаты диссертационного исследования внедрены в учебный процесс и научно-исследовательскую деятельность кафедры гистологии, эмбриологии,

цитологии ФГБОУ ВО Кировской ГМА Минздрава России (акт о внедрении от 19.02.2016 г.), кафедры диагностики, терапии, морфологии ФГОУ ВО Вятской ГСХА (акт о внедрении от 25.04.2016 г.).

По материалам диссертации разработаны и утверждены на секциях «Инвазионные болезни животных» Отделения ветеринарной медицины РАН «Рекомендации по борьбе с гименолепидозом в виварииях», Киров, Кировская ГМА, Вятская ГСХА, 2009; «Методические рекомендации по иммуноморфологическим исследованиям кишечника при паразитозах», Киров, Кировская ГМА, Вятская ГСХА, 2010; «Методические положения по уничтожению мух и оводов в продуктах убоя и трофеях охоты», Киров, Кировская ГМА, Вятская ГСХА, 2016.

Основные положения, выносимые на защиту.

1.Распространение гельминтозов у лабораторных животных и нутрий.

2.Сезонная, половозрастная динамики зараженности лабораторных животных гельминтами.

3.Особенности патогенеза гельминтозов лабораторных животных.

4.Морфофункциональные, патоморфологические, эпизоотологические особенности и гематологические показатели у изучаемых лабораторных животных и нутрий при гельминтозах.

5. Разработка оптимальных критериев оценки клинико-лабораторных методов, которые могут быть использованы для скрининга при диагностике и лечении животных при гельминтозах.

Апробация работы. Материалы диссертационной работы представлены и обсуждены на: Всероссийской научной конференции «Современные инновационные технологии и оборудование» (Тула, 2006); Международной научной конференции «Современные проблемы природопользования, охото-ведения и звероводства» (Киров, 2007); Всероссийской научной конференции «Теории и практика борьбы с паразитарными болезнями» (Москва, 2009, 2010, 2011, 2015, 2016); Всероссийской научно-практической конференции «Современные научно-практические достижения в ветеринарии» (Киров,2009, 2011, 2012); Современные достижения стоматологии, труды Всероссийской конференции с международным участием (Киров, 2014).

Личный вклад соискателя. Представленная диссертационная работа является результатом многолетних (2006-2015 г.г.) научных исследований автора, проведенных под научным руководством доктора биологических наук Ждановой О.Б., которая оказывала научно-методическую помощь в проведении исследований, анализе и обобщении полученных результатов. Исследования по изучению кристаллоскопии и тезиграфии грызунов проводились по методикам, предоставленным доктором биологических наук Мартусевичем А.К., за что автор выражает ему свою признательность. Изучение гельминтофауны лабораторных и клеточных животных проведено на территории Кировской области, на кафедре диагностики, терапии, морфологии и фармакологии ВГСХА и на кафедре гистологии, эмбриологии и цитологии КГМА, и в лаборатории ветеринарии ВНИИОЗ при поддержке кандидата ветеринарных

наук, старшего научного сотрудника Окуловой И.И. Статьи, написанные в соавторстве, включают более 80% материалов исследований соискателя. Соавторы не возражают в использовании результатов совместных работ.

Публикации. По материалам диссертации опубликована 21 научная статья, в которой изложены основные положения и выводы по изучаемой проблеме, в том числе 3 в изданиях, рекомендованных ВАК РФ.

Объем и структура диссертации. Диссертация изложена на 165 страницах компьютерного текста и состоит из введения, обзора литературы, материалов и методов исследований, результатов собственных исследований, обсуждения, заключения, практических предложений и списка литературы. Диссертация содержит 17 таблиц и 32 рисунка. Список использованной литературы включает 201 источник, в том числе 144 отечественных и 57 иностранных.

СОБСТВЕННЫЕ ИССЛЕДОВАНИЯ

Материалы и методы исследований

В работе обобщены результаты комплексных научных исследований, по изучению распространения гельминтозов. Работа проведена с 2006 по 2015 гг. в Кировской области, в виварiях Вятской государственной сельскохозяйственной академии (ВГСХА), Кировской государственной медицинской академии (КГМА), в областном эколого-биологическом центре юннатов (ОЭБЦ), в том числе собраны данные Рособрнадзора за 9 лет с 2006-2015 гг.

Экспериментальные исследования проводили на лабораторных животных (белые крысы и мыши, кролики, морские свинки) и нутриях. Постановку опытов осуществляли в соответствии с «Правилами проведения работ с использованием экспериментальных животных». Согласно поставленной цели, проводили серийные опыты на разделенных по группам животных.

Объектом гельминтологических исследований служили 428 мышей, 151 крыса, 11 морских свинок, 30 нутрий и 88 кроликов, кишечники этих животных были подвергнуты гельминтологическому исследованию (табл. 1).

Эксперименты на животных проводились с соблюдением биоэтических норм и правил в соответствии с Хельсинской декларацией.

Материалом исследований явились фекалии, моча, кровь и сыворотка крови. При выполнении экспериментальной части работы мы использовали основные методы морфологического исследования: анатомические, гистологические и иммуногистохимические. Копроовоскопически обследовали 88 кролика из виварiев ВГСХА, КГМА, ОЭБЦ и частных подворий. Фекалии в количестве нескольких шариков извлекали у кроликов путем надавливания на брюшную стенку в области прямой кишки. От одного животного брали не менее 10-20 г фекалий. При гельминтологических исследованиях учитывали, сезоны года, возраст и пол животного. Для выявления зараженности гельминтами животных разного пола исследовали 205 самцов и 223 самки

мышей, 74 самцов и 77 самок крыс, 38 самцов и 50 самок кроликов, 12 самок и 18 самцов нутрий, 5 самок и 7 самцов морской свинки.

Таблица 1 – Объем проведенных исследований

Материалы и методы исследования	Число исследований
Объекты гельминтологических исследований (мыши, крысы, кролики, морские свинки и нутрии) по методике К.И. Скрябина (1928)	709
Диагностические гематологические исследования крови крыс общепринятыми методами	20
Исследование зараженности гельминтами по П.А. Романенко (1982). Диагностическое микроскопическое исследование фекалий животных по Фюллеборну и Котельникову-Хренову (1978)	600
Исследование комплектов кишечника: морфологические по методу T. Hellman (1921) и гистологические общепринятыми методами	52
Кристаллографические исследования сыворотки крови мышей и крыс	48
Исследования биосубстратов (желчи, мочи и копрофильтрата) по методике классической кристаллоскопии, сравнительной и дифференциальной тезиграфии (Мартусевич А.К., Камакин Н.Ф. 1998-2002).	200

Загрязненность окружающей среды яйцами гельминтов определяли путем исследований по Н.А. Романенко (1982) смывов клеток животных, предметов ухода, поилок, кормушек, кормов, проб подстилки из клеток мышей и крыс, а также соскобов сетчатого пола клеток кроликов и смывов мышей и крыс. Микроскопировали осадок под малым и средним увеличением микроскопа. Экстенсивность и интенсивность инвазии определяли методом гельминтоовоскопии по Фюллеборну, частичных гельминтологических вскрытий различных отделов кишечников крыс и мышей, клинически здоровых и зараженных гельминтами (спонтанно и экспериментально), проводили по методике К.И. Скрябина (1918). Подсчет инвазированных яиц проводили в сетке по методу Акбаева М.Ш. (1968). Гистологические исследования проводили с целью изучения лимфоидной ткани органов иммуногенеза, изготавливали тотальные препараты по методу Т. Гельмана(1921). Сравнивали между собой длину различных отделов кишечника. Обращали внимание на соотношение общей длины кишечника с длиной туловища и сопоставляли данные у клинически здоровых и инвазированных животных. Оценивали степень дифференцировки лимфоидной ткани пищеварительной системы лабораторных животных.

С целью изучения гельминтофауны вскрыто 9 трупов нутрий в возрасте 8 и 26 месяцев. Во время вскрытия отбирали материал для гистологических исследований. Брали кусочки лимфоидных органов, фиксировали в 10%-ном

растворе нейтрального формалина, изготовляли срезы по общепринятой методике, окрашивали их гематоксилин-эозином. Микроскопию проводили с помощью светового микроскопа МБИ-15, и микроскопе Vision производства GmbH Австрия с использованием программного обеспечения для анализа в медицине и биологии Vision Bio(Epi) Vision Bio Pro (Epi Pro).

При экспериментальном заражении использовали личинок *T. spiralis* и *T. pseudospiralis* (получены из ВИГИС), которые пассировались на белых крысах. Кристаллографические исследования высушенных микропрепаратов биологических жидкостей проводили по методике классической кристаллоскопии, сравнительной и дифференциальной тезиграфий. Тезиграфический компонент оценивался путем нахождения значений системы основных и дополнительных показателей, характеризующих физико-химические свойства исследуемой биологической среды.

Иммуноморфологические исследования и исследование крови проводили в лабораториях иммуноморфологии ВГСХА и на кафедре гистологии КГМА. Микрофотографии изготовлены в лаборатории ветеринарии ВНИИОЗ. Влияние гельминтов на организм лабораторных животных проводили на инвазированных крысах и подвергшихся дегельминтизации. Проводили исследования крови с целью определения гемоглобина, эритроцитов, лейкоцитов, эозинофилов и СОЭ. Определение процентного соотношения отдельных форм лейкоцитов (лейкоцитарная формула) проводили в мазках крови, окрашенных по Романовскому. Количество эритроцитов и лейкоцитов подсчитывали в 1 мкл крови по общепринятой методике в камере Горяева, количество эозинофилов в 1 мкл крови, содержание гемоглобина, уровень СОЭ.

Животные содержались в различно обустроенных виварiях. Виварий КГМА оборудован стеллажами для хранения корма, подстилки, инвентаря для ухода за животными, температура 20±2°С, влажность 60%. Виварии ВГСХА и ОЭБЦ были оборудованы деревянными клетками, которые трудно дезинфицировать. Половина животных содержалась при строгих санитарно-гигиенических условиях вивария КГМА и служила контролем, а другая часть была подсажена к спонтанно зараженным донорам с высокой интенсивностью инвазии для контрольного перезаражения и составила подопытную группу.

В процессе исследования животные были подвергнуты плановому убою, путем их помещения в камеру, содержащую пары эфира для наркоза под колпак стеклянный (крысы), в соответствии с Хельсинской декларацией.

Статистическая обработка полученных цифровых данных проводили методом, описанным Г.Ф. Лакиным (1973, 1980). Вычисляли: среднюю арифметическую (M); статистическую ошибку средней арифметической (m); достоверность разницы между средней арифметической двух вариационных рядов по критерию достоверности (P) и таблице Стьюдента-Фишера. Разницу между двумя величинами считали достоверной при уровне вероятности P=0,05 (P <0,05 по t – критерию Стьюдента). Итоговые показатели количественных

данных вычисляли с помощью макрофункций описательной статистики пакета статистического анализа Microsoft®Excel 2000.

РЕЗУЛЬТАТЫ СОБСТВЕННЫХ ИССЛЕДОВАНИЙ

Эпизоотологические особенности гельминтозов мышей, распространение гельминтов в виварии

В результате исследований нами установлено, что лабораторные мыши инвазированы гельминтами. Среди выявленных в желудочно-кишечном тракте гельминтов определено несколько видов цестод и нематод. Класс *Cestoda* представлен видами – *Rodentolepis straminea, Hymenolepis diminuta,* класс Nematoda – тремя видами: *Aspiculuris tetraptera*, *Mastophorus muris* (Gmelin, 1790), возбудитель – *Syphacia obvelata* (Rud, 1802). Из обнаруженных гельминтов ***Hymenolepis diminuta*** и *Mastophorus muris* – биогельминты, а остальные: ***Rodentolepis straminea,*** *Aspiculuris tetraptera* и *Syphacia obvelata* – геогельминты. Мыши, подвергнутые гельминтологическому исследованию, оказались зараженными гельминтами 257 (ЭИ 60%) из общего числа обследованных животных (428). Нематоды стоят на первом месте по экстенсивности инвазии, выявлены 227 из 428 (ЭИ 48,05%). На втором месте цестоды, из которых цестоду ***R. straminea*** нашли у 124 животных (28,9%), ИИ 5,04 экз./особь ***H. diminuta*** были заражены 112 мышей (26,01%); от 1 до 35 экз., в среднем – 4,04; *S. obvelata* – 187 (43,6%), ИИ в среднем 35,08 экз./особь; *A. tetraptera* – 208 (48,5 %); ИИ в среднем 42,75 экз./особь; *M. muris* – 3 (0,16%), ИИ в среднем - 5,00. Гельминтами одного вида было заражено ЭИ 20,7% животных, двух видов ЭИ 8,57%, только цестодами (крысиным цепнем) было инвазировано 25 мышей (5,8%,), только нематодами – 158 (36,9 %), из них только *S. obvelata* – 27 (6%), *A. tetraptera* – 78(18%). Смешанная инвазия была отмечена у 124 мышей (28,9%), в том числе двумя видами нематод было заражено 57 (13%), а сочетание двух видов нематод с *H.diminuta* зарегистрировали у 52 (12%). Зараженность лабораторных мышей в различных виварiях значительно варьировала. Гельминтофауна лабораторных мышей вивария ОЭБЦ была представлена тремя видами: нематодами *A. tetraptera*, *S. obvelata* и цестодой ***R. straminea***. Из 120 исследованных в виварии ОЭБЦ мышей лишь 14 были свободны от гельминтов (ЭИ 19%). Цестоду ***R. straminea*** встретили у 28 мыши (23,3%), нематоды: *S. obvelata* у 45 мышей (ЭИ 37,5%), *A. tetraptera* встретили у 43 мышей (35,83%). В кишечнике мышей редко встречалось паразитирование только одного вида гельминта. В кишечнике мышей чаще всего отмечали присутствие двух видов гельминтов в 38,42% случаев, у 16,5% регистрировали одновременно все три вида: ***A.tetraptera***, ***S. obvelata*** и ***R. straminea***. По показателю ЭИ в виварии ОЭБЦ на первом месте стоял сифациоз: из 120 исследованных животных при средней ИИ =15,37 экз./особь нематоду ***S. obvelata*** находили у 45 мышей, что составило 37,5%. ***A. tetraptera*** при ЭИ 35,83% сочеталась с ИИ 21,42 экз./особь, а ***R.straminea*** (23,3%) и ИИ 15,37 экз./особь (рис. 1).

При гельминтологическом исследований 178 мышей из вивария ВГСХА найдены гельминты: цестода *R. straminea, H. diminuta* нематоды: *A. tetraptera, S.obvelata* и *M. muris*. Из 178 исследованных животных всего гельминтами было инвазировано 112 мышей или 62,92%.

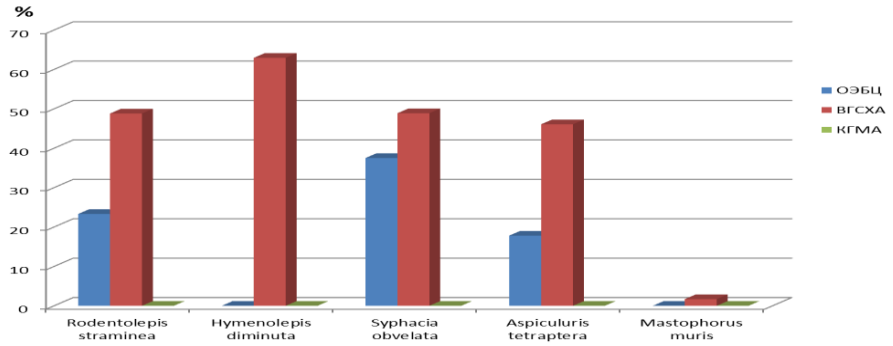

Рисунок 1 – Зараженность лабораторных мышей в различных виварiях

Из них цестодами было инвазировано: *R.straminea* 87 мышей ЭИ 48,8%, *H. diminuta* 112 мышей (ЭИ 62,92%). Нематодами: *S. obvelata* 87 мышей (ЭИ 48,87%), *A. tetraptera* 43 мыши (ЭИ 35,83%), *M. muris* 3 мыши (ЭИ 1,68%), смешанная инвазия цестодами и нематодами выявлена у 24 (21,42%). Зараженность тремя видами гельминтов одновременно отмечена у 28 мышей (25%), двумя видами у 37 (33%) и одним видом 72 (ЭИ 64,28%). Из 178 исследованных мышей *R. straminea* было инвазировано 48,8% при средней интенсивности инвазии 8,12 экз./особь. Моноинвазия отмечена лишь у 22 особей (19,64%). *H. diminuta* нашли 112 мышей (ЭИ 62,92%). У 82 мышей обнаружены нематоды: *S. obvelata* было заражено 87 (48,87%); ИИ=61,40 экз./особь, *A. tetraptera* инвазировано 82 мыши, при ИИ=80,01 экз./особь. Зараженность только *A. tetraptera* наблюдали у 8 мышей (7,14%). *M. muris* у 3 мышей (ЭИ=1,6%, ИИ=5,00 экз./особь). Одновременно встречали паразитирование *S. obvelata* и *A. tetraptera* у 45 животных (40%). Мыши (30 особей) из вивария КГМА были свободны от инвазии.

Таким образом, гельминтозы мышей наблюдаются в виварiях ОЭБЦ и ВГСХА г. Кирова при разведении и содержании мышей в обычных условиях. Наши исследования показали, что показатели ЭИ и ИИ гельминтофауны отличаются в виварiях ОЭБЦ и ВГСХА. Чаще всего среди гельминтозов лабораторных мышей встречается *A. tetraptera*. С несколько меньшей ЭИ и ИИ – в *S. obvelata* и *R. straminea*. Виварии ВГСХА, ОЭБЦ следует отнести к числу неблагополучных: у мышей, разводимых в этих виварiях, кроме нематод вида *A. tetraptera* с разной степенью ЭИ и ИИ, выявлены опасные в эпидемиологическом отношении гельминты *R. straminea* и *S. obvelata*.

Эпизоотологические особенности гельминтозов крыс, распространение гельминтов крыс в виварiях

В результате исследования нами установлено, что лабораторные крысы инвазированы локализующимися в желудочно-кишечном тракте гельминтами,

относящимися к 4 видам, в том числе, 2 цестодам и 2 нематодам. Класс *Cestoda* представлен видами *R. straminea, H. diminuta,* а класс *Nematoda - S. obvelata, A. tetraptera*.

Среди выявленных видов один вид, *H. diminuta*, являются биогельминтом, а три вида, *S. obvelata, A. tetraptera, R. straminea,* – геогельминтами (рис. 2).

Гельминтами оказались заражены из 121 крысы, подвергнутой гельминтологическим исследованиям 48(39,66%). Цестоды: *R. straminea* было инвазировано 21 (17, 4%) животное с ИИ от 1 до 7 экз. (в среднем 5,04 экз./особь), *H. diminuta* 10 (8,3%) с ИИ от 1 до 3 экз. (в среднем 2,00 экз./особь). Из нематод у лабораторных животных чаще всего встречались *S.obvelata* 14 (ЭИ=11,57%), ИИ=10,08 экз./особь, *A. tetraptera* находили у 13 крыс, ЭИ 10,74%, при ИИ от 5 до 23 экз. (в среднем 9,64 экз./особь). Гельминтами одного вида было заражено 18,55%, двумя видами – 10,34% и тремя видами – 1,45% крыс, только цестодами было инвазировано 24,25%, только нематодами – 20,44% животных. По ЭИ на первом месте стоят цестоды, обнаруженные у 17,4% животных, на втором месте - нематоды, которые зарегистрированы у 10,74% животных.

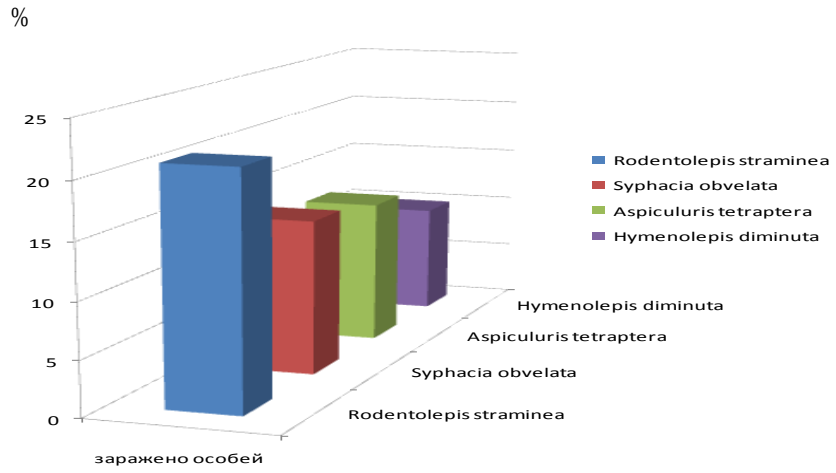

Рисунок 2 – Зараженность лабораторных крыс гельминтами

Гельминтофауна лабораторных крыс в виварии ВГСХА была представлена следующими видами гельминтов: нематоды *S. obvelata, A. tetraptera* и цестоды *R. straminea* и *H. diminuta.* Из 78 исследованных крыс гельминты выявили у 33,33%. Цестод одного или двух видов находили у 21,58% животных: *H. diminuta* было инвазировано 4(5,12 %), *R. straminea* – 12(15,38%). Нематод одного или двух видов обнаруживали 23,72% крыс, причем, *S. obvelata* встречали чаще - 6 (ЭИ=7,69%) – чем *A. tetraptera* 4 (ЭИ=5,12%), у 26,24% животных инвазия была представлена одним видом гельминтов, у 14,37% – двумя, тремя – у 3,24%.

У крыс из вивария КГМА выявили 2 цестоды *R. straminea* и *H. diminuta.* Общая зараженность гельминтами составила 23,07%. Инвазировано было животных: *R. straminea* 7 (13,46%) крыс, при ИИ=1,40 экз./особь, *H.diminuta* отмечали у 5 (9,61%) крыс, при ИИ=18,12. Гельминтологическими

исследованиями были подвергнуты кишечники крыс трех возрастных групп. Первую возрастную группу составили крысы массой 70-90 г (25-45-дневные), вторую группу – массой 150-220 г (100-150-дневные) и третью – животные старше 6 месяцев, более 220 г. Гельминтами были заражены крысы всех обследованных возрастов, однако, показатели ЭИ и ИИ в разных возрастных группах существенно отличались. Наиболее высокий процент заражения наблюдали у молодых животных (26,31%), с возрастом ЭИ заметно снижалась: у 25-45- дневных крыс составила 42,10%, у 100-150 дневных – 32,30%, а в возрасте 6-10 месяцев инвазия снижалась до 6,25% (рис. 3). Отмечено что, животные разного пола неодинаково заражены гельминтами, у самцов ЭИ составила 77,2%, а у самок - 72,94%. Крысы всех исследованных нами возрастов были заражены цестодой *R. straminea*. Самый высокий показатель ЭИ наблюдали у 45-дневных крыс массой 70-90 г – 26,31%, у крыс в возрасте старше 6 месяцев массой более 220 г зараженность родентолепиcами снижалась, достигая минимального значения (6,25%). В тоже время ИИ изменялась в обратном направлении: от 2 экз./особь у самых молодых крыс до 4,5 экз./особь у животных старше 6 месяцев.

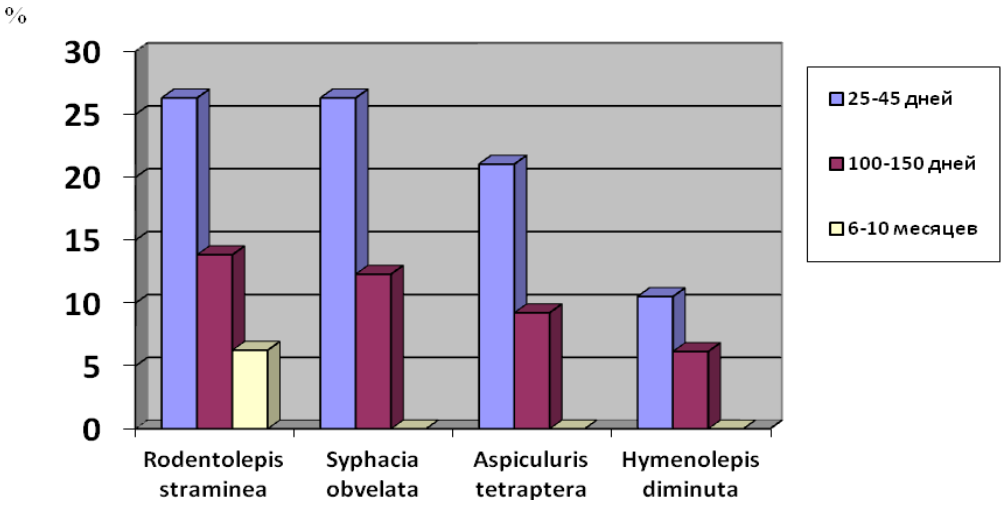

Рисунок 3 – Зараженность крыс гельминтами в зависимости от возраста

Отмечено, что самцы в 1,35 раз чаще были инвазированы родентолепиcами, чем самки. ИИ в зависимости от пола менялась незначительно. Самцы более восприимчивы к заражению, в сравнении с самками (их зараженность превышала). У животных разного пола наблюдали неодинаковую степень инвазированности: из 74 исследованных самцов, *R.straminea* находили у 27, что составило 36,48%, S. *obvelata* у 18 крыс (ЭИ=31,57), A. *tetraptera* у 17 (22,97%), *H.diminuta* у 16 (21,62%). Из 85 исследованных самок *R. straminea* находили у 22 крыс, что составило 25,88%, *S.obvelata* у 13 (15,29%), *A. tetraptera* у 15 – (17,64%), *H. diminuta* у 12(14,11%).

Морские свинки, содержащиеся в виварии ВГСХА, были свободны от инвазий.

Эпизоотологические и некоторые морфологические особенности патогенеза гельминтозов кроликов и нутрий

Кролики, инвазировнные гельминтами, более подвержены инфекционным и незаразным заболеваниям и зачастую являются распространителями инвазии среди сельскохозяйственных животных и людей.

Гельминтологическими исследованиями были подвернуты кролики из вивариев ВГСХА, КГМА и ОБЭЦ. Из общего числа кроликов инвазировано гельминтами было 77 животных (87,5%), в которых обнаружены гельминты 2 видов: нематода *Passalurus ambiguus* и цестода *Cysticercus pisiformis*. Все 87,5% животных были заражены пассалюрусами, количество обнаруженных гельминтов колебалось в пределах от 1 до 17 экз./особь. У трех кроликов (2,59%) выявили *C. pisiformis*, ИИ составила 19,67 экз./особь.

Зараженность кроликов пассалюрюсами в зависимости от сезона года менялась: самый высокий показатель (пик инвазии) ЭИ (92,30%) наблюдали зимой, весной ЭИ снижалась до 83,30%, а в летнее время ЭИ была самой низкой и составила 78,57%. С наступлением осени ЭИ нарастала, достигая в ноябре 84,61 %. Аналогичным образом в зависимости от сезона менялся и показатель ИИ. Из 88 обследованных кроликов, 46 самцов и 42 самок 52 особи были в возрасте 3-4 месяцев, 36 в возрасте 6-12 месяцев. По данным исследований, 78,84% кроликов 3-4 месячного возраста было инвазировано пассалюрюсами. У 6-12 месячных ЭИ была выше: 91,66%, но ИИ резко снижалась. Отмечены некоторые заражения пассалюрусами самцов и самок. Самцы были заражены интенсивнее, чем самки, на 8,59%. У кроликов обнаруживали пизиформный цистицеркоз и пассалуроз. Следует отметить, что данные гельминтозы нередко осложняются и утяжеляют течение кокцидиозов у кроликов. Кролики из вивария КГМА оказались свободными от инвазии. Кролики из вивария ВГСХА и ОЭБЦ были инвазированы только *P. ambiguus*: в ОЭБЦ при ИИ=167,67 экз./особь наблюдали 100% ЭИ, в ВГСХА гельминтов находили у 71,15% животных, ИИ колебалась от 1 до 17 экз./особь. В частных подворьях у кроликов выявлены два вида гельминтоза: *P. ambiguus* – ЭИ=100%, ИИ=338, 25 экз./особь и *C. pisiformis* – ЭИ =16,51%, ИИ=12,67 экз./особь (рис. 4).

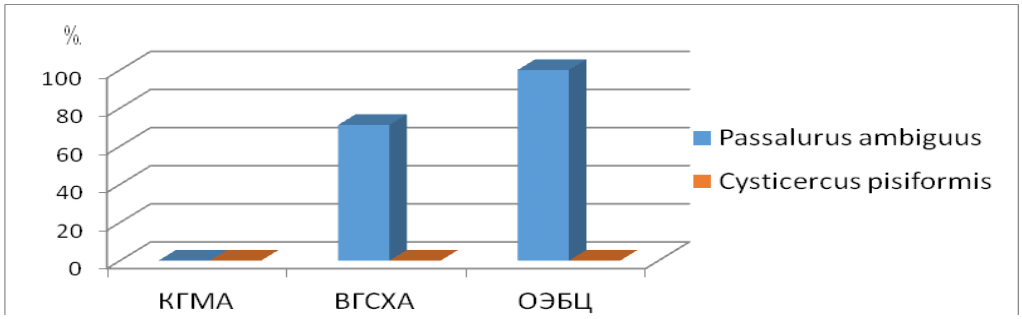

Рисунок 4 – Зараженность кроликов гельминтами в различных виварiях

Гельминтологические исследования, проведенные нами, позволяют сделать вывод, что гельминтофауна кроликов и нутрии в видовом отношении более бедная. Исследования нутрий, содержащихся на частных подворьях, показали наличие гельминтов у 5 особей, видовой состав гельминтов представлен 2 видами: фасциолез *(Fasciola hepatica)* и стронгилоидоз *(Strongyloides mastopotamy)*. При исследовании 18 кроликов из частных подворий все оказались инвазированными (ЭИ -100%). Состав гельминтов представлен следующими видами: *P. ambiguus*–ЭИ=100%, ИИ=338, 25 экз./ особь и *C. pisiformis* у 3кроликов ЭИ=16,7%, ИИ=12,67 экз./особь. (рис. 5).

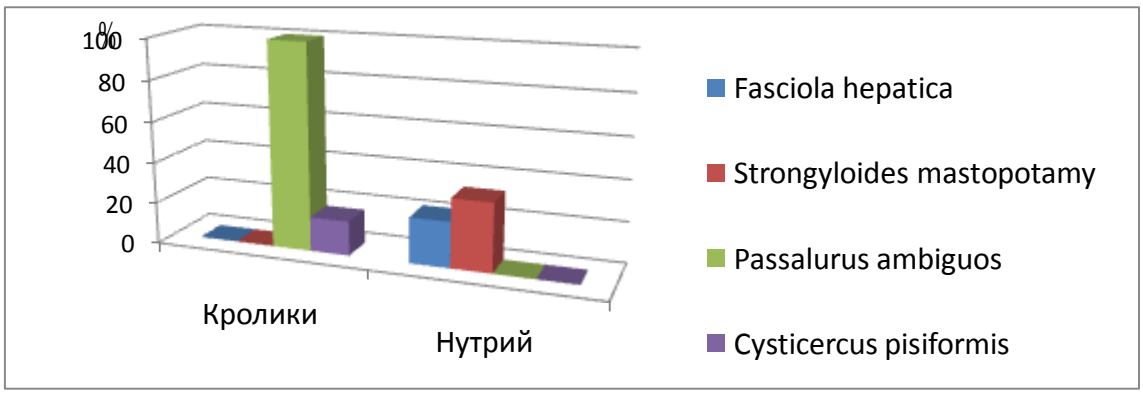

Рисунок 5– Зараженность кроликов и нутрий гельминтами в частных подворьях

Нутрий, содержащиеся в частных подворьях, получают траву и корнеплоды заливных лугов, которые промываются водой близлежащих водоемов. Местное население использует для купания и поения нутрий одну и ту же воду. Учитывая высокую ЭИ фасциолеза среди КРС Кировской области, возможно допустить наличие промежуточных форм паразита, которыми и были инвазированы нутрии через воду. Учитывая, что грумминг нутрии проводят после каждого купания, вероятность инвазирования велика.

Сравнительные патоморфологические изменения при гельминтозах у лабораторных животных

В связи с концентрацией грызунов на ограниченной территории велика вероятность заражения их различными видами паразитарных болезней, должно проводиться своевременное диагностирование и лечение данных заболеваний. Следует также отметить, что в защите организма от инвазии важное значение имеет иммунная система, представленная в том числе лимфоидной тканью.

Исследованы комплекты кишечника клинически здоровых и заражённых гельминтами 8 и 26–месячных нутрий, полученных от животных со звероферм и находящихся на частных подворьях. В кишечнике наблюдается заражения *S.mastopotamy* в 33% случаях, у 2 нутрий (частных подворьях) зарегистрирован *F. hepatica*, установлены застойная гиперемия и отек слизистой оболочки кишечника. Стоит отметить, что высокая инвазированность нутрий гельминтами наблюдается при их напольном содержании. У животных верхние отделы ворсинок тонкого отдела кишечника

местами были разрушены, клетки эпителия были вакуолизированы и набухали, часть их была слущена и находилась в составе катарального экссудата, покрывавшего слизистую оболочку.

Лимфоидная ткань реагировала на гельминтоз увеличением площади и количества лимфоидных узелков. У 8-месячных животных в стенке двенадцатиперстной кишки выявлены одиночные лимфоидные узелки, плотность их на 1 $см^2$ кишки – 3,06±0,27. Соотношение площади одиночных лимфоидных узелков к площади кишки - 0,4%. Соотношение площади всей лимфоидной ткани к площади 12-ти перстной кишки, в которой наблюдается большее количество свободных одиночных лимфатических узелков, - 0,5%. Плотность одиночных лимфоидных узелков у 26 месячных животных 0,3±0,47 на $см^2$. Также в подслизистом слое встречаются лимфогландулярные комплексы как в норме, так и при гельмнтозах. Соотношение площади всей лимфоидной ткани к площади 12-типерстной кишки – 0,314%. В сравнении с общим соотношением площади лимфоидной ткани к площади 12-типерстной кишки, наблюдается уменьшение на 0,2% этих показателей с возрастом, как в группе здоровых, так и зараженных животных. Лимфоидные образования тощей кишки у 8-месячных животных 285,34±10,2 $см^2$ представлены одиночными лимфоидными узелками, плотность их на 1 $см^2$ составляет 1,6±0,48. Соотношение площади одиночных лимфоидных узелков – 0,079%. Сгруппированные лимфоидные образования представлены лимфогландулярны ми комплексами в подслизистом слое и лимфоидными бляшками, площадь которых незначительно увеличивается при гельминтозах. В слизистой подвздошной кишки у 8 месячных нутрий встречаются одиночные лимфоидные узелки, плотность их на 1$см^2$ – 96,23±8,54. В слоях слизистой и подслизистой обнаруживаются и лимфогландулярные комплексы. В слизистой подвздошной кишки 26-месячных нутрий встречаются одиночные лимфоидные узелки, плотность которых выше, чем в 8-месячном возрасте. У животных в стенке 12-перстной кишки выявлено увеличение одиночных лимфоидных узелков, при стронгилоидозе – 3,06±1. Соотношение площади одиночных лимфоидных узелков к площади кишки 0,4%, при гельминтозе незначительно увеличено. В подслизистом слое обнаружены лимфогландулярные комплексы: плотность одиночных лимфоидных узелков в них 0,93±0,03 на 1 $см^2$ кишки, плотность самих лимфогландулярных комплексов составляет 0,623±0,04 на 1 $см^2$ кишки; при стронгилоидозе количество узелков увеличиваются до 1,16±0,47, плотность самих лимфогландулярных комплексов составляет 1,322±0,16 см.

Таким образом, у нутрий гельминты незначительно влияют на синтопию лимфоидной ткани, что связано с антигенным воздействием многочисленных простейших и микроорганизмов, в норме заселяющих желудочно-кишечный тракт этих грызунов, кроме того, лимфоидная ткань собственной пластинки способна изменяться под действием факторов внешней среды, например, под действием pH воды и корма и/или при изменениях состава рациона в зверохозяйствах.

Клинические особенности течения гельминтозов у лабораторных животных, некоторые патоморфологические и иммунологические изменения

В динамике патогенеза гельминтозов хорошо просматриваются процессы, характерные для становления иммунного ответа. С целью выяснения степени влияния инвазий на гематологические показатели экспериментальных животных провели исследования периферической крови здоровых и спонтанно инвазированных гельминтами крыс (рис. 6). В результате анализа полученных данных при исследовании периферической крови у крыс отмечается снижение общего количество лейкоцитов.

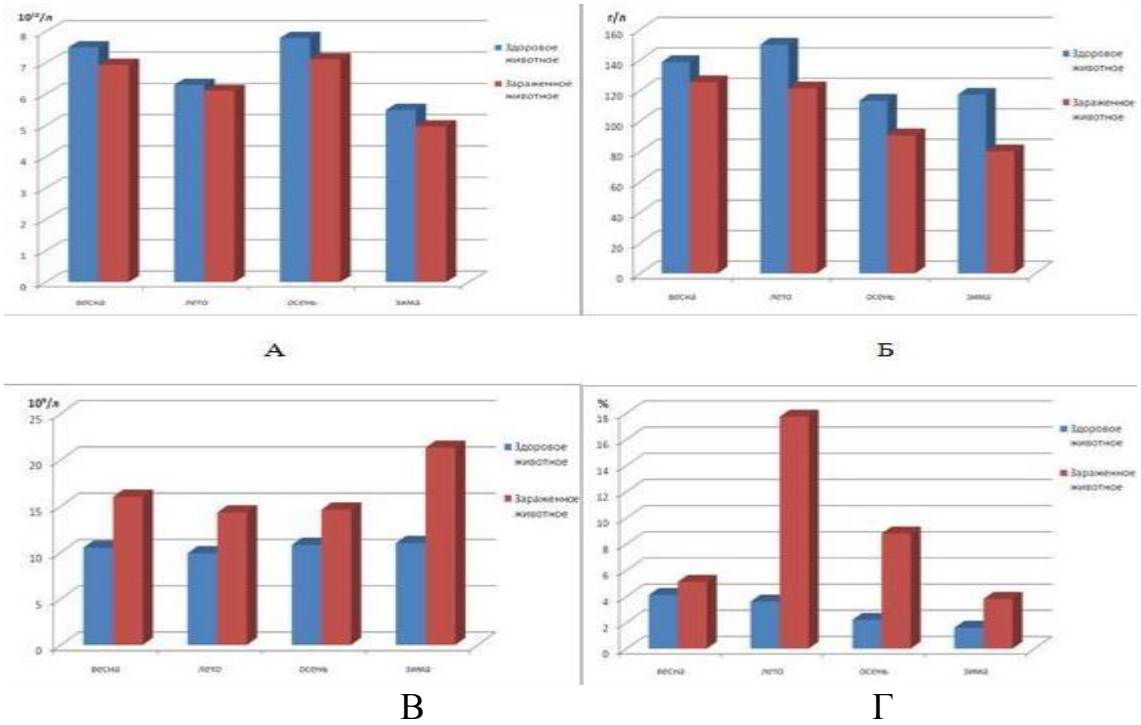

Рисунок 6 – Результаты исследования периферической крови в зависимости от сезона года у белой крысы: эритроциты (А), гемоглобин (Б), лейкоциты (В), эозинофилы (Г)

Так, при гельминтозах у крыс выявлено повышение эозинофилов от 5,0±0,6 до 17,73±2,72 в зависимости от сезона года. Количество эритроцитов уменьшилось от 6,94±0,17 до 4,97±0,22, количество гемоглобина уменьшилось от 125,3±2,00 до 80,0±27,9 и лейкоцитов 16,0±1,2 до 21,3±2,0 увеличилось.

Таким образом, исследование крови крыс в динамике показали, что под влиянием паразитарных антигенов существенно изменяется морфологический состав крови. Достоверно уменьшается количество эритроцитов и уровень гемоглобина, увеличивается количество лейкоцитов и эозинофилов. Все эти показатели находятся в прямой зависимости от интенсивности инвазии.

Особенности поведенческих реакций крыс при гельминтозах в тестах «открытое поле» и «принудительное плавание с нагрузкой»

Нами были исследованы особенности поведения крыс клинически здоровых и зараженных гельминтами (гименолепидоз) в открытом поле. Тест

заключается в количественном измерении компонентов поведения животного в новом открытом пространство, это позволяет оценить динамику и выраженность элементарных поведенческих актов у грызунов в стрессогенных условиях, возникающих в ответ на помещение лабораторного животного в установку, имеющую большую площадь и интенсивность освещения, чем место его повседневного содержания.

Крыс помещали в центр «Открытого поля» и засекали время выхода из центрального квадрата. Как известно, в «Открытом поле» у крыс проявляется защитно–оборонительная реакция. Эмоциональный статус животного оценивали по числу болюсов. Подсчитывали число пересеченных квадратов, как показатель горизонтальной двигательной активности, число вертикальных стоек - показатель вертикальной двигательной активности, число дефекаций и уринаций, рассчитывали сумму дефекаций и уринаций. Определяли время реакции замирания, время реакции обнюхивания и время груминга, а также проверку результатов на нормальное распределение. Так как значения времени груминга, числа дефекаций и уринаций не подчинялись закону нормального распределения, сравнение их средних показателей проводили с помощью критерия знаков. В итоге изменений в поведении у спонтанно зараженных грызунов не зафиксировали.

Далее для изучения особенностей поведенческих реакций проводили тест «принудительное плавание с нагрузкой». Первое плавание животных проводили с целью рандомизации животных по устойчивости к физической нагрузке. Каждое животное по одному самцу помещают в цилиндр с водой, диаметром 18 см, высотой 40 см, т.е. достаточного размера для того, чтобы крысы в нем могли свободно плавать с грузом. Температура воды поддерживается в пределах +29-+30°С. Наибольшие различия в группах здоровых и инвазированных крыс отмечены в группе экспериментального моделирования гименолепидоза. Крысы, у которых был зарегистрирован гименолепидоз, показали меньшую продолжительность плавания (здоровые крысы плавают с 10% грузом от массы тела более 12 минут, крысы умеренно инвазированные гельминтами плавали 7,5±3 минуты). Отмечали увеличение ЧДД и пульса после принудительного плаванья: у здоровых крыс пульс повышался на 5% и дыхание на 8%, у заражённых крыс после принудительного плавания пульс возрастал на 7,5%, а дыхание - 11,5%, что свидетельствует о напряжении систем, обеспечивающих гомеостаз. В связи с тем, что адаптационные резервы снижены у животных, инвазированных гельминтами, происходят изменения функций ряда органов и систем, что приводит к искажению результатов экспериментальных исследований в области биологии и медицины, а нередко делает невозможным проведение эксперимента.

Учитывая вышесказанное, необходимо комплексное исследование животных, которых планируется использовать в экспериментах и надлежащих размножению. При выявлении гельминтозов проводить своевременную дегельминтизацию и карантинирование. Только в этом случае возможно получение второго здорового потомства и адекватной оценки эксперимента.

Особенности собственного кристаллогенеза мочи и сыворотки крови мелких грызунов при моделировании гельминтозов

Современный этап развития медицинской и биологической науки характеризуется широким внедрением кристаллографических методов исследования. При исследовании методом трихинеллоскопии и методом переваривания в искусственном желудочном соке проб мышечной ткани от лабораторных животных и нутрий личинки трихинелл не обнаружили ни в одной пробе. Для уточнения ряда аспектов патогенеза трихинеллеза у грызунов нами было проведено их экспериментальное заражение. Для изучения возможности применения диагностики на основе кристаллообразования биосубстратов у здоровых грызунов и при альвеококкозе и трихинеллезе, в качестве скрининговых исследований были проведены изучения дегидратированных биосред инвазированных животных, мыши массой 45-50 г и крысы массой 75-100 г. Мыши были заражены *Trichinella spiralis* (штамм ВИГИС) и *Echinococcus multilocularis* (штамм ВИГИС). Забор мочи и фекалий производился безаппаратным способом. Пробы мочи были взяты у здоровых и зараженных гельминтами животных (трихинеллез, альвеококкоз, гименолепидоз) с использованием принудительного плавания. Отметим, что наблюдаются четкие вариации кристаллоскопической картины, как между видами животных, так и между их условной нормой и патологией (гельминтоз) и воздействия физической нагрузки – (плавание).

Результат высушивания мочи мышей, зараженных *T. spiralis*, в отличие от животных с гименолепидозом, значительно отличается от фаций, полученных от здоровых животных. Так, при свободной кристаллизации исследуемого биосубстрата четко выявляются «прямоугольники», по химической природе являющиеся холестерином и его производными, отсутствующие в фации здоровых мышей. Сыворотка крови более тонко реагирует на присутствие гельминта, однако каких-либо точных критериев, у животных инвазированных гименолеписами, как в случае с трихинеллезной или альвеококкозной инвазией, нами не обнаружено. Вполне возможно, что при увеличении дозы заражения впоследствии будут выявлены изменения и при этих гельминтозах, однако, использование кристаллоскопии в качестве диагностической методики при гименолепидозе у лабораторных грызунов нецелесообразно, даже в виде просеивающих методов при использовании сыворотки крови. В связи с травматичностью, более эффективным методом диагностики, является гельминтоовоскопия.

Нами также была проанализирована кристаллоскопическая картина мочи здоровых и инвазированных альвеококками и гименолеписами крыс. Выявлено, что кристаллизация биосубстрата значительно отличается от характерной для мыши, что наиболее четко проявляется в отношении одиночных и дендритных кристаллов. Таким образом, после проведенного морфометрического анализа результатов свободного кристаллогенеза мочи мелких грызунов были зарегистрированы четкие «паттерны», позволяющие говорить об их особой кристаллоскопической структуре, о наличии выраженных сдвигов, связанных с

заражением животных тканевыми гельминтозами. К общим чертам, по нашему мнению, относятся достоверное снижение равномерности распределения структурных элементов по текстуре фации у больных тканевыми гельминтозами крыс *A. multilocularis T.spiralis* по сравнению со здоровыми ($p<0,05$), сопровождаемое выраженным ростом степени деструкции фации у представителей опытной группы по отношению к контрольной ($p<0,05$) с практически полного отсутствия данных тенденций до умеренного разрушения элементов картины, что указывает на четко визуализируемую хаотизацию свободного кристаллогенеза мочи крыс. Те же изменения выявлены и в сыворотке крови. Помимо нарастания СДФ при тканевых гельминтозах, отмечали аналогичную картину при физической нагрузке у крыс, инвазированных гименолеписами. Выявленные в отношении фаций мочи мышей в норме и при патологии тенденции сходно проявляются и при исследовании дегидратированных образцов изучаемой биожидкости крыс (здоровых и зараженных *E. multilocularis*). Поэтому метод можно предложить, как прогностическую и диагностическую технологию. При диагностике гельминтозов ЖКТ более эффективными и простыми являются классические гельминтоовоскопические методы, группируясь сами при кристаллизации, кроме того являются центром кристаллизации, повышают индекс структурируемости. Однако для диагностических целей исследование копрофильтрата не представляет интереса, в связи с активным заселением микроорганизмами ЖКТ, вследствие чего появляется сложность в интерпретации паттернов как тезиграфических, так и кристаллоскопических. Но для тканевых гельминтозов возможна кристаллоскопическая диагностика рассмотренных гельминтозов у мышей и крыс с применением количественных методов описания результатов кристаллизации мочи грызунов с учетом дополнительных критериев. Данная технология позволит усовершенствовать методы получения и накопления личинок трихинелл от лабораторных животных, в т.ч. и для получения антигенов. Была выявлена зависимость кристаллогенных свойств мочи крыс от примененной инвазирующей дозы, возраста и пола. Таким образом, несомненна необходимость разработки интегрального критерия оценки при гельминтозах, прежде всего для прогнозирования заболевания и уточнения ряда звеньев патогенеза. Однако возможность кристаллодиагностики гельминтозов пока остается дискутабельной.

Зараженность объектов окружающей среды яйцами гельминтов, и мероприятия по профилактике паразитозов лабораторных животных.

Из обследованных нами объектов (клетки для животных, гранулированные корма из кормушек, кормушки и поилки, подстилка, предметы ухода) на первом месте по загрязненности яйцами гельминтов оказалась подстилка из клеток мышей и крыс и загрязнения с сетчатого пола в клетках кроликов. Кроме того, исследовали смывы с тела лабораторных животных.

При исследовании проб подстилки из клеток мышей яйца гельминтов (цестод и нематод) выявляли 66,67% случаев, обсемененность подстилки из клеток крыс была ниже и составила 19,05%. При обследовании соскобов с сетчатого пола клеток кроликов в 32,0% случаев обнаруживали яйца пассалюрусов в количестве 5-20 экз, что зависело от консистенции исследуемой массы, при исследовании влажных загрязнений находили больше яиц, чем в сухих соскобах. Значительно ниже была обсемененность яйцами гельминтов предметов ухода за мышами и крысами (5%), кормов, взятых из кормушек мышей и крыс (5,56%), а также смывов с клеток мышей (7,14%). Количество яиц гельминтов в пробах с этих объектов колебалась от 1 до 3 экз. В смывах с клеток и тела крыс яиц гельминтов не находили, в то время как яйца в количестве 1-3 экз. в пробе выявляли на теле мышей в 7,14% случаев. Относительно высокая обсемененность кроличьих кормушек и поилок связана с тем, что они расположены на полу и в клетках и постоянно загрязняются фекалиями. При введении в 2015 году в работу вивария КГМА барьерной системы все вышеуказанные пробы были свободны от яиц гельминтов.

Организационно-хозяйственные мероприятия, направленные на предупреждение заболеваний лабораторных грызунов гельминтозами, заключаются в обеспечении соответствующих условий кормления и содержания: поддержание чистоты виварiев, ограничение использования деревянных клеток, проведение обработки инвентаря дезрастворами (5% растворами хлорной извести или лизола достаточно эффективно 0,3% раствором азида натрия). Навоз требуется обезвреживать биотермически с добавлением 0,3% раствора азида натрия, уничтожающего яйца гельминтов, но в отличие от других дезинфектантов, не вызывающих почвенной катастрофы; необходимо исключить возможность проникновения синантропных животных и птиц на территорию вивария; нужно проводить своевременную дезинсекцию; при вводе в виварий нового поголовья следует проводить 30-дневное карантинирование с 2-кратным гельминтоовоскопическим исследованием по методам Фюллеборна и Калантарян. При обнаружении гельминтозов животных изолировать и провести дегельминтизацию; перед вывозом животных из вивария для проведения исследований на кафедрах необходимо подвергать их паразитологическим обследованиям; проводить гельминтологические исследования каждый два месяца, и при обнаружении гельминтов проводить дегельминтизацию. Для дегельминтизации необходимо применять высокоэффективные антигельминтики широкого спектра действия с низкой токсичностью и возможностью перорального группового применения. Групповому применению должны предшествовать испытания на небольших группах 3-5 животных, и лишь при отсутствии побочных эффектов, через 72 часа дегельминтизировать поголовье. После дегельминтизации лабораторных животных не рекомендуется использовать в репродуктивных целях в течение 7-10 дней. Эффективность дегельминтизации определять по истечении 3-4 недель. С целью определения благополучия проводить комплексные исследования: гельминтоовоскопию и гельминтологические вскрытиями.

Ведущее значение в профилактике гельминтозов принадлежит соблюдению норм личной и общественной гигиены, борьбе с дикими грызунами, мухами, и др., проведению курсов повышения квалификации по паразитозам грызунов для работников вивария, необходимостью следить за соблюдением техники безопасности при работе с лабораторными животными на кафедрах. При выявлении гельминтозов у студентов или сотрудников не позднее 12 часов отправить экстренное извещение в территориальный центр Госсанэпиднадзора. Больного не госпитализируют, лечат амбулаторно. Лица, имеющие гельминтозы, общие для человека и грызунов, допускаются к работе после 1-го цикла лечения, долечивание и контроль над эффективностью лечения возможны без отстранения этих лиц от работы.

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

У лабораторных животных и нутрий обнаружены следующие гельминты: мыши: *S. obvelata* (43,6%), *A. tetraptera* (48,0%), *M. muris* (0,7%), *R. straminea* (28,9%), *H. diminuta* (26,01%); крысы: *S. obvelata* (11,57%), *A. tetraptera* (10,74%), *R. straminea* (17,04%), *H. diminuta* (8,03%); кролики: *P. ambiguus* (87,07%), *C. pisiformis* (3,40%); нутрии: трематода *F. hepatica* (22,22%), *S. mastopotamy* (33,33%). Морские свинки свободны от инвазий.

После введения барьерной и изоляторной системы гельминтов у лабораторных животных не обнаружено. В открытой системе гельминтозы широко распространены: у мышей 60,0%, у крыс 36,66%. В полуоткрытой системе с частичным соблюдением ветеринарно-санитарных требований зараженность мышей в 1,75, а крыс в 1,47 раза ниже, чем в открытой. Главным фактором передачи инвазии от больных к здоровым является подстилка в клетках, где обсеменённость яйцами и личинками достигает 66,67%.

Наиболее высокие показатели ЭИ гельминтами зафиксированы в осенний (91,46%) и зимний (90,57%) периоды. Летом ЭИ была низкой – 51,19%.

В возрастном аспекте часто заражаются гельминтами молодые мыши (93,55%), у 50-60 дневных ЭИ достигает до 71,55%, у 3-6-месячных до 68,57% и у животных старше 6 месяцев - до 42,6 %. Наиболее подвержены заболеванию гельминтами самцы мышей и крыс: у самцов ЭИ составляла 83,08%, а у самок – 70,76%.

При гельминтозах у крыс выявлено повышение количество эозинофилов от 8,0±0,67% до 17,73±2,72% в зависимости от сезона года. Количество эритроцитов уменьшилось от 6,94±0,17 до 4,97±0,22 (10^{12}/л), количество гемоглобина уменьшилось от 117,33±1,56 до 80,0±27,9 (г/л), а лейкоцитов увеличилось от 16,0±1,2 до 21,3±2,0 (10^{9}/л).

Четкие вариации кристаллоскопической картины зависят от возраста, пола и вида инвазии. По сравнению со здоровыми животными, у инвазированных при альвеоккокозе возрастает количество одиночных кристаллов и аморфных тел, при трихинеллезе - количество одиночных кристаллов, при гименолепидозе - количество центров кристаллизации.

Наибольшие различия в группах здоровых и инвазированных крыс отмечены в эксперименте модели принудительного плавания крыс. Адаптационные резервы снижены у животных, инвазированных гельминтами, что приводит к искажению результатов экспериментальных исследований в области биологии и медицины и нередко делает невозможным проведение эксперимента.

ПРАКТИЧЕСКИЕ ПРЕДЛОЖЕНИЯ

По материалам диссертации разработаны и утверждены на секциях «Инвазионные болезни животных» Отделения ветеринарной медицины РАН «Рекомендации по борьбе с гименолепидозом в виварияx», Киров, Кировская ГМА, Вятская ГСХА, 2009; «Методические рекомендации по иммуноморфологическим исследованиям кишечника при паразитозах», Киров, Кировская ГМА, Вятская ГСХА, 2010; «Методические положения по уничтожению мух и оводов в продуктах убоя и трофеях охоты», Киров, Кировская ГМА, Вятская ГСХА, 2016.

СИСОК ОПУБЛИКОВАННЫХ РАБОТ ПО ТЕМЕ ДИССЕРТАЦИИ

1. Ашихмин С.П. Перспективы применения кристаллографичексих методов диагностики альвеококкоза в Кировской области / С.П. Ашихмин, О.Б. Жданова, О.В. Масленникова, О.А. Пестрикова, Л.Р. Мутошвили, А.К. Мартусевич, П.Г. Распутин, Е.С. Клюкина // Российский паразитологический журнал №1. Москва. – 2011. – С. 94-99.
2. Ашихмин С.П. Эколого-биологические и лечебно-диагностические аспекты альвеококкоза. / С.П. Ашихмин, И.А. Редькин, О.Б. Жданова, П.Г. Распутин, Л.Р. Мутошвили, Е.С. Клюкина // «Теоретическая и прикладная экология», 2011. - №1. – С. 101-105.
3. Ашихмин С.П. Новые методологические решения в патоморфологии гельминтозов / С.П. Ашихмин, О.Б. Жданова, Е.С. Клюкина, А.Н. Парамонова, Л.Р. Мутошвили // Российский паразитологический журнал. – 2010. - №.4. - С. 74-83.
4. Жданова О. Б. Индикаторная роль кристаллографии в паразитологии / О.Б. Жданова, Л. Р. Мутошвили, А. К. Мартусевич // Сб. ст. Всероссйиской научно-практической конференции, посвященной 90-летию со дня рождения д.в.н., профессора В. А. Лыжиной «Теоретические и практические вопросы ветеринарной медицины». – Киров. – 2007. – С. 64-65.
5. Жданова О. Б. К вопросу о переносе информации при формировании дегидратированных тезиосистемы и кристаллоскопической фации / О.Б. Жданова, Л.Р. Мутошвили, А.К. Мартусевич // Сб. ст. Всероссийской научно-практической конференции, посвященной 90-летию со дня рождения д.в.н., профессора В. А. Лыжиной «Теоретические и практические вопросы ветеринарной медицины». – Киров. – 2007. – С. 60-63.
6. Жданова О.Б. Биокристалломика трихинеллеза / О.Б. Жданова, А.К. Мартусевич, О.А. Пестрикова, М.А. Видякина, Л.Р. Мутошвили,

Л.А. Написанова // Всер.научн- практическая конференция «Теория и практика борьбы с паразитарными болезнями» РАСХН, Москва. – 2009 - С.161-163.

7. Жданова О.Б. Современные региональные и хирургические аспекты альвеококкоза и совершенствование мер борьбы с ним / О.Б. Жданова, И.А. Редькин, П.Г. Распутин, В.А. Журавлев, О.А. Пестрикова, Л.Р. Мутошвили //Всер.научно-практическая конференция // «Теория и практика борьбы с паразитарными болезнями» РАСХН, Москва. – 2009. - С. 164-166.
8. Жданова О.Б. Паразитозы грызунов и мероприятия, направленные на предупреждение заболеваний / О.Б. Жданова, С.П. Ашихмин, О.В. Масленникова, О.В. Пестрикова, В.А. Козвонин, Е.С. Клюкина, Л.Р. Мутошвили //Всер.научно-практическая конференция // «Теория и практика борьбы с паразитарными болезнями» РАСХН, №1, Москва. – 2010. - С. 189-191.
9. Жданова О.Б. К вопросу саливадиагностическим альвеококкоза / Жданова О.Б., А.К Мартусевич, Л.Р. Мутошвили //Современные достижения стоматологии, труды Всероссийской конференции с международным участием, Киров. – 2014. - С. 6-7.
10. Мартусевич А. К. Дегидратационная самоорганизация биосред как молекулярно-биохимический подход в диагностике паразитозов человека и животных /А.К Мартусевич, О.Б. Жданова, Ф.П. Коваленко, Ю.А. Киселева, Л.Р. Мутошвили // Сб. тр. VI Всеросс. научно-практ. конф. «Генодиагностика инфекционных болезней - 2007» («Молекулярная диагностика-2007»). – Москва. – 2007. – Т. 1. – С. 52-53.
11. Мартусевич А.К. Кристаллоломика биологических субстратов лабораторных животных: возможности и перспективы / А. К. Мартусевич, О. Б. Жданова, Ю. А. Киселева, Л. Р. Мутошвили // Нижегородские ведомости медицины. – 2008. - №7. – С. 38-42.
12. Мартусевич А. К. Кристаллоскопическая картина мочи и копрофильтрата мелких лабораторных грызунов / А.К. Мартусевич, О.Б. Жданова, Л.Р. Мутошвили, А.А. Тотьменинов // Тез. докл. XX Съезда Физиологического общества им. И. П. Павлова. – 2007. – С. 327-328.
13. Мутошвили Л.Р. Прижизненная диагностика трихинеллеза методом кристаллоскопии /Л.Р. Мутошвили, О.Б. Жданова, А.К. Мартусевич // Современные проблемы природопользования, охотоведения и звероводства. ГНУ ВНИИОЗ РАСХН. – Киров. – 2007. – С. 306-307.
14. Мутошвили Л.Р. Региональные и хирургические вопросы E. Multilocularis / Л.Р. Мутошвили, О.Б. Жданова, П.Г. Распутин, И.А. Редкин // Наука нового века-знания молодых: Сборник статей 9-й научной конференции аспирантов и соискателей: в 2 ч. – Киров. – 2009. – С. 180-183.
15. Мутошвили Л.Р. Влияние некоторых дезинфектантов на инвазионные биоагенты и оценка их безопасности для окружающей среды / Л.Р. Мутошвили, Е.С. Клюкина, С.П. Ашихмин, О.Б. Жданова, Л.И. Домрачева и др. // В сборнике: Проблемы региональной экологии в условиях устойчивого развития Материалы VII Всероссийской научно-практической

конференции: в 2 частях. Редакционная коллегия: Т.Я. Ашихмина, Л.И. Домрачева, И.Г. Широких и др.. 2009. – С. 66-69.

16. Мутошвили Л.Р. Азид натрия – перспективный консервант и дезинфектант / Л.Р. Мутошвили, Л.И. Домрачева, О.Б. Жданова, Л.Б. Попов, С.П. Ашихмин // Наука нового века-знания молодых: Сборник статей 9-й научной конференции аспирантов и соискателей: в 2 ч. – Киров 2009. – С.171-179.
17. Мутошвили Л.Р. Особенности распространения и профилактики гименолепидоза / Л.Р. Мутошвили, О.Б. Жданова, С.П. Ашихмин // «Современные научно-практические достижения в ветеринарии» - Киров. - 2012. – С. 53-55.
18. Мутошвили Л.Р. Гельминтозы лабораторных крыс и их значение / Л.Р. Мутошвили, О.Б., Жданова, О.В. Часовских //Международный журнал прикладных и фундаментальных исследований. – 2016. - №7. – С. 125.
19. Мутошвили Л.Р. Изменения морфологических параметров крови и некоторые особенности поведения грызунов и плотоядных, зараженных нематодами / Л.Р. Мутошвили, О.Б. Жданова, О.Б. Часовских, И.И. Окулова, Ю.А. Березина, З.Н. Бельтюкова, А.Е. Кокорина. // Международный журнал прикладных и фундаментальных исследований. – 2016. - № 10-1. – С. 70 - 73.
20. Мутошвили Л.Р. Особенности лимфоидной ткани крыс, зараженных *t. spiralis* / Л.Р. Мутошвили, О.Б. Жданова, Н.А. Сунцова, Л.А. Написанова //Международный журнал прикладных и фундаментальных исследований. - 2016. - №10-2. – С. 339.
21. Mutoshvili L. R. Lifetime diagnostics of trichinellosis by method of crystalloscopy / L. R. Mutoshvili, O. B., Zhdanova A. K. Martusevich // Recent problems of nature use, game biology and fur farming: Proceedings. Of International Scientific and Practical Conference dedicated to the 85th anniversary of Russian Research Institute of Game Management and Fur Garming (May 22-25, 2007) SSI VNIIOZ RAAS. – Kirov. – 2007. – P. 547.