РОССИЙСКИЙ ПАРАЗИТОЛОГИЧЕСКИЙ ЖУРНАЛ

№ 4, 2010

Международный журнал по фундаментальным и прикладным вопросам паразитологии

Журнал зарегистрирован Федеральной службой по надзору за соблюдением законодательства в сфере коммуникаций и охране культурного наследия (ПИ № ФС 77-26864 от 12 января 2007 г.).

Выходит ежеквартально.
Распространяется в Российской Федерации и других странах.
Статьи рецензируются.

Учредитель: ГНУ «Всероссийский научно-исследовательский институт гельминтологии имени К.И. Скрябина».

Адрес редакции: 117218, Россия, г. Москва, ул. Б. Черемушкинская, 28.
Тел.: (495) 124-33-35, факс: (495) 124-56-55
E-mail: vigis@ncport.ru
http://www.rpj.nxt.ru

Отпечатано в типографии Россельхозакадемии: 115598, Россия, г. Москва, ул. Ягодная, 12
Тел.: (495) 650-67-21, 329-45-00, факс: (495) 650-99-44
E-mail: typograf@km.ru
Тираж 500 экз. Заказ №
Формат 70x108/16. Объем

При перепечатке ссылка на журнал обязательна.
Статьи аспирантов публикуются бесплатно.

Журнал входит в Перечень изданий, рекомендованных ВАК для публикации материалов докторских и кандидатских диссертаций.
Индекс в каталоге агентства «Роспечать» в разделе «Журналы России» в рубрике «Издания Академий наук» – **80269**.

© «Российский паразитологический журнал»

Редакция

Успенский А.В. – главный редактор, член-корреспондент РАСХН (ВНИИ гельминтологии им. К.И. Скрябина)

Архипов И.А. – зам. главного редактора, доктор ветеринарных наук, профессор

Архипова Д.Р. – ответственный редактор, кандидат биологических наук

Малахова Е.И. – редактор, доктор ветеринарных наук, профессор

Новик Т.С. – редактор, доктор биологических наук, профессор

Редакционный совет

Акбаев М.Ш., доктор ветеринарных наук, профессор (Московская государственная академия ветеринарной медицины и биотехнологии им. К.И. Скрябина)

Бенедиктов И.И., доктор биологических наук, профессор (ВНИИ гельминтологии им. К.И. Скрябина)

Василевич Ф.И., академик РАСХН (Московская государственная академия ветеринарной медицины и биотехнологии им. К.И. Скрябина)

Горохов В.В., доктор биологических наук, профессор (ВНИИ гельминтологии им. К.И. Скрябина)

Дахно И.С., доктор ветеринарных наук, профессор (Сумской аграрный университет, Украина)

Заблоцкий В.Т., доктор биологических наук, профессор (Всероссийский институт экспериментальной ветеринарии)

Касымбеков Б.К., доктор ветеринарных наук, профессор (Кыргызский НИИ животноводства, ветеринарии и пастбищ, Кыргызстан)

Мовсесян С.О., член-корреспондент РАН (Центр паразитологии ИПЭЭ им. А.Н. Северцова РАН)

Начева Л.В., доктор биологических наук, профессор (Кемеровская государственная медицинская академия)

Никитин В.Ф., доктор ветеринарных наук, профессор (ВНИИ гельминтологии им. К.И. Скрябина)

Петров Ю.Ф., академик РАСХН (Ивановская государственная сельскохозяйственная академия)

Сафиуллин Р.Т., доктор ветеринарных наук, профессор (ВНИИ гельминтологии им. К.И. Скрябина)

Сергиев В.П., академик РАМН (Институт медицинской паразитологии и тропической медицины им. Е.И. Марциновского Московской медицинской академии им. И.М. Сеченова)

Сивков Г.С., доктор ветеринарных наук, профессор (ВНИИ ветеринарной энтомологии и арахнологии)

Сулейменов М.Ж., доктор ветеринарных наук (Казахский НИВИ, Казахстан)

Шестеперов А.А., доктор биологических наук, профессор (ВНИИ гельминтологии им. К.И. Скрябина)

Якубовский М.В., доктор ветеринарных наук, профессор (Институт ветеринарной медицины им. С.Н. Вышелесского, Беларусь)

Bankov I., профессор (Институт экспериментальной патологии и паразитологии Болгарской академии наук, София)

Malczewski A., профессор (Институт паразитологии Польской академии наук, Варшава)

Sakanari J.A., профессор (Центр по изучению паразитарных болезней Калифорнийского университета, Сан-Франциско, США)

СОДЕРЖАНИЕ

ФАУНА, МОРФОЛОГИЯ, СИСТЕМАТИКА ПАРАЗИТОВ

БИТТИРОВ А.М., САРБАШЕВА М.М., БИТТИРОВ А.М., КАНОКОВА А.С., АРДАВОВА Ж.М. Фауна гельминтов сельскохозяйственных животных Кабардино-Балкарской Республики..... 6

ГАДАЕВ Х.Х. Нематодофауна косули (*Capreolus capreolus*) в условиях Центрального Кавказа..... 9

ГАДЖИЕВ И.Г., АТАЕВ А.М., ГАЗИМАГОМЕДОВ М.Г. Фауна гельминтов домашних и диких псовых (*Canidae*) в равнинном поясе Дагестана..... 12

ДЖУГУРЯН Э.С., ПЕТРОВ Ю.Ф. Гельминтофауна птиц семейства *Anatidae* в период сезонных перелетов через центральные районы Нечерноземной зоны Российской Федерации..... 16

ЕГОРОВ С.В. Фауна слепней (Diptera, Tabanidae) в центральном районе Нечерноземной зоны России..... 19

ЕСАУЛОВА Н.В., НАЙДЕНКО С.В., ЛУКАРЕВСКИЙ В.С., ЭРНАНДЕС-БЛАНКО Х.А., СОРОКИН П.А., ЛИТВИНОВ М.Н., КОТЛЯР А.К., РОЖНОВ В.В. Паразитофауна хищных млекопитающих Уссурийского заповедника..... 22

МАСЛЕННИКОВА О.В. Гельминтофауна лесной куницы (*Martes martes* L.) в Кировской области..... 29

ВЗАИМООТНОШЕНИЯ В СИСТЕМЕ «ПАРАЗИТ–ХОЗЯИН»

БИБИК О.И. Патоморфологический контроль изменений в органах и тканях половой системы трематоды *Dicrocoelium lanceatum* после воздействия антигельминтика фаскоцида..... 41

ЭКОЛОГИЯ И БИОЛОГИЯ ПАРАЗИТОВ

БАРАНОВА Н.В. Изучение ситуации по постодиплостомозу на территории Курской Области..... 45

ЭПИЗООТОЛОГИЯ, ЭПИДЕМИОЛОГИЯ И МОНИТОРИНГ ПАРАЗИТАРНЫХ БОЛЕЗНЕЙ

БАЙСАРОВА З.Т., ИРИСХАНОВ И.В., ДАВУДОВ Д.М., ГАЙРАБЕКОВ Р.Х. Особенности эпизоотологии стронгилятозов пищеварительного тракта овец в Чеченской Республике..... 48

ДЕМИЛОВА Д.И. Распространение нематодироза крупного рогатого скота в предгорной зоне Чеченской Республики..... 52

РАДИОНОВ А.В., АРХИПОВ И.А. Распространение нематодозов крупного рогатого скота при разной технологии содержания в России..... 54

РАЗИКОВ Ш.Ш., ШОДМОНОВ И.Ш., АДЫЛОВА М.Х. Роль диких животных (плотоядных, парнокопытных и грызунов) в эпизоотологии эхинококкоза в Республике Таджикистан..... 59

ШАРОВА А.О., ГЛАМАЗДИН И.Г. Эпизоотологические аспекты криптоспоридиоза рептилий в условиях неволи..... 64

ПАТОГЕНЕЗ, ПАТОЛОГИЯ И ЭКОНОМИЧЕСКИЙ УЩЕРБ

АБАКУМОВ В.И., ГАСАНОВ Р.Р., САЛИМОВ В.А. Патоморфология почек крупного рогатого скота при саркоцистозе и его осложнениях микстинвазиями..... 69

ЖДАНОВА О.Б., АШИХМИН С.П., КЛЮКИНА Е.С., ПАРАМОНОВА А.Н., МУТОШВИЛИ Л.Р. Новые методологические решения в патоморфологии гельминтозов..... 74

БИОХИМИЯ, БИОТЕХНОЛОГИЯ И ДИАГНОСТИКА

БЕРЕЖКО В.К., ТХАКАХОВА А.А., САСИКОВА М.Р. Белковый спектр трехдневных экскреторно-секреторных продуктов культивируемых протосколексов *Echinococcus granulosus* и *E. multilocularis*..... 83

ЛЕЧЕНИЕ И ПРОФИЛАКТИКА

АРХИПОВ И.А., РАДИОНОВ А.В., БЕЛОВА Е.Е., САДОВ К.М., АРХИПОВА А.И. Антигельминтная эффективность вигисокса при гельминтозах овец... 89

МУСАЕВ М.Б., ШАМХАЛОВ М.В., АЗАЕВ Г.Х., АДЗИЕВА Х.М., АБДУЛМАГОМЕДОВ С.Ш., МАГОМЕДОВ О.А., ШАМХАЛОВ В.М. Эффективность празифена при гельминтозах овец и коз..... 93

САРБАШЕВА М.М., БИТТИРОВ А.М., АРДАВОВА Ж.М., АРИПШЕВА Б.М., БИТТИРОВ А.М. Улучшение санитарно-паразитологического состояния объектов окружающей среды в Кабардино-Балкарской Республике..... 98

СМИРНОВ А.А., БЕЛОВА Е.Е., САДОВ К.М., АРХИПОВ И.А. Эффективность празивера при гельминтозах лошадей..... 101

МЕТОДИЧЕСКИЕ РЕКОМЕНДАЦИИ

ШЕМЯКОВА С.А., НОВАК М.Д. Методические рекомендации по иммунодиагностике и профилактике острой формы фасциолеза крупного рогатого скота..... 106

ШЕСТЕПЕРОВ А.А., КОЛЕСОВА Е.А. Методические рекомендации по проведению производственных испытаний глободероустойчивых сортов картофеля (демонстрационные опыты)..... 112

RUSSIAN PARASITOLOGICAL JOURNAL
CONTENTS

FAUNA, MORPHOLOGY, SYSTEMATICS OF PARASITES

BITTIROV A.M., SARBASHEVA M.M., BITTIROV A.M., KANOKOVA A.S., ARDAVOVA G.M. Fauna of helminthes of agricultural animals in Kabardino-Balkarian Republic..... 6

GADAEV H.H. Fauna of nematodes of roe deer (*Capreolus capreolus*) in the Central Caucasus..... 9

GADZHIEV I.G., ATAEV A.M., GAZIMAGOMEDOV M.G. Fauna of helminthes of domestic and wild Canidae in the plane zone of Dagestan..... 12

DZHUGURJAN E.S., PETROV Ju.F. Helminthes fauna of birds of family *Anatidae* in seasonal migration through the central areas of the Nonchernozem zone of the Russian Federation..... 16

EGOROV S.V. Fauna of gadflies (Diptera, Tabanidae) in the central area of Nonchernozem zone of Russia..... 19

ESAULOVA N.V., NAIDENKO S.V., LUKAREVSKII V.S., HERNANDEZ-BLANCO J.A., SOROKIN P.A., LITVINOV M.N., KOTLYAR A.K., ROZHNOV V.V. The parasitofauna of carnivores in Ussuriisky reserve..... 22

MASLENNIKOVA O.V. Helminth fauna of forest marten (*Martes martes* L.) in the Kirov area..... 29

RELATION IN SYSTEM «PARASITE–HOST»

BIBIK O.I. Pathomorphological control of changes in organs and tissues of *Dicrocoelium lanceatum* after treatment with fascocid..... 41

ECOLOGY AND BIOLOGY OF PARASITES

45

BARANOVA N.V. Studying of the situation on posthodiplostomosis in Kursk region.....

EPIZOOTOLOGY, EPIDEMIOLOGY AND MONITORING OF PARASITIC DISEASES

BAJSAROVA Z.T., IRISHANOV I.V., DAVUDOV D.M., GAJRABEKOV R.H. Features of epizootology of gastrointestinal strongylatosis of sheep in the Chechen Republic..... 48

DEMILOVA D.I. Distribution of nematodirosis of cattle in premountain zone of the Chechen Republic..... 52

RADIONOV A.V., ARKHIPOV I.A. Distribution of cattle nematodosis at different technology of the maintenance in Russia..... 54

RAZIKOV S.S., SHODMONOV I.S., ADYLOVA M.H. The role of wild animals (carnivorous, artiodactyl and rodents) in epizootology of echinococcosis in Tadjikistan..... 59

SHAROVA A.O., GLAMAZDIN I.G. Epizootological aspects of cryptosporidiosis of reptiles in captivity..... 64

PATHOGENEZIS, PATHOLOGY AND ECONOMIC DAMAGE 69

ABAKUMOV V.I., GASANOV R.R., SALIMOV V.A. Pathomorphology of kidneys of cattle at sarcocystosis and its complications mixtinvasions.....

ZHDANOVA O.B., ASHIHMIN S.P., KLJUKINA E.S., PARAMONOVA A.N., MUTOSHVILI L.R. New methodological decisions in pathomorphology of helminthes..... 74

BIOCHEMISTRY, BIOTECHNOLOGY AND DIAGNOSTICS

BEREZHKO V.K., THAKAHOVA A.A., SASIKOVA M.R. Albuminous spectrum of three-day excretory-secretory products of cultivated *Echinococcus granulosus* and *E. multilocularis* protoscolexes..... 83

TREATMENT AND PROPHYLACTIC 89

ARKHIPOV I.A., RADIONOV A.V., BELOVA E.E., SADOV K.M., ARKHIPOVA A.I. Efficacy of vigisox against helminthosis of sheep..... 93

MUSAEV M.B., SHAMHALOV M.V., AZAEV G.H., ADZIEVA H.M., ABDULMAGOMEDOV S.S., MAGOMEDOV O.A., SHAMHALOV V.M. Efficiency of prazifen at helminthosis of sheep and goats..... 98

SARBASHEVA M.M., BITTIROV A.M., ARDAVOVA Z.M., ARIPSHEVA B.M., BITTIROV A.M. Improvement of sanitary-parasitologic conditions of objects of environment in Kabardino-Balkarian Republic..... 101

SMIRNOV A.A., BELOVA E.E., SADOV K.M., ARKHIPOV I.A. Efficacy of praziver at helminthosis of horses..... 106

МЕТОДИЧЕСКИЕ РЕКОМЕНДАЦИИ

SHEMJAKOVA S.A., NOVAK M.D. Methodical recommendation on immunodiagnosis and preventive maintenance of the sharp form of fasciolosis of cattle..... 112

SHESTEPEROV A.A., KOLESOVA E.A. Methodical recommendation for realization of industrial tests of глободероустойчивых grades of potato (demonstration experiences).....

УДК 619:616.995.1

ФАУНА ГЕЛЬМИНТОВ СЕЛЬСКОХОЗЯЙСТВЕННЫХ ЖИВОТНЫХ КАБАРДИНО-БАЛКАРСКОЙ РЕСПУБЛИКИ

А.М. БИТТИРОВ[1]
соискатель
М.М. САРБАШЕВА[2]
кандидат медицинских наук
А.М. БИТТИРОВ[1]
доктор биологических наук
А.С. КАНОКОВА[1]
кандидат биологических наук
Ж.М. АРДАВОВА[1]
соискатель
[1] Кабардино-Балкарская государственная сельскохозяйственная академия им. В.М. Кокова, 360030, г. Нальчик, ул. Тарчокова, 1а, e-mail: bam_58@mail.ru
[2] Кабардино-Балкарский государственный университет им. Х.М. Бербекова 360004, Нальчик, ул. Чернышевского, 173

Изучена фауна гельминтов сельскохозяйственных животных на территории Кабардино-Балкарской Республики. Наибольшее количество видов гельминтов (129) зарегистрировано у птиц. Гельминтофауна животных Кабардино-Балкарской Республики представлена нематодами (172 вида), трематодами (122 вида), цестодами (42 вида).

Ключевые слова: эпизоотология, трематода, нематода, цестода, трихинеллез, эхинококкоз, финноз, Кабардино-Балкарская Республика.

Одним из основных вопросов паразитологической науки остается углубленное изучение фауны гельминтов животных для обеспечения максимального уровня профилактики паразитозов [1, 3]. На современном этапе необходимо разрабатывать и осуществлять региональные мониторинговые программы по изучению биоразнообразия паразитарных комплексов сельскохозяйственных животных [2, 5–7]. В структуре паразитарных болезней животных 84,7 % приходится на гельминтозы, 15,3 % составляют протозойные болезни [4]. В XXI в. назрела необходимость разработки методов эколого-эпизоотологического мониторинга для количественной оценки эпидемической значимости различных объектов окружающей среды в передаче инвазионного материала, распространения паразитарных инвазий и проведения эффективных профилактических мероприятий.

Целью работы было изучение гельминтофауны сельскохозяйственных животных в Кабардино-Балкарской Республике.

Материалы и методы

Работа проведена в 2005–2009 гг. на территории Кабардино-Балкарской Республики. Для изучения гельминтофауны и особенностей циркуляции возбудителей исследовали 2000 животных разных видов в 57 приусадебных хозяйствах. Во время работы использовали копрологические, серологические, санитарно-паразитологические, эпизоотологические и статистические мето-

ды исследований. Гельминтологическое обследование животных проводили уксусно-эфирным методом, методом Като, перианального соскоба, иммуноферментного анализа. Для обследования на наличие в сыворотке крови иммуноглобулинов класса G к антигенам гельминтов использовали иммуноферментную тест-систему «Вектор-Бест». При учете результатов исследуемую сыворотку крови считали положительно реагирующей с антигеном, если значение оптической плотности этой сыворотки (в разведении 1 : 100) превышало значение оптической плотности диагностического контрольного образца на стрипах с этим же антигеном более чем на 30 %. Гельминтофауна животных в условиях равнинной, предгорной и горной зон Кабардино-Балкарской Республики, интенсивность и экстенсивность инвазии устанавливали, используя методы гельминтоовоскопии по Фюллеборну, полных и неполных гельминтологических вскрытий пищеварительного тракта по Скрябину (1928) в различные сезоны года. Для определения зараженности телят криптоспоридиями исследовали мазки фекалий, окрашенные по Циль-Нильсену. Полученные данные обрабатывали статистически.

Результаты и обсуждение

В настоящее время на территории Кабардино-Балкарской Республики у животных зарегистрировано 69 видов гельминтов животных. За время исследований в связи с реформами и кризисами в сельском хозяйстве произошли коренные изменения в структуре поголовья животных, которые не могли не отразиться на их гельминтофауне. Количество поголовья животных в 2009 г. по сравнению с 2005 г. резко изменилось: общественное поголовье уменьшилось в 2,3 раза, в индивидуальном секторе увеличилось в 1,7 раза.

В результате проведенных исследований нами у лошадей зарегистрировано 48 видов гельминтов, принадлежащих трематодам – 2 вида, цестодам – 4, нематодам – 42 вида; у коров – 37 видов, в том числе трематод – 5, цестод – 7, нематод – 25 видов; у овец и коз – 69 видов, в том числе трематод – 5 видов, цестод – 8, нематод – 56 видов; у яков – 12 видов, в том числе трематод – 2 вида, цестод – 5, нематод – 25 видов; у собак – 21 вид, принадлежащих к трематодам – 1 вид, цестодам – 4, нематодам – 16 видов. Наибольшее количество видов гельминтов зарегистрировано у птиц (домашнего гуся) – 129, из которых трематод – 107 видов, цестод – 14, нематод – 8 видов (табл. 1).

1. Гельминтофауна животных 90-х годов XX в.
(А.М. Биттиров, 1992) и по данным наших исследований (2009)

Вид животного	Зарегистрировано видов гельминтов		Из них					
			трематоды		цестоды		нематоды	
	1	2	1	2	1	2	1	2
Крупный рогатый скот	28	37	3	5	5	7	20	25
Мелкий рогатый скот	46	69	3	5	6	8	37	56
Як	12	32	1	2	3	5	8	25
Лошадь	32	48	1	2	3	4	28	42
Собака	14	21	–	1	3	4	11	16
Птица (гусь)	77	129	63	107	9	14	5	8
Всего, абс.	208	336	71	122	29	42	110	172
Всего, %	61,9	100	58,2	100	69,1	100	64,0	100

Примечание. 1 – 90-е годы XX в.; 2 – 2009 г.

Число видов гельминтов у животных в настоящее время стало больше, в том числе трематод – на 41,8 %, цестод – на 30,8 и нематод – на 36,0 % (в среднем – на 38,1 %). В составе гельминтофауны животных Кабардино-

Балкарской Республики наиболее распространены нематоды (172 вида), затем трематоды (122) и цестоды (42).

Это объясняется малой эффективностью противогельминтозных мероприятий, проводимых в республике за последние годы. Изменение климатогеографических и экологических факторов, структурны сельского хозяйства также способствовали увеличению биоразнообразия гельминтофауны у животных всех видов. Главнейшими факторами, определяющими существование и распространение видов, служат влажность, температура, интенсивность солнечной инсоляции и состав растительного покрова. В Кабардино-Балкарской Республике за последние десятилетия произошли существенные изменения агроклиматических условий – рост суммы осадков, увеличение числа теплых дней в зимний период.

Нами изучено распространение трихоцефалеза овец в Кабардино-Балкарской Республике. Трихоцефалез овец обнаружен во всех климатических зонах, причем, с наибольшей частотой в предгорной зоне – 36,7 % (t 12–15 °С, влажность 80 %) и равнинной зоне – 24,2 % (t 17–19 °С, влажность 60 %). Это обусловлено климатом этих зон, благоприятным для развития возбудителя трихоцефалеза овец. При корреляционном анализе между численностью поголовья овец на 100 га сельскохозяйственных угодий и пораженностью их трихоцефалами установлена сильная прямая корреляционная связь в предгорной зоне (r +1), средняя в равнинной (r +0,7), слабая в горной зоне (r +0,4). Следует отметить, что трихоцефалез овец наиболее широко распространен в районах с развитым овцеводством, что отражается на эпизоотической ситуации.

В Кабардино-Балкарской Республике зараженность телят криптоспоридиями составила в предгорной зоне 57 % и равнинной 38 %. Высокая инвазированность телят криптоспоридиями приобретает эколого-эпизоотическое значение и требует глубокого изучения.

Литература

1. *Алиев Ш.К.* Пути повышения эффективности противопаразитарных мероприятий при гельминтозах животных и птиц // Тр. Всерос. ин-та гельминтол. – 1997. – Т. 37. – С. 19–21.
2. *Василевич Ф.И.* Поиск новых путей профилактики паразитарных болезней животных // Вет. практика. – 2003. – № 2. – С. 22–24.
3. *Горохов В.В.* Фасциолез животных // Ветеринария. – 1986. – № 4. – С. 43–45.
4. *Косминков Н.Е.* Биологические основы профилактики гельминтозов животных. Уч. по вет. паразитол. – 1999. – С. 77–80.
5. *Устарханов А.И.* Биоразнообразие паразитарных комплексов сельскохозяйственных животных // Вестник РАСХН. – 2002. – № 2. – С. 122–125.
6. *Петров Ю.Ф.* Усовершенствование системы санитарно-гельминтологического надзора в объектах животноводства // Матер. докл. науч. конф. Всерос. о-ва гельминтол. «Теория и практика борьбы с паразитарными болезнями». – М., 2007. – С. 202–205.
7. *Сергиев В.П.* Экологические аспекты эпидемиологии, эпизоотологии и профилактики паразитозов в РФ // Гигиена и санитария. – 2005. – № 4. – С. 37–40.

Fauna of helminthes of agricultural animals in Kabardino-Balkarian Republic

A.M. Bittirov, M.M. Sarbasheva, A.M. Bittirov, A.S. Kanokova, G.M. Ardavova

The helminthes fauna of agricultural animals in Kabardino-Balkarian Republic is investigated. The greatest quantity of helminthes species (129) is registered at birds. In structure of helminthes fauna of animal in Kabardino-Balkarian Republic are the most distributed nematodes (172 sp.), then trematodes (122 sp.) and cestodes (42 sp.).

Keywords: epizootology, Trematoda, Nematoda, Cestoda, Kabardino-Balkarian Republic.

УДК 619:616.995.132:639.111.12

НЕМАТОДОФАУНА КОСУЛИ (*Capreolus capreolus*) В УСЛОВИЯХ ЦЕНТРАЛЬНОГО КАВКАЗА

Х.Х. ГАДАЕВ
кандидат биологических наук
Чеченский государственный университет,
364097, г. Грозный, ул. Шерипова, 32, e-mail: chgu@mail.ru

Изучена гельминтофауна косули. Видовой состав легочных гельминтов представлен десятью видами нематод: *Dictyocaulus filaria, D. eckerti, Protostrongylus raillieti, P. hobmairi, P. kochi, P. davtiani, P. skrjbini, Mullerius capillaris, Cystocaulus vsevolodovi, C. nigrescens*.

Ключевые слова: косуля, легочные гельминты, Центральный Кавказ.

Зараженность косуль гельминтами в различных регионах РФ составляет 9–12 % [1–5]. Смирнова (1978) обнаружила в Забайкалье у косуль *Protostrongyilus kochi, P. skrjbini, Mullerius capillaris, Capreocaulus capreoli*. Пупков (1964) зарегистрировал *Dictyocaulus filaria*, *D. eckerti*, Рухлядев (1964) *D. hadweni*. В разных странах выявлены различные виды протостронгилид *P. capreoli* – в Англии, ЧССР, *C. capreoli* – в Германии (1939), *Capreocaulus spp.* – в Швеции (1970) [4, 5]. В условиях Центрального Кавказа данных по исследованию гельминтофауны косули мало. Общность пастбищ у диких и домашних животных, а также наличие общих промежуточных хозяев создают благоприятные условия для обмена между этими двумя сообществами животного мира [6]. Для решения задач по борьбе с гельминтозами животных хозяйства и поголовья частного сектора горных районов нуждаются в рекомендациях, поэтому разработка новых и совершенствование существующих методов борьбы с легочными гельминтозами в период многоукладных хозяйств является актуальным. Для организации научно-обоснованных мер борьбы с гельминтозами овец и коз в республиках Центрального Кавказа необходимы знания фауны и биологии гельминтов и особенностей эпизоотологии отдельных гельминтозов (протостронгилид), в том числе у диких животных, как возможных резервуаров легочных стронгилят.

В связи с этим целью работы было изучение фауны гельминтов косули в условиях Центрального Кавказа.

Материалы и методы

Экспедиционными маршрутами нами установлено обитание косули в горной лесной и горной луговой зоне, в районах Итум-Кали, Шарой, Ведено, Зандак, Чеберлой, Кири, Дай, Хечарой-Эхк, Кинхой. В различные сезоны 2006–2009 гг. методом гельминтологических вскрытий по Скрябину (1928) исследовали трупы 21 косули разных возрастов из разных районов (Шаройский, Веденский, Шатойский, Итум-Калинский) Чеченской республики. Камеральную обработку материала и определение вида гельминтов проводили в паразитологическом отделе Чеченской РВЛ. При исследовании легких использовали метод компрессорных исследований легочной ткани в компрессории МИС-7.

Обнаруженных гельминтов собирали и фиксировали по общепринятой методике. При этом учитывали возраст животного, экстенсивность (ЭИ, %) и интенсивность (ИИ, экз./гол.) заражения отдельными видами гельминтов с учетом зоны распространения. Копроларвоскопические исследования проб проводили ежесезонно с применением методов Вайда и Бермана. Фекалии собирали в местах водопоя и специально организованных подкормок. Всего исследовано 478 проб фекалий.

Результаты и обсуждение

В горах Чеченской республики у косули в легких, трахее, бронхах, альвеолярных ходах выявлено 10 видов легочных нематод: *Dictyocaulus filaria* (Rudolphi, 1809), *D. eckerti* (Skriabin, 1931), *Protostrongylus raillieti* (Schulz, Orloff et Kutass, 1933), *P. hobmaieri* (Schulz, Orloff et Kutass, 1933), *P. kochi* (Schuls, Orloff et Kutass, 1933), *P. davtiani* (Sovma, 1940), *P. skrjbini* (Boev, 1936), *Muellerius capillaris* (Mueller, 1899; Cameron, 1927), *Cistocaulus vsevolodovi* (Boev, 1946), *C. nigrescens* (Lerke, 1911, Schulz, Orloff et Kutass, 1933).

Из общего числа исследованного поголовья зараженными пятью видами – *P. kochi, P. hobmaieri, D. filaria, M. capillaris, C. nigressens,* оказались две косули (11,7 %), тремя видами – *P. kochi, P. hobmaieri, M. capillaris*, три косули (17,6 %), двумя видами – *P. kochi, P. hobmaieri*, 5 косуль (31 %), *P. kochi, M. capillaris* – 2 косули (10,8 %), *D. filaria, M. capillaris* – 3 косули (17,6 %) (табл. 1).

Доминирующее положение по частоте встречаемости и интенсивности заражения среди легочных гельминтов занимает *P. hobmaieri* с ЭИ 23,8 % и ИИ 8–34 экз./гол., затем *P. davtiani* с ЭИ 28,5 % и ИИ 7–40 экз./гол., *P. raillieti* с ЭИ 19,0 % и ИИ 9–34 экз./гол., *C. nigrescens* с ЭИ 19, 0 % и ИИ 4–24 экз./гол.

Данные наших исследований показывают низкие показатели ЭИ и ИИ *D. eckerti* (4,8 %), *D. fillaria* (9,5 %).

1. Гельминтофауна косули (*Capreolus capreolus*) по результатам вскрытий

№ п/п	Вид гельминтов	Исследовано, гол.	Из них заражено, гол.	ЭИ, %	ИИ, экз./гол.
1.	*Dictyocaulus filaria*	21	2	9,5	17,2±1,5
2.	*D. eckerti*	21	1	4,8	7,4±0,8
3.	*Cystocaulus vsevolodovi*	21	3	14,2	8,9±0
4.	*Protostrongyilus raillieti*	21	4	19,0	20,5±1,9
5.	*P. hobmaieri*	21	5	23,8	21,0±2,4
6.	*P. kochi*	21	3	14,2	14,6±1,3
7.	*P. davtiani*	21	6	28,5	23,4±1,8
8.	*Muellerius capillaris*	21	3	14,2	26,6±2,1
9.	*C. nigrescens*	21	4	19,0	13,9±1,2
10.	*P. skrjbini*	21	3	14,2	39,1±4,2

По данным копроларвоскопических исследований высокая ЭИ установлена *P. davtiani* – 17,2 %, *P. skrjbini* – 11,9, *P. hobmaieri* – 10,8, *M. capillaris* – 10,0 %; низкая – *D. eckerti* 3,9 % (табл. 2). Высокая ИИ составила 20,5±1,8 и 16,0±1,2 экз. *P. hobmaieri* и *P. skrjbini* соответственно, низкая – *D. eckerti* – 4,4±0,3 экз./гол. и *C. vsevolodovi* – 3,8±0,2 экз./гол. Литературные данные и результаты наших исследований позволяют считать, что гельминтофауна дыхательной системы косули не очень богата, хотя потенциальную возможность заражения легочными стронгилятами можно признать высокой.

2. Гельминтофауна косули (*Capreolus capreolus*) по данным копроларвоскопии

№ п/п	Вид гельминтов	Исследовано проб	Из них заражено	ЭИ, %	Среднее кол-во личинок в 1 г фекалий, экз.
1.	*Dictyocaulus eckerti*	478	19	3,9	4,4±0,3
2.	*D. filaria*	478	28	5,8	13,8±1,2
3.	*Protostrongylus raillieti*	478	26	5,6	7,0±0,5
4.	*P. hobmaieri*	478	52	10,8	20,5±1,8
5.	*P. kochi*	478	45	9,5	6,6±0,3
6.	*P. davtiani*	478	82	17,2	14,1±0,9
7.	*P. skrjbini*	478	57	11,9	16,0±1,2
8.	*Mullerius capillaris*	478	48	10,0	10,5±1,1
9.	*Cystocaulus vsevolodovi*	478	38	7,9	3,8±0,2
10.	*C. nigrescens*	478	29	6,0	7,5±0,6

Таким образом, у косули на Центральном Кавказе наиболее распространенными видами легочных гельминтов являются *P. hobmaieri, M. capillaris, P. davtiani, P. skrjbini*. Большинство гельминтов, зарегистрированных у косули, имеет широкий круг хозяев диких и домашних животных. Этот факт позволяет допускать возможность обоюдного взаимообмена гельминтами между дикими и домашними животными в условиях их естественных биоценозов.

Литература

1. *Алиев Н-К.К.* и др. Проблемы сохранения эндемичных, редких и исчезающих животных высокогорья Республики Дагестан. – Владикавказ, 1998. – С. 445–447.
2. *Баданин Н.В.* К вопросу о гельминтозной фауны косули Заилийского Ала-Тау // Тр. Казах. НИВИ. – 1940. – Т. 4. – С. 327–333.
3. *Бенцель В.* Косули в свете современных представлений и охотников ФРГ. Ч. 2 и 3. – М.,1971. – С. 26.
4. *Приедитис А.* Взаимосвязь веса косуль с интенсивностью инвазии гельминтозами. – Рига, 1976. – С. 155–157.
5. *Данн А.М.* Дикое жвачное животное, как резервуарный хозяин гельминтозной инвазии. Пер. с англ. яз. – М., 1968. – С. 51.
6. *Фазлаева С.Е., Самигулин Р.Н.* Об экологических факторах взаимоотношений между паразитом и хозяином при стронгилятозах // Ветеринария. – 1994. – № 12. – С. 25–29.

Fauna of nematodes of roe deer (*Capreolus capreolus*) in the Central Caucasus

H.H. Gadaev

Fauna of nematodes of roe deer is investigated. The specific structure of pulmonary helminthes is submitted by 10 species of nematodes: *Dictyocaulus filaria, D. eckerti, Protostrongylus raillieti, P. hobmairi, P. kochi, P. davtiani, P. skrjbini, Mullerius capillaris, Cystocaulus vsevolodovi, C. nigrescens*.

Keywords: косуля, легочные гельминты, the Central Caucasus.

УДК 619:616.995.1

ФАУНА ГЕЛЬМИНТОВ ДОМАШНИХ И ДИКИХ ПСОВЫХ (*Canidae*) В РАВНИННОМ ПОЯСЕ ДАГЕСТАНА

И.Г. ГАДЖИЕВ
соискатель
А.М. АТАЕВ
доктор ветеринарных наук
М.Г. ГАЗИМАГОМЕДОВ
кандидат биологических наук
Дагестанская государственная сельскохозяйственная академия, 367032, г. Махачкала, ул. Гаджиева, д. 180, тел. 8-8722-67-83-12, e-mail: Dgsha-ruk@yandex.ru

Изучена фауна гельминтов и эпизоотология гельминтозов домашних и диких псовых в равнинном поясе Дагестана. Собаки заражены в равнинном поясе 21 видами гельминтов, волки 10, лисицы 18, шакалы 8. Зараженность собак гельминтами составляет 0,5–53,5 % при интенсивности инвазии 1–43 экз., волков 5,0–15,0 % при ИИ 1–11 экз., лисиц 5,0–15,0 % при ИИ 1–7 экз., шакалов 5,0–10,0 % при ИИ 1–5 экз.

Ключевые слова: фауна, гельминты, собака, волк, лисица, шакал, эпизоотология, зараженность, Дагестан.

Эпизоотология гельминтозов домашних и диких псовых в равнинном поясе Дагестана не изучена, а имеющиеся данные фрагментарны и касаются отдельных вопросов фауны гельминтов собак, лисиц, волка и шакала [2–6]. Вместе с тем, домашние и дикие псовые являются источником инвазии социально опасных, природно-очаговых гельминтозов – описторхоза, эхинококкоза, токсокароза, трихинеллеза, дирофиляриоза, а также ряда инфекционных болезней.

В равнинном поясе Дагестана имеется более 75 тыс. собак, в том числе около 40 тыс. пастушьих и прифермерских. Большую эпизоотологическую и эпидемиологическую опасность представляют бродячие собаки, особенно в крупных населенных пунктах, где их число достигает 500 особей. Одичавшие собаки мигрируют между населенными пунктами, нередко нападая на животных и человека.

Видовой состав гельминтов домашних и диких псовых не изучен в равнинном поясе Дагестана, что очень актуально в научном и практическом плане.

Цель работы – изучить фауну гельминтов домашних и диких псовых, особенности распространения, показатели их зараженности при разных экологических условиях.

Материалы и методы

Исследования проводили в 2006–2009 гг. в равнинном поясе Дагестана. Всего вскрыто 180 трупов собак и по 20 волков, лисиц и шакалов. Кроме того, на фермах, вблизи водопоя животных, около мусорных, выгребных ям исследовано 250 проб фекалий собак.

В работе использовали метод полного гельминтологического вскрытия по Скрябину, последовательного промывания фекалий, флотации с насыщенным раствором аммиачной селитры.

Результаты и обсуждение

Результаты, полученные по гельминтофаунистическому комплексу домашних и диких псовых, приведены в таблице 1. Данные таблицы показывают, что собаки инвазированы в равнинном поясе Дагестана 21 видами гельминтов, при общей их зараженности 78,0 %. Экстенсивность инвазии варьирует в пределах 0,5–53,3 %, интенсивность инвазии 1–43 экз. Собаки интенсивно инвазированы *Alaria alata, Taenia hydatigena, T. ovis, Echinococcus granulosus, Mesocestoides lineatus, Ancylostoma caninum, Toxocara canis, Toxascaris leonina, T. mystax, Uncinaria stenocephala, Crenosoma vulpis* (ЭИ 10,0–53,3 %, ИИ 2–43 экз.). Экстенсивность инвазии, равная 23,3–53,3 %, отмечена *T. hydatigena, E. granulosus, A. caninum, T. canis, T. leonina, T. mystax, U. stenocephala*. Собаки слабо инвазированы *Opisthorchis felineus, Metorchis xanthosomus, Dicrocoelium lanceatum, T. pisiformis, Multiceps multiceps, Dioctophyme skrjabini, Spirocerca lupi, Dirofilaria immitis, D. repens* (ЭИ 0,5–9,7 %, ИИ 1–12 экз.).

Приотарные собаки чаще заражены имаго *T. hydatigena, T. ovis, T. pisiformis, E. granulosus, M. multiceps* с ЭИ 3,3–53,3 % и ИИ 2–37 экз. У собак, содержащихся во дворах, чаще обнаруживали *A. caninum, A. alata, T. canis, T. leonina, T. mystax, U. stenocephala* с ЭИ 15,0–29,3 % и ИИ 6–43 экз. Бродячие собаки в сельских населенных пунктах заражены *A. alata, E. granulosus, T. hydatigena, A. caninum, T. canis, T. leonina, U. stenocephala* с ЭИ 10,0–47,7 % и ИИ 6–32 экз. Экстенсивность инвазии *A. alata, T. hydatigena, E. granulosus, A. caninum, T. canis, T. leonina* одичавших собак составила 12,0–29,3 % при ИИ 5–36 экз. *O. felineus, M. xanthosomus* зарегистрированы среди собак в рыболовецких населенных пунктах, расположенных вдоль западных берегов Северного Каспия и в г. Махачкале. Декоративные породы собак, содержащиеся в домах и квартирах, инвазированы *M. xanthosomus, E. granulosus, A. caninum, T. canis, T. leonina, U. stenocephala, D. immitis, D. repens* на 1,6–9,7 % при ИИ 2–8 экз.

Волки заражены в равнинном Дагестане 10 видами гельминтов при общей зараженности 28,0 %. Экстенсивность инвазии колеблется в пределах 5,0–15,0 % при ИИ 1–11 экз. Причем максимальные значения экстенсивности инвазии – 15,0 % и ИИ 9–11 экз., зарегистрированы *E. granulosus*, 10,0 % и 3–6 экз. – *T. hydatigena, T. canis, T. leonina*.

Лисицы инвазированы в равнинном Дагестане 18 видами гельминтов при общей зараженности 29,0 %. Экстенсивность инвазии варьирует в пределах 5,0–10,0 % при ИИ 1–7 экз. Относительно интенсивно лисицы заражены *M. xanthosomus, A. alata, D. lanceatum, E. granulosus, M. lineatus, C. vulpis, T. canis, T. leonina, U. stenocephala* – ЭИ 10,0 % и ИИ 3–7 экз. *O. felineus, M. xanthosomus* зарегистрированы у лисиц в районе Аграханского полуострова. Дополнительными хозяевами этих трематод являются 8 видов карповых рыб – вобла, лещ, карась, густера, красноперка, сапа, синец, линь [1].

Шакалы заражены 8 видами гельминтов при общей зараженности 21,0 %. Экстенсивность инвазии колеблется в пределах 5,0–10,0 % при ИИ 1–5 экз. ЭИ 10,0 % и ИИ 3–4 экз. отмечены *A. alata, T. leonina*.

Таким образом, домашние и дикие псовые заражены в равнинном поясе Дагестана 23 видами гельминтов, в том числе 4 – трематод, 7 – цестод и 12 – нематод, из которых социальную опасность представляют *O. felineus, E. granulosus, T. canis, D. immitis*. Максимальные значения зараженности собак гельминтами достигают 53,3 % при ИИ 37 экз. – *E. granulosus*, волков 15,0 % при ИИ 11 экз. – также *E. granulosus*, лисиц 10,0 % при ИИ 3–7 экз. – *M. xanthosomus, A. alata, D. lanceatum, E. granulosus, C. vulpis, T. canis, T. leonina, U. stenocephala*, шакалов 10,0 % при ИИ 3–4 экз. – *A. alata, T. leonina*. Основным источником тениидозов среди домашних жвачных являются собаки.

1. Гельминты домашних и диких псовых (*Canidae*) в равнинном поясе Дагестана

№ п/п	Вид гельминта	Собаки – 180 особей		Волк – 20 особей		Лисица – 20 особей		Шакал – 20 особей	
		Заражено, гол./%	ИИ, экз.	Заражено, гол./%	ИИ, экз.	Заражено, гол./%	ИИ, экз.	Заражено, гол./%	ИИ, экз.
1	*Opisthorchis felineus*	8/4,4	4±1,85	–	–	1/5,0	1±0,28	–	–
2	*Metorchis xanthosomus*	10/5,5	12±7,14	–	–	2/10,0	3±1,92	–	–
3	*Alaria alata*	28/15,5	6±5,27	1/5,0	4±3,56	2/10,0	6±4,73	2/10,0	3±2,68
4	*Dicrocoelium lanceatum*	14/7,7	24±7,32	1/5,0	8±5,47	2/10,0	7±3,65	1/5,0	5±4,45
5	*Taenia hydatigena*	91/50,5	7±6,53	2/10,0	3±1,96	1/5,0	4±2,88	1/54,0	3±2,18
6	*T. ovis*	26/14,4	2±1,43	1/5,0	1±0,68	1/5,0	1±0,43	–	–
7.	*T. pisiformis*	15/8,3	3±0,87	–	–	1/5,0	12±0,57	–	–
8	*Echinococaus granulosus*	96/53,3	37±9,83	3/15,0	11±7,94	2/10,0	7±6,89	1/5,0	4±2,36
9	*Multiceps multiceps*	6/3,3	4±3,77	1/5,0	1±0,13	1/5,0	2±0,55	–	–
10	*Mesocestoides lineatus*	24/13,3	2±1,94	1/5,0	2±0,66	1/5,0	2±0,47	1/5,0	1±0,53
11	*Dipylidium caninum*	39/25,5	5±4,83	2/10,0	1±0,57	2/10,0	3±1,76	1/5,0	1±0,25
12	*Acanthognata dagestanica*	–	–	–	–	1/5,0	7±5,36	–	–
13	*Ancylostoma caninum*	42/23,3	19±7,31	–	–	1/5,0	3±1,74	–	–
14	*Crenosoma vulpis*	20/11,1	7±3,35	–	–	2/10,0	4±2,38	–	–
15	*Dioctophyme skrjabini*	1/0,5	1±0,34	–	–	–	1±0,76	–	–
16	*Physaloptera sibirica*	–	–	–	–	1/5,0	–	–	–
17	*Spirocerca lupi*	1/0,5	1±0,56	–	–	–	–	–	–
18	*Toxascaris leonina*	52/29,3	38±9,31	2/10,0	5±3,27	2/10,0	3±2,86	2/10,0	4±3,14
19	*Toxocara canis*	51/28,3	43±9,87	2/10,0	6±1,38	2/10,0	3±3,32	1/5,0	2±2,13
20	*T. mystax*	48/26,6	12±6,54	1/5,0	5±4,16	1/5,0	4±4,18	1/5,0	2±1,97
21	*Uncinaria stenocephala*	42/23,3	14±8,17	–	–	2/10,0	5±3,19	–	–
22	*Dirofilaria immitis*	17/9,7	3±2,18	–	–	–	–	–	–
23	*D. repens*	16/8,8	2±1,73	–	–	–	–	–	–

Литература

1. *Атаев А.М.* Трематоды рыб Каспийского моря: Автореф. дис. … канд. биол. наук. – М., 1970. – 21 с.
2. *Атаев А.М., Шамхалов В.М.* Современное состояние эхинококкоза животных в Дагестане // Тез. докл. междунар. науч. конф. по эхинококкозу. – Махачкала: Даггоссельхозакадемия, 2000. – С. 17–18.
3. *Закариев А.Я.* Гельминты млекопитающих Северного Кавказа. – Махачкала: Даггоссельхозакадемия, 1987. – 144 с.
4. *Трунова С.А.* Фауна, биология, экология гельминтов собак в равнинном поясе Дагестана и совершенствование мер борьбы: Дис. … канд. биол. наук. – М., 2009. – 26 с.
5. *Шамхалов В.М.* Эхинококкоз, ценуроз, т. цистицеркоз и совершенствование борьбы с ними в юго-восточном регионе Северного Кавказа: Дис. … д-ра вет. наук. – М., 1988. – 468 с.
6. *Ширинов А.А.* Фауна, биология, экология гельминтов собак города Махачкала и совершенствование мер борьбы: Дис. … канд. биол. наук. – Махачкала, 2007. – 130 с.

Fauna of helminthes of domestic and wild Canidae in the plane zone of Dagestan

I.G. Gadzhiev, A.M. Ataev, M.G. Gazimagomedov

The fauna of helminthes and epizootology of helminthosis of domestic and wild Canidae in the plane zone of Dagestan are investigated. Dogs are infected with 21 species of helminthes, wolves 10, foxes 18, jackals 8. Contamination of dogs by helminthes makes 0,5–53,5 % at intensity of infection 1–43 sp., wolves – 5,0–15,0 % and 1–11 sp., foxes – 5,0–15,0 % and 1–7 sp., jackals – 5,0–10,0 % and 1–5 sp.

Keywords: fauna, helminthes, the dog, the wolf, the fox, the jackal, epizoootology, contamination, Dagestan.

УДК 619:616.995.1:639.127

ГЕЛЬМИНТОФАУНА ПТИЦ СЕМЕЙСТВА *ANATIDAE* В ПЕРИОД СЕЗОННЫХ ПЕРЕЛЕТОВ ЧЕРЕЗ ЦЕНТРАЛЬНЫЕ РАЙОНЫ НЕЧЕРНОЗЕМНОЙ ЗОНЫ РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ

Э.С. ДЖУГУРЯН
аспирант
Ю.Ф. ПЕТРОВ
академик РАСХН
Ивановская государственная сельскохозяйственная академия им. акад. Д.К. Беляева, 153012, г. Иваново, ул. Советская, 45, e-mail: parasitology-isaa@yandex.ru

В период весенних (апрель-май) перелетов через центральные районы Нечерноземной зоны РФ у птиц семейства *Anatidae* гельминтофауна представлена 21 видами (5 видов трематод, 10 – цестод, 5 – нематод, 1 – акантоцефал), а в период осенних перелетов (август-сентябрь) – 12 видами (по 4 вида трематод и цестод, 3 – нематод, 1 – акантоцефал). Птицы в период весенних перелетов заражены на 100 % при интенсивности инвазии в среднем 153,7 экз., а в период осенних перелетов – соответственно на 39,3 % и 88,3 экз.

Ключевые слова: птицы сем. *Anatidae*, гельминтофауна, интенсивность и экстенсивность инвазии.

На формирование гельминтофауны домашних водоплавающих птиц (уток и гусей), выращиваемых с использованием естественных и искусственных водоемов, существенное влияние оказывают дикие водоплавающие птицы, которые часто останавливаются на этих водоемах для отдыха в период сезонных перелетов [1–7].

Целью нашей работы было изучение гельминтофауны птиц сем. *Anatidae* в период весенних (апрель-май) и осенних (август-сентябрь) перелетов через центральные районы Нечерноземной зоны РФ (Владимирская, Ивановская, Костромская, Московская, Тверская области).

Материалы и методы

За 1970–2010 гг. в период весенних (апрель-май) и осенних (август-сентябрь) перелетов через территории Владимирской, Ивановской, Костромской, Московской, Тверской, Ярославской областей и Чувашской Республики вскрыто и исследовано 117 диких птиц из сем. *Anatidae*. Птицы сем. *Anatidae* были представлены видами *Anas strepera, A. querquedula, A. acuta, A. crecca, A. penelope, A. clypeata.* Всего у птиц сем. *Anatidae* изолировали и определили до вида 13993 экз. гельминтов.

Результаты и обсуждение

В весенний период (апрель-май) у птиц сем. *Anatidae*, перезимовавших на Черном и Каспийском морях, на водоемах Крыма, Турции, республик Закавказья и субъектов Северного Кавказа РФ обнаружен 21 вид гельминтов, в том числе 5 видов трематод, 10 – цестод, 4 – нематод, 1 – акантоцефал. Экстенсивность инвазии (ЭИ) составила 100 %, интенсивность инвазии (ИИ) колебалась в пределах 84–231 экз., а в среднем – 153,7±16,2 экз. (табл. 1). У диких уток паразитируют 17 видов гетероксенных гельминтов, а

моноксенные паразиты представлены 4 видами. В количественном составе у птиц в этот период преобладают нематоды (38 %), затем цестоды (31,6 %), трематоды (24,7 %), акантоцефалы (5,7 %). По видовому составу доминируют гетероксенные цестоды (10 видов, 47,6 %), затем трематоды, нематоды (по 5 видов, по 23,8 %) и акантоцефалы (1 вид, 4,8 %).

В период осенних перелетов (август-сентябрь) у птиц сем. *Anatidae*, гнездовавшихся в июне-июле на территории северных районов Российской Федерации, регистрировали по 4 вида трематод и цестод, 3 вида трематод и 1 вид акантоцефал (всего 12 видов), что на 9 видов меньше, чем в период весенней миграции. Кроме того, у перелетных птиц в осенний период ЭИ в 2,5 раза, а ИИ – в 1,74 раза ниже показателей у птиц весенней миграции.

Таким образом, птицы сем. *Anatidae*, перезимовавшие в бассейне Каспийского и Черного морей, на водоемах Ирана, Турции, республик Закавказья и Северного Кавказа, заражены 21 видами гельминтов, поэтому они являются источником инвазии для домашних водоплавающих птиц на территории центральных районов РФ в период весенних перелетов. Птицы сем. *Anatidae*, гнездовавшиеся на водоемах северного региона РФ, инвазированы только 12 видами гельминтов, ЭИ и ИИ их не высокие. Поэтому они в период осенних перелетов не играют значительной роли в заражении домашних водоплавающих птиц гельминтами.

Литература

1. *Гаркави Б.Л.* Тетрамероз, стрептокароз, эхинуриоз, авиосерпеноз, микрофаллидозы и парамоностомоз уток и гусей: Автореф. дис. ... д-ра вет. наук. – М., 1973.
2. *Егизбаева Х.И.* Гельминты и гельминтозы домашних водоплавающих птиц Казахстана. – Алма-Ата: Изд-во «Кайнар», 1971.
3. *Котельников Г.А.* Биология гименолепидид и гельминтологическая оценка водоемов: Автореф. дис. ... д-ра вет. наук. – М., 1966.
4. *Никулин Т.Г.* Гельминты домашних водоплавающих птиц и разработка оздоровительных мероприятий против гельминтозов, выявленных в Белорусской ССР: Автореф. дис. ... д-ра вет. наук. – М., 1970.
5. *Петров Ю.Ф.* Экология гельминтов уток и меры борьбы с вызываемыми ими гельминтозами в специализированных хозяйствах: Автореф. дис. ... д-ра вет. наук. – М., 1980.
6. *Петроченко В.И.* Акантоцефалы (скребни домашних и диких животных). – М.: Изд-во АН СССР, 1956. – Т. 1; 1958. – Т. 2.
7. *Рыжиков К.М.* Определитель гельминтов водоплавающих птиц. – М.: Наука, 1967. – 262 с.
8. *Хазиев Г.З.* Гельминты водоплавающих птиц Башкирии, динамика вызываемых ими заболеваний и гельминтологическое обследование водоемов: Автореф. дис. ... канд. вет. наук. – М., 1965.

Helminthes fauna of birds of family *Anatidae* in seasonal migration through the central areas of the Nonchernozem zone of the Russian Federation

E.S. Dzhugurjan, Ju.F. Petrov

In spring (April-May) migrations through the central areas of the Nonchernozem zone of the Russian Federation at birds of family *Anatidae* helminthes fauna is presented by 21 species (5 species of Trematoda, 10 – Cestoda, 5 – Nematoda, 1 – Acantocephala), and in autumn migrations (August-September) – 12 species (4 species of Trematoda and Cestoda, 3 – Nematoda, 1 – Acantocephala). Birds during spring migrations are infected at 100 % at intensity of infection on the average 153,7 sp. and in autumn migrations – respectively at 39,3 % and 88,3 sp.

Keywords: birds family *Anatidae*, helminthes fauna, intensity and extensiveness of infection.

1. Видовой состав гельминтов птиц сем. *Anatidae* в период сезонных перелетов через центральные районы Европейской части Российской Федерации

Вид гельминтов	В период весенних (апрель-май) перелетов (n=56)			В период осенних (август-сентябрь) перелетов (n=61)		
	ЭИ, %	ИИ, экз.	Средняя ИИ, экз.	ЭИ, %	ИИ, экз.	Средняя ИИ, экз.
Класс *Trematoda*, Rudolphi, 1808	67,9	23–51	37,9±3,5	26,8	14–26	21,5±2,2
1. *Echinostoma revolutum* (Froelich, 1808)	14,3	4–12	7,8±0,6	3,3	3–6	4,5±0,3
2. *Echinoparyphium recurvatum* (Linstow,1875)	5,4	2–6	4,2±0,3	3,3	2–4	3,0±0,2
3. *Hypodereum conoideum* (Bloch, 1782)	5,4	2–5	3,5±0,2	–	–	–
4. *Cotylurus cornufus* (Rudolphi, 1808)	25,0	6–12	9,6±0,8	9,8	4–8	6,2±0,6
5. *Notocotylus attenuatus* (Rudolphi, 1809)	25,0	9–16	12,8±1,1	11,5	5–8	7,8±0,8
Класс Cestoda, Rudolphi, 1808	89,3	31–63	48,6±3,9	18,0	8–16	12,6±1,1
6. *Aploparaksis furcigera* (Rudolphi, 1808)	3,6	4–6	5,0±0,4	–	–	–
7. *Cloacotaenia megalops* (Nitrsch in Creplin,1829)	1,8	3	3,0	–	–	–
8. *Dicranotaenia coronula* (Dujordin, 1845)	1,8	4	4,0	–	–	–
9. *Drepanidotaenia lanceolata* (Bloch, 1782)	8,9	3–6	4,8±0,5	1,6	2	2,0
10. *Fimbriaria fasciolaris* (Pallas, 1781)	32,1	2–8	5,6±0,6	3,3	1–4	2,8±0,1
11. *Microsomacantus compressa* (Linton, 1822)	35,7	4–12	9,8±0,8	3,3	1–2	1,6±0,1
12. *M. paracompressa* (Czaplinski, 1956)	32,1	6–14	10,2±1,1	6,6	4–8	6,2±0,5
13. *Myxolepis collaris* (Batsch, 1786)	1,8	3	3,0	–	–	–
14. *Sobolevicanthus gracilis* (Zeder, 1803)	5,4	1–4	2,8±0,2	–	–	–
15. *Tschertcovilepis setigera* (Froelich, 1789)	5,4	1–3	2,4±0,3	–	–	–
Класс *Nematoda*, Rudolphi, 1808	51,8	26–109	58,4±5,9	47,5	22–104	51,0±5,3
16. *Capillaria anseris* (Madsen, 1945)	1,8	2	2,0	–	–	–
17. *Thominx anatis* (Schrank, 1790)	1,8	3	3,0	–	–	–
18. *Amidostomum anseris* (Zeder, 1800)	5,4	4–6	5,0±0,4	1,6	3	3,0
19. *Ganguleterakis dispar* (Schrank, 1790)	10,7	5–12	9,6±0,8	3,3	5–8	7,2±0,6
20. *Tetrameres fissispina* (Diesing, 1861)	41,7	12–86	38,8±4,2	19,6	12–93	40,8±4,6
Класс *Acanthocephala*, Rudolphi, 1803	3,6	4–8	6,8±0,7	3,3	1–4	3,2±0,3
21. *Filicollis anatis* (Schrank, 1788)	3,6	4–8	6,8±0,7	3,3	1–4	3,2±0,3
Общая зараженность	100,0	84–231	153,7±16,2	39,3	45–150	88,3±8,5

УДК 619:576.895.772

ФАУНА СЛЕПНЕЙ (DIPTERA, TABANIDAE) В ЦЕНТРАЛЬНОМ РАЙОНЕ НЕЧЕРНОЗЕМНОЙ ЗОНЫ РОССИИ

С.В. ЕГОРОВ
кандидат биологических наук
Ивановская государственная сельскохозяйственная академия им. акад. Д.К. Беляева
153012, г. Иваново, ул. Советская, 45, e-mail: parasitology-isaa@yandex.ru

Фауна слепней центрального Нечерноземья представлена 34 видами, относящимися к 6 родам семейства Tabanidae. Выявлены качественные и количественные изменения фауны слепней под влиянием антропогенного преобразования естественных биотопов в агроценозы и урбанизации.

Ключевые слова: слепни, фауна, агроценоз, урбанизация, Нечерноземная зона России.

Слепни семейства Tabanidae – многочисленная и широко распространенная группа насекомых, причиняющих значительный ущерб животноводству. Так, в период массового лета слепней удои коров снижаются на 11–19 %, а прирост массы молодняка крупного рогатого скота – на 25–40 % [2]. В литературе данные о ландшафтных фаунистических комплексах слепней Верхневолжья отражены слабо и результаты фаунистических наблюдений приведены за 1965–1985 гг.

Цель нашей работы – изучить фауну слепней в центральном районе Нечерноземной зоны России.

Материалы и методы

Материалом для исследований служили сборы слепней, сделанные при помощи юловидных ловушек и энтомологического сачка, на пастбищах возле животных (крупный рогатый скот, лошади) и человека. Стационарные и периодические исследования проводили в естественных биотопах, агроценозах и в окрестностях населенных пунктов.

Результаты и обсуждение

На территории центра Нечерноземной зоны зарегистрировано 34 вида слепней, относящихся к 6 родам: *Chrysops, Hybomitra, Atylotus, Tabanus, Haematopota, Heptatoma.*

Наиболее богатым в видовом отношении оказался род Hybomitra, который насчитывает 12 видов кровососов (*H. arpadi* Sziadi, *H. bimaculata* Macquart, *H. distinguenda* Verral, *H. ciureai* Seguy, *H. kaurii* Chvala et Lyneborg, *H. lapponica* Wahlberg, *H. lundbecki* Linborg, *H. lurida* Fallen, *H. montana montana* Meigen, *H. muhlfeldi* Brauer, *H. nitidifrons confiformis* Chvala et Moucha, *H. tarandina* Linne). Род *Chrysops* насчитывает 6 видов (*Ch. caecutiens* Linne, *Ch. divaricatus* Loew, *Ch. pictus* Meigen, *Ch. relictus* Meigen, *Ch. rufipes* Meigen, *Ch. sepulchralis* Fabricius), род *Atylotus* – 3 вида (*A. fulvus* Meigen, *A. rusticus* Linne, *A. plebejus* Fallen), в род *Tabanus* входит 7 видов (*T. autumnalis* Linne, *T. bovines* Linne, *T. bromius* Linne, *T. cordiger* Meigen, *T. maculicornis* Zetterstedt, *T. miki* Brauer, *T. glaucopis* Meigen), в род *Heptatoma* – 1 вид *H. pellucens* Fabricius, род *Haematopota* включает 5 видов (*H. crassicornis* Wahlberg, *H. italica* Meigen, *H. pluvialis* Linne, *H. scutellata* rossica Olsufjev et Yvanisthuk, *H. subcylindrica* Pandelle).

По классификации, основанной на индексе доминирования [4], к доминирующим в фауне региона относятся 3 вида слепней (ИД > 5 %), к субдоминирующим (ИД > 3 %) и малочисленным (ИД > 1 %) – 11 и 10 видов соответственно и 13 видов слепней относятся к редким видам (ИД < 1 %).

Анализ структуры ландшафтно-географических фаунистических комплексов слепней фауны центрального Нечерноземья показывает, что основу ее составляют виды, характерные для лесной зоны России, однако по видовому разнообразию значительное место в структуре фауны занимают виды, принадлежащие к лесостепному ландшафтно-географическому комплексу.

Из доминирующих видов слепней чаще на крупный рогатый скот нападают *Haematopota pluvialis* (ИД = 28,3 %), *H. italica* (20,43 %), *Tabanus miki* (10,06 %), *T. bromius* (18,92 %). Доминирующими видами слепней, нападающих на лошадей, являются *T. bromius* (35,28 %), *T. miki* (12,21 %), *H. pluvialis* (9,09 %), *Hybomitra arpadi* (22,25 %). Человек также служит объектом нападения слепней, из которых в число доминирующих входят виды *H. pluvialis* (32,79 %), *H. italica* (19,67 %), *H. arpadi* (23,77 %).

Наименьшей избирательностью по отношению к прокормителям обладают слепни из родов *Tabanus, Haematopota* (они нападают на крупный рогатый скот, лошадей, человека, отмечено нападение видов *H. pluvialis*, *H. crassicornis* на коз). Слепни рода *Chrysops* чаще нападают на лошадей и человека, рода *Hybomitra* – на крупный рогатый скот и человека, а насекомые из рода *Atylotus* в основном питаются на лошадях и крупном рогатом скоте.

Заключение

В фауне слепней центра Нечерноземной зоны России к доминирующим видам, которые составляют более 8 % в сборах, относятся 5 видов слепней (*H. arpadi, H. pluvialis, H. italica, T. miki, T. bromius*), к субдоминантным видам (2–8 %) – 3 вида: *H. bimaculata, H. crassicornis, A. rusticus*; малочисленными (0,5–2 % от общего числа собранных слепней) являются 5 видов насекомых: *H. muehlfeldi, Ch. pictus, T. maculicornis, T. glaucopis, T. autumnalis*; к редким (менее 0,5 %) принадлежат 14 видов кровососов: *H. tarandina, H. lapponica, H. lurida, H. lundbecki, H. montana, Ch. divaricatus, Ch. caecutiens, Ch. sepulhralis, Ch. relictus, Ch. rufopes, H. subcylindrica, T. cordiger, T. bovines, A. fulvus*.

Зарегистрированные 34 вида слепней принадлежат к трем ландшафтно-фаунистическим комплексам: таежному, европейско-сибирскому лесному и лесостепному. Слепни таежного и европейско-сибирского ландшафтных фаунистических комплексов приурочены к лесным биотопам. Виды лесостепного фаунистического комплекса преобладают в открытых биотопах – по берегам рек, прудов, озер и т. п.

За последние 20 лет в фауне региона увеличилось число видов слепней – представителей европейско-сибирского фаунистического комплекса. Изменения произошли также в отношении степени обилия видов. Так, виды *H. bimaculata, T. maculicornis*, ранее считавшиеся доминирующими [1], в настоящее время относятся к субдоминирующим (ИД = 2,59) и малочисленным (ИД = 1,44 %, соответственно. Сократилось число и изменился состав субдоминантных видов: виды *Ch. caecutiens* и *Ch. sepulhralis*, ранее считавшиеся малочисленными [1], в настоящее время относятся к редким.

Такие изменения видового состава и структуры фауны произошли в результате преобразования части естественных биоценозов в агроценозы и интенсивно протекающих процессов урбанизации [3].

Литература

1. *Иваницук П.П.* Фауна слепней Ивановской области // Сб. раб. «Вопросы инвентаризации фауны». – Иваново: ИвГУ, 1992. – С. 59–62.

2. *Павлова Р.П.* Биоэкологические основы защиты крупного рогатого скота от слепней (Diptera, Tabanidae): Автореф. дис. ... д-ра биол. наук. – Тюмень, 2000. – 32 с.

3. *Петров Ю.Ф., Егоров С.В.* Фауна и экология слепней на пастбищах крупного рогатого скота в центральной Нечерноземной зоне РФ // Тр. Казанской ГАВМ. – Казань, 2003. – Ч. 1. – С. 57–59.

4. *Скуфьин К.В.* Методы сбора и изучения слепней. В серии: «Методы паразитологических исследований». – Ленинград: Наука, 1973. – Вып. 8. – 104 с.

Fauna of gadflies (Diptera, Tabanidae) in the central area of Nonchernozem zone of Russia

S.V. Egorov

Fauna of gadflies of the central Nonchernozem zone of Russia included 34 species from 6 genus of Tabanidae family. Qualitative and quantitative changes of fauna of gadflies under influence of anthropogenic transformations natural biotops to agrocenosis and urbanising are revealed.

Keywords: gadflies, fauna, agrocenosis, urbanization, Nonchernozem zone of Russia.

УДК 619:616.995.132:636.7

ПАРАЗИТОФАУНА ХИЩНЫХ МЛЕКОПИТАЮЩИХ УССУРИЙСКОГО ЗАПОВЕДНИКА

Н.В. ЕСАУЛОВА
кандидат ветеринарных наук
Московская государственная академия ветеринарной медицины и биотехнологии им. К.И. Скрябина, 109472, г. Москва, ул. акад. К.И. Скрябина, д. 23, тел. 377-69-96, e-mail: esaulova@mail.ru
С.В. НАЙДЕНКО
кандидат биологических наук
В.С. ЛУКАРЕВСКИЙ
кандидат биологических наук
Х.А. ЭРНАНДЕС-БЛАНКО
кандидат биологических наук
П.А. СОРОКИН
кандидат биологических наук
Институт проблем экологии и эволюции им. А.Н. Северцова РАН, Москва
М.Н. ЛИТВИНОВ
кандидат биологических наук
А.К. КОТЛЯР
Государственный природный заповедник «Уссурийский» им. В.Л. Комарова ДВО РАН, Уссурийск
В.В. РОЖНОВ
доктор биологических наук
Институт проблем экологии и эволюции им. А.Н. Северцова РАН, Москва

Проведено паразитологическое обследование 12 видов хищных млекопитающих Уссурийского заповедника (Приморский край). Обнаружено 11 видов гельминтов и кишечные простейшие: 3 вида из рода *Cystoisospora* и 1 вид из рода *Eimeria*. Яйца гельминтов обнаружены в 50,1 % исследованных проб фекалий. Доминирующим видом кишечных паразитов хищных млекопитающих в Уссурийском заповеднике является *Capillaria putorii*.

Ключевые слова: гельминты, *Capillaria putorii*, хищные млекопитающие, Уссурийский заповедник.

Исследования последних лет показывают необходимость паразитологических исследований при изучении редких видов животных и реализации природоохранных проектов [3, 4, 9]. Такой подход хорошо зарекомендовал себя ранее при изучении ценных промысловых зверей, в частности соболя, на котором было выполнено немало работ по гельминтологии [12].

На территории Приморского края проведен ряд исследований по распространению опасного гельминтозооноза – трихинеллеза [2–4]. Тем не менее, гельминтофауна хищных млекопитающих, как и их паразитофауна в целом, для данного региона изучена слабо. Это касается и амурского тигра (*Panthera tigris altaica*) – редкого вида, занесенного в Красную книгу Российской Федерации и Красный список МСОП, хотя ряд работ по изучению гельминтофауны этого вида и других хищных млекопитающих региона нами выполнен ранее [5–7].

Особенно актуальным становится изучение паразитофауны хищных млекопитающих в современных условиях, учитывая все возрастающее негативное воздействие охоты на биоценозы. Кроме того, на территории Государственного природного заповедника «Уссурийский» им. В.Л. Комарова ДВО РАН начат эксперимент по созданию репродуктивного ядра северной популяции дальневосточного леопарда, для чего создается вольерный комплекс для разведения и реабилитации этих хищников. Это требует проведения зооветеринарного обследования хищных млекопитающих, с которыми у дальневосточного леопарда могут быть общие паразиты.

Цель работы – паразитологическое обследование хищных млекопитающих, обитающих на территории Государственного природного заповедника «Уссурийский» им. В.Л. Комарова ДВО РАН, расположенного на юге Приморского края.

Материалы и методы

На территории Государственного природного заповедника «Уссурийский» отмечены 17 видов хищных млекопитающих [1], принадлежащих к 4 семействам (собачьи – Canidae, медвежьи – Ursidae, кошачьи – Felidae и куньи – Mustelidae). Из собачьих это енотовидная собака (*Nyctereutes procyonoides*), волк серый (*Canis lupus*), лисица (*Vulpes vulpes*) и волк красный (*Cuon alpinus*); из медвежьих – бурый (*Ursus arctos*) и гималайский (*U. thibetanus*) медведи; из куньих – барсук (*Meles leucurus*), соболь (*Martes zibellina*), харза (*Lamprogale flavigula*), ласка (*Mustela nivalis*), колонок (*Mustela sibirica*), американская норка (*Neovison vison*) и выдра (*Lutra lutra*); из кошачьих – тигр (*Panthera tigris*), леопард (*Panthera pardus*), рысь (*Lynx lynx*) и дальневосточный лесной кот (*Prionailurus bengalensis euptilura*). С целью изучения видового состава паразитов хищных млекопитающих нами были собраны фекалии от 12 видов плотоядных. Принадлежность фекалий тому или иному виду млекопитающих определяли на основании следов лап около места сбора образца, размера и формы фекалий. У обездвиженных животных фекалии брали из прямой кишки. Поскольку отличить фекалии гималайского и бурого медведей сложно, мы объединили их в одну выборку («медведи»); по той же причине фекалии соболя, колонка и харзы были объединены в выборку «мелкие куньи».

Сбор фекалий хищных млекопитающих проводили с апреля 2008 г. по октябрь 2009 г. Собранные пробы фекалий этикетировали, помещали в пластиковые пакеты и замораживали.

Нами исследована 461 проба от 12 видов хищных млекопитающих: 58 проб от собачьих (48 от енотовидных собак и 10 от лисиц), 59 – от медведей, 213 – от куньих (8 от выдр, 64 от барсуков и 141 от мелких куньих) и 131 – от кошачьих (99 от тигров, 23 от рысей и 9 от дальневосточных котов). Поскольку идентификация индивидуальной принадлежности образцов не проводилась, мы не можем исключить возможности принадлежности нескольких проб фекалий одному и тому же животному.

Гельминтокопрологические исследования проводили на кафедре паразитологии и инвазионных болезней животных Московской государственной академии ветеринарной медицины и биотехнологии им. К.И. Скрябина методом флотации с использованием насыщенного раствора аммиачной селитры. Для сравнения наличия гельминтов (яиц и личинок) у разных видов использовали метод сравнения долей [19].

Результаты и обсуждение

Из 461 пробы фекалий яйца гельминтов и кишечные простейшие были обнаружены в 231 пробе (доля проб фекалий, в которых обнаружены яйца или личинки гельминтов, составила 50,1 %). Обнаружено 11 видов гельминтов (табл. 1) и кишечные простейшие: 3 вида из рода *Cystoisospora* и 1 вид из

рода *Eimeria*. Моноинвазию наблюдали в 127 пробах (27,6 %), смешанную инвазию – в 104 пробах (22,6 %).

1. Доля проб (%) фекалий хищных млекопитающих Уссурийского заповедника, в которых обнаружены яйца или личинки гельминтов

Вид, группа видов	Число проб	Доля проб, %	Доля проб, % (моноинвазии)	Доля проб, % (смешанные инвазии)	Паразиты
Енотовидная собака	48	83,3	33,3	50,0	*Capillaria putorii*, стронгилята, *Hepaticola hepatica*, трематоды
Лисица	10	50,0	20,0	30,0	*C. putorii*, стронгилята, *H. hepatica*
Медведи	59	30,5	27,1	3,4	*Toxascaris transfuga*, *C. putorii*, *Dicrocoelium lanceatum*
Барсук	64	65,6	39,1	26,5	Стронгилята, трематоды, *Capillaria* sp., *C. putorii*
Мелкие куньи	141	23,4	12,1	11,3	Стронгилята, *C. putorii*, *Soboliphyme baturini*, *H. hepatica*, *Cystoisospora* sp., *Eimeria* sp.
Выдра	8	12,5	12,5	–	*S. baturini*
Тигр	99	85,9	37,4	48,5	*Toxocara cati*, *Taenia* sp., трематоды, *C. putorii*, стронгилята, *H. hepatica*
Дальневосточный кот	9	66,7	33,3	33,3	*Toxocara cati*, *Taenia* sp., *Capillaria putorii*, *Strongylata* sp., *H. hepatica*
Рысь	11	54,5	9,1	45,5	*T. cati*, *Taenia* sp., *C. putorii*, стронгилята, *H. hepatica*, *D. lanceatum*, *Cystoisospora* sp.

Проанализировано 58 проб фекалий собачьих, яйца гельминтов обнаружены в 45 (77,6 %). Всего у енотовидной собаки выявлено 4 вида гельминтов, у лисицы – 3 вида. Доля проб фекалий, в которых обнаружены яйца гельминтов (как общей, так и для отдельных видов паразитов), была несколько выше для енотовидных собак, чем для лисицы (рис. 1). Яйца трематод были обнаружены только у енотовидной собаки. Однако достоверных различий в проценте проб, в которых обнаружены яйца тех или иных паразитов, у этих двух видов выявлено не было.

У медведей обнаружено 3 вида гельминтов. Доля проб фекалий, в которых обнаружены яйца гельминтов, составила для *T. transfuga* 23,7 %, *C. putorii* – 5,1 %, *D. lanceatum* – 5,1 %.

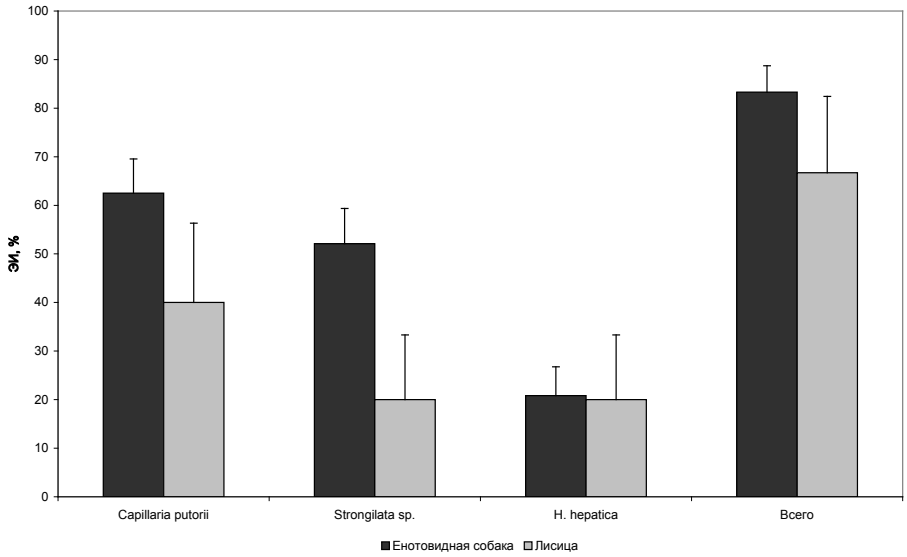


Рис. 1. Доля проб фекалий (%), в которых обнаружены яйца или личинки гельминтов, в целом и отдельных паразитов у собачьих

У куньих обнаружено: 4 вида кишечных паразитов у барсука, 1 вид – у выдры и 6 видов – у мелких куньих. Доля проб фекалий, в которых обнаружены яйца гельминтов, у мелких куньих не превышала 10 % (у выдры – 12,5 %). В то же время доля проб фекалий, в которых обнаружены яйца *Capillaria* spp. (36 % у барсука) и стронгилят, была достаточно высокой (рис. 2). Доля проб фекалий, в которых обнаружены яйца стронгилят, и общая доля проб фекалий, в которых обнаружены яйца гельминтов, были достоверно выше для барсука ($P < 0,05$), чем для остальных видов куньих. Яйца трематод и *Capillaria* spp. в фекалиях отмечены только у барсуков и не обнаружены у мелких куньих, но у последних в фекалиях обнаружены два вида кишечных простейших и *H. hepatica*, не отмеченные у барсука.

Из 119 исследованных проб фекалий кошачьих яйца гельминтов обнаружены в 97 (81,5 %). Всего у амурского тигра выявлено не менее 6 видов гельминтов, у дальневосточного кота – 5, у рыси – 7 видов. Доля проб фекалий, в которых обнаружены яйца гельминтов, у тигра оказалась выше, чем у двух других видов кошачьих ($P < 0,05$), чем у рыси (рис. 3). Достоверных различий в доле проб фекалий, в которых обнаружены яйца гельминтов, у рыси и дальневосточного лесного кота нами не выявлено. Что касается отдельных паразитов, то доля *T. cati* в экскрементах тигра была достоверно выше ($P < 0,05$), чем в фекалиях двух других видов кошачьих. Трематоды отмечены только у тигров и не обнаружены у других видов кошачьих. Встречаемость у тигра стронгилят и *H. hepatica* была значительно ниже, чем у двух других видов кошачьих, а доля проб фекалий, в которых обнаружены яйца *C. putorii* и *Taenia* sp., была примерно одинакова для всех видов.

Таким образом, у всех видов хищных, кроме выдр, обнаружены кишечные капиллярии (*C. putorii*), у всех кошачьих обнаружены нематоды *T. cati*. Доминирующим видом является *C. putorii*. Оба вида являются геогельминтами, заражение которыми хищных млекопитающих происходит при съедании ими яиц, развивающихся до инвазионной стадии во внешней среде. Заражение токсокарами возможно также при поедании резервуарных хозяев – мышевидных грызунов, а также лактогенным путем в период кормления котят материнским молоком.

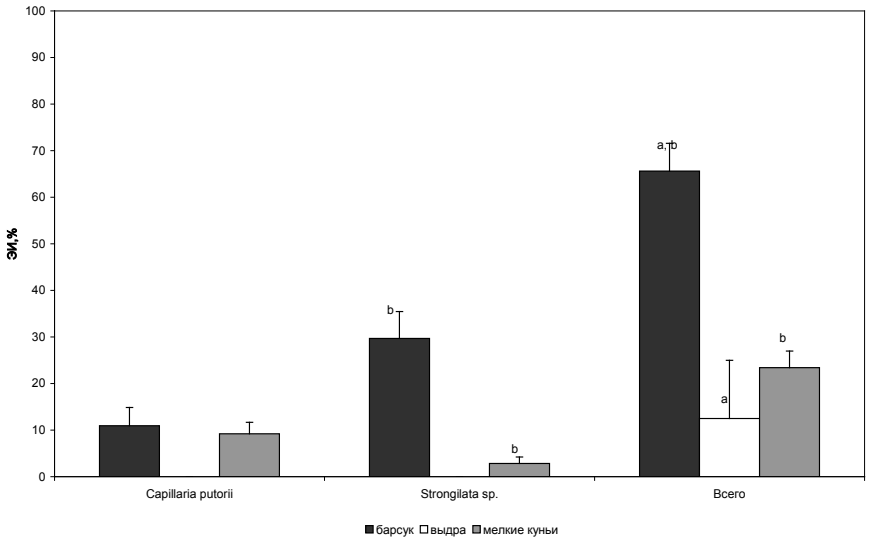


Рис. 2. Доля проб фекалий (%), в которых обнаружены яйца или личинки гельминтов, в целом и отдельных паразитов у куньих

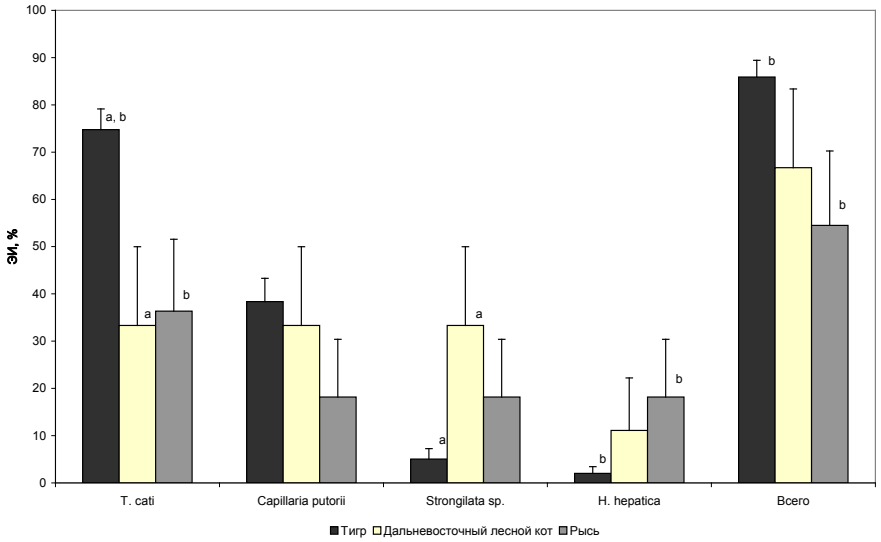


Рис. 3. Доля проб фекалий, (%) в которых обнаружены яйца или личинки гельминтов, в целом и отдельных паразитов у трех видов кошачьих

Как показывают результаты наших исследований и данные литературы, *C. putorii* широко распространена среди диких хищных млекопитающих. В Японии этот вид гельминтов отмечен у енотовидных собак, соболей, ласок и колонков [14, 16]. Из обследованных нами хищников, этим гельминтом не инвазированы только выдры, хотя в юго-западной Европе у выдр его регистрировали [17]. В Белоруссии *C. putorii* были также найдены у 28 % выдр [18], во Флориде – у американских медведей (4 %) [15].

Яйца нематоды *H. hepatica* (сем. *Capillariidae*), обнаруженные у тигров, дальневосточных котов, рысей, енотовидных собак, лисиц, соболей, являются транзитными. *H. hepatica* – нематода, паразитирующая в междольчатой соединительной ткани печени зайцеобразных и грызунов. В проделываемых ходах самки гепатикол откладывают яйца. Срок жизни гельминта в печени не более 1 мес, затем они погибают и лизируются. Яйца гепатикол не выделяются при жизни хозяина во внешнюю среду. Яйца *H. hepatica* распространяются

во внешней среде хищными млекопитающими, которые поедают инвазированных гепатиколами зайцеобразных и грызунов. Печень переваривается в пищеварительном тракте хищников и яйца гепатикол выделяются с их фекалиями во внешнюю среду [11].

Нематода *S. baturini*, паразит куньих, участвует в формировании гельминтофаунистических комплексов на территории Дальнего Востока со времени акклиматизации американской норки [12]. Нами эти гельминты обнаружены у соболей и выдр, однако их инвазированность была невысокой.

Что касается яиц трематоды *D. lanceatum*, обнаруженных у одной рыси, они, вероятнее всего, являются транзитными от съеденного жвачного животного, так как рысь не является дефинитивным хозяином данного гельминта [10]. В то же время медведь является дефинитивным хозяином этого гельминта [10], и обнаружение яиц дикроцелий у трех медведей свидетельствует о паразитировании у них этих гельминтов.

Для идентификации до вида некоторых других видов гельминтов (трематод, тений, стронгилят) необходимо иметь экземпляры половозрелых особей паразитов.

Нам не удалось обнаружить у хищных млекопитающих Уссурийского заповедника возбудителей клонорхоза и метагонимоза, нозоареалы которых исторически локализуются на территории Амурской области [13]. Однако мы нашли яйца *C. sinensis* у одного тигра в другом заповеднике – Лазовском, который расположен к востоку от гребня Сихоте-Алиня [8].

Таким образом, хищные млекопитающие Уссурийского заповедника заражены 11 видами гельминтов. Доля проб фекалий, в которых обнаружены яйца гельминтов, составляет 50,1 %. Наиболее распространенным видом является нематода *C. putorii*. *Toxocara cati* встречается у всех обследованных кошачьих, включая амурского тигра, редкого вида, показавшего наиболее высокий процент (85,9 %) проб фекалий, в которых обнаружены яйца гельминтов, по сравнению с другими видами хищных млекопитающих. Гельминты, отмеченные на территории заповедника «Уссурийский», характерны для хищных млекопитающих региона. Они не представляют исключительной опасности, в том числе и для дальневосточного леопарда, который ранее [1] встречался в заповеднике. Поэтому территория заповедника может быть использована для создания северной популяции этого редкого вида, что является одной из задач Программы изучения, сохранения и восстановления дальневосточного леопарда на Российском Дальнем Востоке.

Работа выполнена в рамках «Программы изучения амурского тигра на Российском Дальнем Востоке» и «Программы изучения, сохранения и восстановления дальневосточного леопарда на Российском Дальнем Востоке» при финансовой поддержке Международного благотворительного фонда «Константиновский», ОАО Акционерной компании по транспорту нефти «Транснефть», ОАО «Техснабэкспорт» и Русского географического общества.

Литература

1. Абрамов В.К., Костенко В.А., Нестеренко В.А., Тиунов М.П. Млекопитающие. Позвоночные животные Уссурийского государственного заповедника: Аннотированный список видов. – Владивосток: Дальнаука, 2003. – С. 72–86.

2. Городович Н.М. Заражение диких животных двумя видами трихинелл // Матер. науч. конф. Всерос. о-ва гельминтол. «Теория и практика борьбы с паразитарными болезнями». – М., 2008. – Вып. 9. – С. 155–156.

3. Губа Л.А. Медвежатина – основной источник заражения трихинеллезом в Амурской области // Матер. науч. конф. Всерос. о-ва гельминтол. «Теория и практика борьбы с паразитарными болезнями». – М., 2004. – Вып. 5. – С. 130–132.

4. Губа Л.А. Распространение трихинеллеза в Сковородинском районе Амурской области // Матер. науч. конф. Всерос. о-ва гельминтол. «Теория и

практика борьбы с паразитарными болезнями». – М., 2008. – Вып. 9. – С. 162–163.

5. Давыдова О.Е., Есаулова Н.В., Найденко С.В. и др. Случай обнаружения бабезий у барсуков (*Meles leucurus*) в Уссурийском заповеднике // Рос. вет. журнал. – М.: КолосС, 2010. – № 2. – С. 7–9.

6. Есаулова Н.В., Найденко С.В., Рожнов В.В. и др. Изучение паразитологической ситуации в условиях заповедников Приморского края // Ветеринария и кормление. – М., 2009. – № 6. – С. 54–55.

7. Есаулова Н.В., Найденко С.В., Рожнов В.В. и др. Паразитофауна диких плотоядных животных заповедников Дальнего Востока России // Матер. III межрег. науч. конф. паразитол. Сибири и Дальнего Востока, посвящ. 80-летию проф. К.П. Федорова. «Паразитологические исследования в Сибири и на Дальнем Востоке». – Новосибирск, 2009. – С. 90–91.

8. Есаулова Н.В., Найденко С.В., Лукаревский В.С. и др. // Матер. междунар. конф. «Амурский тигр в Северо-восточной Азии», (в печати).

9. Козлов Д.П. Эколого-фаунистическое изучение гельминтов канид (*Mammalia*, *Canidae*) Дальнего Востока и расшифровка биологического цикла нематоды *Thelazia callipaeda*: Автореф. дис. ... канд. биол. наук. – М., 1965. – 20 с.

10. Скрябин К.И. Трематоды животных и человека. Т. VII. – М., 1952. – 210 с.

11. Скрябин К.И., Петров А.М. Основы ветеринарной нематодологии. – М.: Колос, 1964. – 516 с.

12. Транбенкова Н.А. О мониторинге глистных инвазий соболя на Камчатке // Матер. науч. конф. «Паразитологические исследования в Сибири и на Дальнем Востоке». – Новосибирск, 2002. – С. 195–198.

13. Чертов А.Д., Черемкин И.М., Дымин В.А. Клонорхоз и метагонимоз в Амурской области // Матер. науч. конф. «Паразитологические исследования в Сибири и на Дальнем Востоке». – Новосибирск, 2009. – С. 319–320.

14. Akiniko U., Kikue U., Yasushi K., Yoshihiko M. Helminthological Surveys of Raccoon Dogs Captured in Tokyo and Kanagawa Prefectures // J. Japan Vet. Med. Assoc. – 1999. – V. 52, № 11. – P. 715–721.

15. Foster G.W., Cunningham M.W., Kinsella J.M., Forrester D.J. Parasitic Helminths of Black Bear Cubs (*Ursus americanus*) from Florida // J. Parasitol. – 2004. – V. 90, № 1. – P. 173–175.

16. Kamia H., Ishigaki K. Helminths of mustelidae in Hokkaido // Jap. J. Vet. Res. – 2004. – V. 20, № 4. – P. 117–128.

17. Torres J., Feliu C., Fernández-Morán J. et al. Helminth parasites of the Eurasian otter *Lutra lutra* in southwest Europe // J. Helminthology. – 2004. – V. 78. – P. 353–359.

18. Shimalov V.V., Shimalov V.T., Shimalov A.V. Helminths of the Eurasian otter (*Lutra lutra* L. 1758) in Belorussian Polesie // IUCN Otter Spec. Group Bull. – 2000. – V. 17, № 2. – P. 126–129.

19. *Песенко Ю.А.* Принципы и методы количественного анализа в фаунистических исследованиях. – М.: Наука, 1982. – 287 с.

The parasitofauna of carnivores in Ussuriisky reserve

N.V. Esaulova, S.V. Naidenko, V.S. Lukarevskii, J.A. Hernandez-Blanco, P.A. Sorokin, M.N. Litvinov, A.K. Kotlyar, V.V. Rozhnov

12 species of carnivore mammals from Ussuriisk reserve (Primorski Territory) are investigated. Eleven species of helminthes were found in carnivores faeces as well as intestine *Protozoa*: 3 species from the genus Cystoisospora and 1 specie from the genus Eimeria. Helminthes eggs are found in 50,1 % of the investigated tests of faeces. A dominating specie of intestinal parasites of carnivores in Ussuriisk reserve is *Capillaria putorii*.

Keywords: helminthes, *Capillaria putorii*, carnivores, Ussuriisk reserve.

УДК 619:616.995.1

ГЕЛЬМИНТОФАУНА ЛЕСНОЙ КУНИЦЫ (*Martes martes* L.) В КИРОВСКОЙ ОБЛАСТИ

О.В. МАСЛЕННИКОВА
кандидат биологических наук
Вятская государственная сельскохозяйственная академия,
610017, г. Киров, пр. Октябрьский, 133,
e-mail: Olgamaslen@yandex.ru

По результатам гельминтологических вскрытий лесных куниц в Кировской области, приведен систематический обзор обнаруженных гельминтов. Обнаружено 17 видов гельминтов. Впервые у куницы зарегистрированы нематоды псовых – *Thominx bohmi* (Supperer, 1953), *Toxocara canis* (Werner, 1782), сколексы цестоды *Mesocestoides sp*. Приведены данные о распространении обнаруженных гельминтов в сопредельных регионах и Карелии, и жизненных циклах паразитов.

Ключевые слова: гельминты, фауна, лесная куница, Кировская область.

Лесная куница – объект пушного промысла. В северных регионах России лесная куница по количеству и стоимости пушной продукции стоит на одном из первых мест. Численность ее тесно связана с изменением структуры лесонасаждений. Рубка хвойного леса часто приводит к снижению численности этого ценного пушного зверя. Большую роль в динамике численности вида играют гельминтозы. В природных биоценозах паразитические черви могут выполнять функцию регуляторов численности хозяев, снижая их репродуктивный потенциал и биологическую продуктивность [3, 23, 24]. Вопросы, связанные с изучением влияния гельминтов на состояние зверей и в целом на их популяции, имеют практическое значение. Мировая фауна гельминтов лесной куницы насчитывает 37 видов [23, 24], в Восточной Европе зарегистрировано 33 вида [2]. В Кировской области первоначально нами выявлено 14 видов гельминтов [28]. При дальнейших исследованиях их число увеличилось до 17.

Цель нашей работы – изучение гельминтофауны лесной куницы на территории Кировской области.

Материалы и методы

За 1997–2009 гг. методом полных гельминтологических вскрытий по Скрябину в модификации Ивашкина и др. [15, 43] было исследовано 87 лесных куниц, добытых в различных районах Кировской области (рис. 1).

Для нахождения личинок аляриид компрессировали внутренние органы, серозные покровы, кровеносные сосуды после промывания.

Для выявления заражения личинками трихинелл различные группы мышц (ножки диафрагмы, передних и задних конечностей, языка, жевательные, межреберные) исследовали методом трихинеллоскопии и, дополнительно, перевариванием в искусственном желудочном соке [4]. Количественный учет некоторых паразитических червей из-за особенностей локализации был затруднен (*Filaroides martis*). Филяроидесы у куниц невозможно отделить от легочной ткани, подсчитывали число узелков или цист, которые были образованы в легочной ткани скоплениями паразитов. Для выбора гельминтов из

осадка использовали чашки Петри и стереомикроскоп МБС-10. Собранных паразитических червей фиксировали: цестоды и трематоды – в 70%-ном растворе этанола, нематоды – в жидкости Барбагалло. При последующей обработке из трематод и цестод готовили тотальные препараты. Нематод изучали на временных тотальных препаратах в режиме проходящего света поляризационно-интерференционного микроскопа BIOLAR при увеличении в 120–600 раз. Для просветления их применяли 10–40%-ный раствор глицерина.

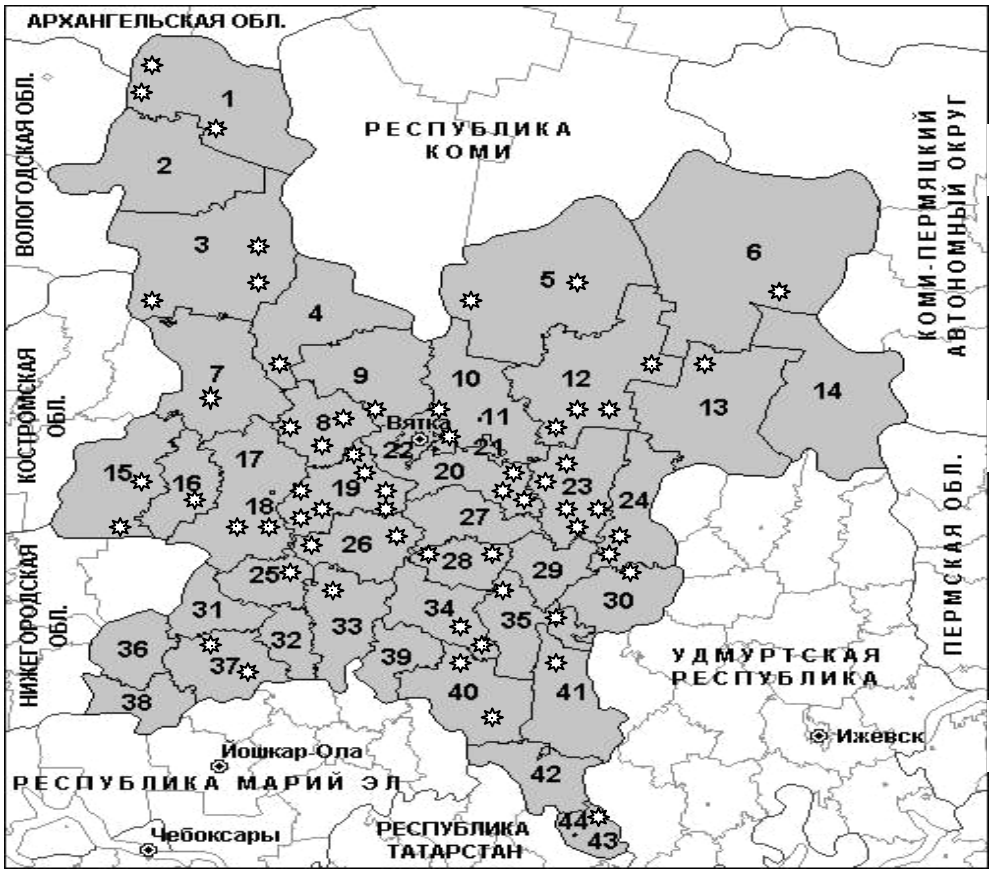


Рис.1. Места сбора гельминтологического материала в районах Кировской области

Условные обозначения: ✲ места взятия проб

1. Лузский
2. Подосиновский
3. Опаринский
4. Мурашинский
5. Нагорский
6. Верхнекамский
7. Даровский
8. Орловский
9. Юрьянский
10. Слободской
11. г. Слободской
12. Белохолуницкий
13. Омутинский
14. Афанасьевский
15. Шабалинский
16. Свечинский
17. Котельничский
18. г. Котельнич
19. Оричевский
20. Кирово-Чепецкий
21. г. Кирово-Чепец
22. г. Киров
23. Зуевский
24. Фаленский
25. Арбажский
26. Верхошижемский
27. Куменский
28. Сунский
29. Богородский
30. Унинский
31. Тужинский
32. Пижанский
33. Советский
34. Нолинский
35. Немский
36. Кикнурский
37. Яранский
38. Санчурский
39. Лебяжский
40. Уржумский
41. Кильмезский
42. Малмыжский
43. Вятско-Полянский
44. г. Вятские Поляны

Использованы следующие показатели зараженности: экстенсивность инвазии (ЭИ), интенсивность инвазии (ИИ).

Таксономическое положение трематод рассматривали в соответствии с системой Скрябина, цестод – Абуладзе, нематод – Контримавичуса и др. [1, 25, 26, 42]. Наименование крупных систематических единиц приведены в соответствии с системой Щульца и Гвоздева [55].

Результаты и обсуждение

Класс TREMATODA Rudolphi, 1808

Подкласс Prosostomidea Skrjabin et Guschanskaja, 1962

Отряд Fasciolida Skrjabin et Guschanskaja, 1962

Подотряд Echinostomatata Dietz, 1909

Семейство Echinostomatidae Dietz, 1909

Род Euparyphium Dietz, 1909

Euparyphium melis (Schrank, 1788)

ЭИ – 14,9 %, ИИ – 4,4 (1–25) экз.

Локализация: тонкий отдел кишечника.

Место обнаружения: Оричевский, Зуевский, Орловский, Даровской, Котельничский, Свечинский и Кильмезский районы.

E. melis зарегистрирована в Нижегородской области, Чувашии, Татарстане, Марий Эл [36, 48]. На территории Кировской области регистрируется впервые.

Биология этой трематоды изучена Бивером [24]. Промежуточный хозяин – моллюски *Stagnicola emargimata* и *Lymnaea stagnalis*, дополнительные – различные виды головастиков амфибий.

Отряд Strigeidida La Rue, 1926

Подотряд Strigeata La Rue, 1926

Семейство Alariidae Tubanqui, 1922

Род Alaria Schrank, 1788

Alaria alata larvae (Goeze, 1782)

ЭИ – 48,3 %, ИИ – 15,8 (1–108) ларвоцист.

Локализация: соединительная ткань внутренних органов (почки, легкие, сердце, матка), мышцы диафрагмы, пищевод, межмышечная жировая ткань, стенки кровеносных сосудов.

Место обнаружения: Оричевский, Орловский, Вятско-Полянский, Кильмезский, Куменский, Котельничский, Зуевский, Юрьянский районы и окрестности г. Кирова.

Куница – резервуарный хозяин личиночной стадии *A. alata*. Мезоцеркарии *A. alata* обнаружены в Нижегородской области, Карелии, Польше у куницы, хоря лесного, ласки, горностая [31, 52, 63].

Жизненный цикл *A. alata* изучен [34, 35]. *A. alata* развивается при участии трех хозяев – моллюска, амфибии и хищника. Амфибиям автор отводит роль дополнительных хозяев и развивающуюся в них личинку называет мезоцеркарием. Грызуны в цикле развития необязательны, поскольку они выполняют роль резервуарных хозяев [34]. Развитие *A. alata* в дефинитивном хозяине также изучено [37–39]. Попав в кишечник, мезоцеркарий всегда мигрирует в легкие, где превращается в метацеркария, который по дыхательным путям активно попадает в кишечник, где превращается в мариту. Таким образом, в жизненном цикле *A. alata* дефинитивными хозяевами являются хищные млекопитающие, главным образом, Canidae – волк, лисица, енотовидная собака [28]. Облигатными хозяевами стадии мезоцеркария являются головастики и взрослые бесхвостые амфибии. Круг резервуарных хозяев у этой трематоды очень широк – это и пресмыкающиеся (змеи), птицы (хищные) и млекопитающие разных отрядов: грызуны, насекомоядные, парнокопытные и хищные [62, 64]. Мы установили резервуарных хозяев среди семейства куницеобразных.

Широкое распространение *A. alata* среди резервуарных хозяев объясняется трансмаммарной передачей мезоцеркариев лактирующих самок паратенического хозяина – потомству. Шарпило и Ткач [50] получали мезоцеркарии *A. alata* от спонтанно инвазированных ужей (*Natrix natrix*) и вводили в желудок лактирующих самок мышей линий CBA/lac (паратенический хозяин). В течение 5 сут они мигрировали в молочные железы самок и с молоком передавались мышатам, у которых 17–37 % мезоцеркариев оседали в различных органах и тканях (диафрагмы, мышцы туловища, слюнные железы, околосердечная сумка и др.). Мезоцеркарии, прошедшие трансмаммарный путь передачи, сохраняли миграционную способность при введении в желудок других паратенических хозяев (например, ящериц) и мигрировали в различные ткани этих хозяев.

Мезоцеркарии *A. alata* очень подвижны и жизнеспособны. Их движения сходны с таковыми пиявок. В разлагающихся тканях и замороженных тушках животных они не теряют жизнеспособности в течение 5 и более суток [45]. Наши исследования подтверждают это. После недельной выдержки тушек лесного хоря и куницы при температуре минус 10 ^{o}C у них обнаружены живых мезоцеркарии длиной 0,6–1,75 мм и шириной 0,4–0,7 мм. Цистогенная способность этих личинок также высока. Циста из студенистого вещества, являющаяся продуктом кожных цистогенных желез, успевает образоваться вокруг двигающегося сквозь ткань паразита, благодаря чему циста принимает колбасовидную форму [45]. Инцистированные мезоцеркарии в наших исследованиях имели чаще овальную форму, иногда круглую. Размеры цисты 1,1–1,3 х 0,5–0,6 мм.

Резервуарные хозяева, как организмы, аккумулирующие в себе инвазию, имеют высокий процент экстенсивности заражения, что также подтверждается нашими исследованиями. Куньи Нижегородской области инвазированы мезоцеркариями: горностай – на 30 %, ласка – 33,3, норка европейская – 66,6, хорь лесной – 71, куница – 100 % [31]. Аляриоз обнаружен у 53,9 % соболей зверосовхозов Подмосковья [33]. Озерные лягушки в дельте Волги заражены на 65–85 %, ужи – на 80, полевые мыши – на 32,4, водяные крысы – на 18–20, землеройки – на 65 % [10, 11]. Мезоцеркарий *A. alata* неоднократно регистрировали у домашних свиней. Не исключена возможность заражения мезоцеркариями и человека через мясо свиней [46].

Класс CESTODA Rudolphi, 1808

Подкласс Eucestoda Southwell, 1930

Отряд Cyclophyllidea Beneden et Braun, 1900

Подотряд Taeniata Skrjabin et Schulz,1937

Семейство Taeniidae Ludwig,1886

Подсемейство Taeniinae Perrier, 1897

Род Taenia Linnaeus,1758

Taenia martis (Zeder, 1803)

ЭИ – 3,4 %, ИИ – 1 экз.

Локализация: тонкий отдел кишечника.

Место обнаружения: Котельничский, Оричевский и Верхне-Камский районы. Для Кировской области регистрируется впервые. Зарегистрирована у куницы в Республике Коми [58, 59], в Карелии [52–54]. Жизненный цикл этой цестоды изучен Шахматовой [51, 54].

Ларвоциста *T. martis* (Zeder, 1803) зарегистрирована Юшковым [57] в Республике Коми у полевки-экономки, у красной, пашенной, рыжей, красносерой полевок и бурозубки обыкновенной в бассейне р. Илыч. В Карелии отмечена у рыжей полевки [51].

Локализация – грудная полость.

Taenia mustelae Gmelin, 1790

ЭИ – 1,15 %, ИИ – 1 экз.

Локализация: тонкий отдел кишечника.

Место обнаружения: Зуевский район. Для Кировской области регистрируется впервые. Обнаружена у куницы в Республике Коми, Татарстане, Карелии [48, 52–54, 58, 59].

Подотряд Mesocestoidata Skrjabin, 1940

Семейство Mesocestoididae Perrier, 1897

Род Mesocestoides Vaillant, 1863

Mesocestoides sp.

Более точно определить данный вид цестоды не представилось возможным, т. к. были найдены только сколексы, но по описанию сколекса они сходны с *Mesocestoides corti* Höppli, 1925.

ЭИ – 1,15 %, ИИ – 2 экз.

Локализация: тонкий отдел кишечника.

Место обнаружения: Яранский район.

Хозяева *M. corti* – куньи, рысь, енот-полоскун, псовые, сумчатые и домовая мышь. Обнаружены в южных районах Северной Америки, Мексике [24]. Данный вид обнаружен и описан Гёппли [24] от домовой мыши *Mus musculus* из Колорадо и позже никем не регистрировался. Затем рядом исследователей были описаны сходные Mesocestoides от хищных млекопитающих (*Lynx rufus, Mephitis mephitis, Spilogale putorius, Urocyon cynereoargentatus*). Фоге [65, 66], изучив данные виды, пришла к выводу, что это *M. corti*, хотя он описан первоначально от домовой мыши. *M. corti* – типичный паразит хищных млекопитающих.

На рисунке 2 приведено фото сколекса Mesocestoides sp. Сколекс мал, хорошо отделен от шейки, его длина 0,3336–0,3340 мм, ширина в области присосок 0,2738–0,3188 мм. Присоски овальной формы, длина присосок 0,1294–0,1332 мм, ширина 0,074–0,0814 мм. Шейка ясно выражена, длиной 0,296–0,301 мм. Вершина сколекса чрезвычайно сократима, иногда выделяется в виде хоботка длиной 0,074 мм, если же втягивается внутрь, образует глубокую центральную ямку, сколекс становится словно обрезанным. Ширина шейки 0,1850–0,2072 мм. Единственный членик, идущий за шейкой, имеет трапециевидную форму, причем длина его больше ширины.

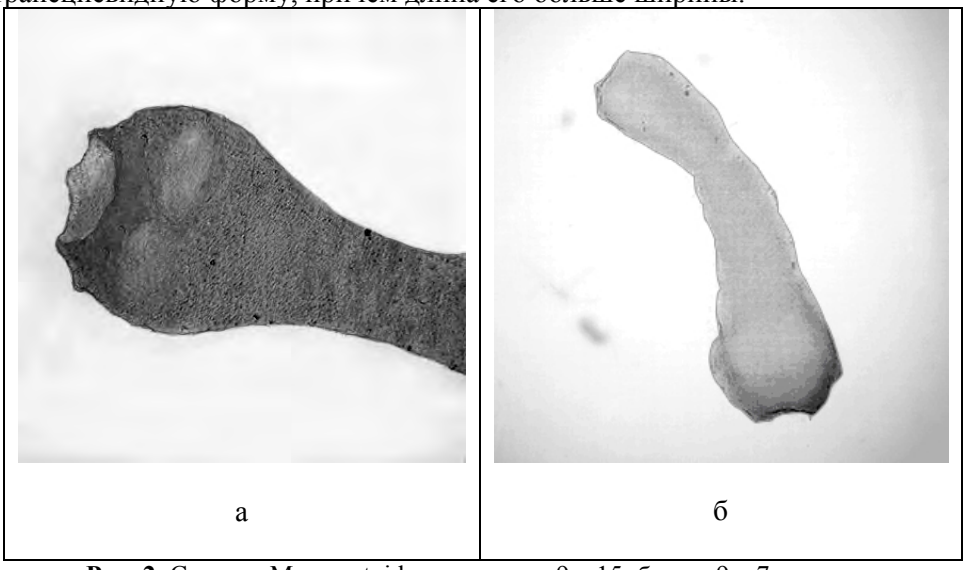


Рис. 2. Сколекс Mesocestoides sp.: а – ув. 9 х 15; б – ув. 9 х 7

Длина членика 0,2812 мм, в верхней части его ширина 0,1628 мм, а в нижней – 0,2220 мм.

Данное описание сходно с описанием сколекса *M. corti*, но ввиду малого количества материала и отсутствия стробилы, этого паразита отнесли к Mesocestoides sp. На территории России регистрируется впервые.

Класс NEMATODA Rudolphi, 1808
Подкласс Adenophorea (Linstow, 1905) Dougherty,1958
Отряд Trichocephalida Skrjabin et Schulz, 1928
Подотряд Trichocephalata Skrjabin et Schulz, 1928
Семейство Capillariidae Neve –Lemaire, 1936
Род Capillaria Zeder, 1800
Capillaria putorii (Rudolphi, 1819)
ЭИ – 59,8 %, ИИ – 13,9 (1–289) экз.
Локализация: желудок, тонкий отдел кишечника.

Место обнаружения: Оричевский, Верхошижемский, Орловский, Вятско-Полянский, Кильмезский, Куменский, Котельничский, Зуевский, Слободской, Яранский, Свечинский, Юрьянский, Даровской, Верхне-Камский районы, окрестности г. Кирова. У куницы лесной они регистрируются нами впервые на территории Кировской области [21].

C. putorii у лесной куницы отмечена в республике Коми, Нижегородской области, Чувашии, Удмуртии, Татарстане и Карелии [31, 36, 52, 53, 57]. Вид широко распространен у куньих на территории России и сопредельных стран.

Заражение *C. putorii* дефинитивного хозяина происходит яйцами, прошедшими развитие во внешней среде. Однако, если яйца этой нематоды заглатывает дождевой червь, то вылупившиеся личинки проникают в полость тела и при скармливании дождевых червей куньим инвазируют их. Дождевых червей считают резервуарными хозяевами этой нематоды [41].

Capillaria mucronata (Molin, 1958)
ЭИ – 20,7 %, ИИ – 1,9 (1–4).
Локализация: мочевой пузырь.

Место обнаружения: Юрьянский, Оричевский, Слободской, Зуевский, Котельничский, Свечинский, Яранский, Арбажский районы.

C. mucronata у лесной куницы зарегистрирована в Республике Коми, Нижегородской области, Татарстане, Чувашии и Карелии [14, 36, 52, 53, 57].

Промежуточными хозяевами этой нематоды являются дождевые черви *Lumbricus rubellus* и Lumbricus sp. [40].

Род Thominx Dujardin, 1845
Thominx aerophilus (Creplin, 1839)
ЭИ – 43,7 %, ИИ – 4,0 (1–19).
Локализация: трахея, бронхи.

Место обнаружения: Орловский, Вятско-Полянский, Оричевский, Котельничский, Зуевский, Даровской, Сунской, Яранский, Арбажский Свечинский, Верхнекамский районы. *T. aerophilus* у лесной куницы на территории Кировской области регистрируется впервые.

T. aerophilus обнаружен у лесной куницы в Республике Коми, Татарстане, Карелии [47, 52, 53, 56, 57].

Промежуточными хозяевами являются дождевые черви *Lumbricus terrestris, L. rubellus, Allolobohpora caliginosa, Bimestus tenuis* [5]. Вид широко распространен на территории России и за рубежом у различных хищных млекопитающих.

Thominx böhmi (Supperer,1953)
ЭИ – 16,7 %, ИИ – 1,7 (1–2).
Локализация: носовые, лобные пазухи.
Место обнаружения: Зуевский, Даровской районы.

Семейство Trichinellidae Ward, 1907
Род Trichinella Railliet, 1895
Trichinella spiralis larvae (Owen, 1835)
ЭИ – 10,3 %, ИИ – 54,6 (7–200).
Локализация: поперечно-полосатые мышцы.
Место обнаружения: Зуевский, Слободской, Свечинский, Верхне-Камский, Орический, Яранский, Вятско-Полянский, Кильмезский районы.

В Кировской области у лесной куницы личинки трихинелл впервые зарегистрированы Колеватовой [20]. В сопредельных регионах личинки *T. spiralis* обнаружены у лесной куницы в республике Коми, Пермской и Нижегородской областях, Татарстане, Карелии, Мордовии [6, 29, 30, 36, 52, 53, 56, 57, 59].

Подкласс Secernentea (Linstow, 1905) Dougherty,1958
Отряд Rhabditida Derley,1880
Подотряд Rhabditata Chitwood, 1933
Семейство Strongyloididae Chitwood et McIntosh, 1934
Род Strongyloides Grass, 1879
Strongyloides martis (Petrow, 1940)
ЭИ – 3,4 %, ИИ – 1.
Локализация: тонкий отдел кишечника.
Место обнаружения: Оричевский, Верхне-Камский, Яранский районы. У лесной куницы регистрируется впервые в Кировской области. В сопредельных регионах не обнаружен, зарегистрирован в Карелии [52, 53].

Для представителей семейства характерна гетерогония. Паразитическое поколение представлено протандрическими самками. Самки паразитируют в кишечнике, самцы – в легких. У *S. martis* самец не описан [19].

Семейство Crenosomatidae Schulz, 1951
Род Crenosoma Molin, 1861
Crenosoma petrowi (Morosov, 1939)
ЭИ – 18,4 %, ИИ – 1,2 (1–3).
Локализация: легкие.
Место обнаружения: Орловский, Кильмезский, Оричевский, Куменский, Свечинский, Верхошижемский, Верхнекамский районы. Для куниц Кировской области регистрируется впервые.

Вид впервые описан от лесной куницы Нижегородской области Морозовым [31]. У лесной куницы он отмечен в Республике Коми, Татарстане и Нижегородской области, Карелии [36, 48, 52, 53, 56, 57]. Эта нематода была найдена у черного медведя (*Ursus americanus*) в Канаде [60].

Биология изучена Дубницким [12], Коренсковой и др. [27]. Промежуточными хозяевами являются наземные моллюски *Arion intermedius, Succinea putris, Trisria hispida, Eulota frutica, Zonitoides nitida, Zonitoides excavate, Agriolimax agrestis*, Helix sp., в которых развитие личинок до инвазионной стадии происходит в течение 15–18 сут. Резервуарные хозяева – лесные полевки, лесные мыши, обыкновенные полевки. Личинки кренозом из кишечника дефинитивного хозяина мигрируют лимфогенным путем в легкие. В процессе миграции на 3–8-е сутки они в лимфоузлах совершают третью линьку, а на 12–18-е сутки в легочной ткани – четвертую линьку. Нематоды достигают половой зрелости на 20–24–е сутки инвазии. Вид патогенен для хозяев.

Skrjabingylus petrowi (Bageanow, 1936)
ЭИ – 56,3 %, ИИ – 6,2 (1–21).
Локализация: лобные пазухи.
Место обнаружения: Яранский, Оричевский, Верхошижемский, Орловский, Вятско-Полянский, Кильмезский, Куменский, Котельничский, Зуевский, Слободской, Лузский, Свечинский, Юрьянский, Верхнекамский, Даровской, Сунской, Арбажский районы, окрестности г. Кирова.

У лесной куницы в Кировской области *S. petrowi* обнаружил Граков [8]. *S. petrowi* – один из самых распространенных паразитов куниц. Зарегистрирован у лесной куницы в Нижегородской области, Чувашии и Татарстане, республике Коми, Вологодской области, Карелии [9, 17, 18, 36, 52, 53, 56, 57]. К этому же виду, по-видимому, относятся нематоды, найденные в лобных пазухах лесной куницы из Архангельской области и республики Коми и зарегистрированные как Skrjabingylus sp. [7]. Жизненный цикл изучен [32]. Промежуточный хозяин – моллюск *Succinea putris*. Вид патогенен для хозяев.

Семейство Filaroididae Schulz, 1951
Род Filaroides Beneden, 1858
Filaroides martis (Werner, 1782)
ЭИ – 54 %, ИИ – 3,1 (1–12).
Локализация: перибронхиальная интерстициальная ткань легких.
Место обнаружения: Яранский, Оричевский, Орловский, Котельничский, Зуевский, Фаленский, Слободской, Юрьянский, Верхошижемский, Верхнекамский, Даровской, Сунской, Арбажский районы, окрестности г. Кирова.
Зарегистрирован в Кировской, Вологодской, Архангельской, Нижегородской областях, в республике Коми, Чувашии, Марий-Эл, Татарстане и Карелии [7–9, 16, 17, 31, 36, 48, 49, 52, 53, 56, 57].
В европейской части России промежуточными хозяевами *F. martis* являются наземные моллюски (Mastropoda): *Succinea putris, Zonitoides excavata, Z. nitida, Arion intermedins, A. circumscripta, A. subfuscus, Agriolimax agrestis, A. laevis, Eulota frutica* [32]. В Канаде зарегистрирован в качестве промежуточных хозяев *Zonitoides arboreus, Discus cronkhitei, Deroceras gracile, Succinea ovalis, Anguispira alternate* [60]. Установлена возможность развития *F. martis* в пресноводных моллюсках (*Physa integra*).
В качестве промежуточного хозяина зарегистрирован наземный моллюск *Agriolimax reticulates* [13]. Доказано, что белые мыши могут служить резервуарным хозяином *F. martis* [61].

Род Sobolevingylus Romanov, 1952
Sobolevingylus petrowi (Romanov, 1952)
ЭИ – 2,3 %; ИИ – 2 (1–3).
Локализация: легкие.
Место обнаружения: Свечинский район и окрестности г. Кирова.
У лесной куницы Кировской области регистрируется впервые. Обнаружен у лесной куницы в Нижегородской области, Чувашии, Татарстане, Карелии [36, 52, 53].

Семейство Trichostrongylidae Leiper, 1912
Род Molineus Cameron, 1923
Molineus patens (Dujardin, 1845)
ЭИ – 17,2 %; ИИ – 2,4 (1–12).
Локализация: желудок, тонкий отдел кишечника.
Место обнаружения: Оричевский, Свечинский, Верхошижемский, Котельничский, Сунской, Яранский, Зуевский и Верхнекамский районы.
M. patens у лесной куницы регистрируется впервые в Кировской области.
Обнаружен у лесной куницы в Нижегородской области, республике Коми, Татарстане, Карелии [18, 31, 49, 52, 53, 56, 57]. Широко распространенный паразит куньих России [22, 44]. Геогельминт.

Отряд Ascaridida Skrjabin et Schulz, 1940
Подотряд Ascaridata Skrjabin, 1915
Семейство Anisakidae Skrjabin et Karokhin, 1945
Род Toxocara Stiles, 1905

Toxocara canis (Werner, 1782)

ЭИ – 1,15 %, ИИ – 1.

Локализация: тонкий отдел кишечника.

Место обнаружения: Даровской район.

Половозрелая самка *T. canis* длиной 11,2 см была зарегистрирована у сеголетка-самки куницы.

Таким образом, результаты исследований позволили выявить у лесной куницы Кировской области 17 видов гельминтов, из них 14 – впервые для области (*Euparyphium melis, Alaria alata larvae, Taenia martis, T. mustelae, Mesocestoides sp., Capillaria putorii, C. mucronata, Thominx aerophilus, Th. böhmi, Strongyloides martis, Crenosoma petrowi, Sobolevingylus petrowi, Molineus patens, Toxocara canis*). У куницы регистрируются впервые нематоды псовых *Thominx böhmi* и *Toxocara canis*, а также сколексы цестоды Mesocestoides sp.

Работа выполнена при поддержке гранта РФФИ 08-04-00191.

Литература

1. *Абуладзе К.И.* Основы цестодологии. Тениаты – ленточные гельминты животных и человека и вызываемые ими заболевания. - М.: Наука, 1964. – С. 324–347.

2. *Анисимова Е.И.* Куньи в Беларуси. – Минск. 1997. – С. 21–29.

3. *Анисимова Е.И., Сидорович В.Е.* Сравнительная характеристика гельминтофауны европейской норки и лесной куницы в Беларуси // Матер. конф. «Систематика, таксономия и фауна паразитов». – М., 1996. – С. 9–10.

4. *Березанцев Ю.А.* Простой способ исследования мышц на трихинеллез методом переваривания в искусственном желудочном соке // Лабораторное дело. – 1960. – № 6. – С. 7–8.

5. *Боровкова А.М.* Цикл развития возбудителя томинксоза серебристо-черных лисиц, эпизоотология и профилактика этого заболевания // Тр. ГЕЛАН. – 1947. – Т. 2. – С. 216–218.

6. *Ворожцов В.В.* Распространение трихинеллеза у диких и синантропных животных Пермского региона // Тез. докл. 8-й Всерос. конф. по трихинеллезу, Москва, 30–31 мая 2000 г. – М., 2000. – С. 92–96.

7. *Граков Н.Н.* Филляроидоз и скрябингилез лесной куницы (*M. martes* L.) и их влияние на состояние популяции этого вида // Тр. Всес. науч.-исслед. ин-та животного сырья и пушнины. – 1962. – Т. 19. – С. 298–313.

8. *Граков Н.Н.* Экологические основы рационального использования ресурсов лесной куницы в СССР: Автореф. дис. ... д-ра биол. наук. – Свердловск, 1978. – 36 с.

9. *Грибова З.А.* О зараженности лесной куницы в Вологодской области филляриозом и скрябингилиозом // Тр. Всес. науч.-исслед. ин-та животного сырья и пушнины. – 1959. – Вып. 18. – С. 46–50.

10. *Дубинин В.Б.* Паразитофауна мышевидных грызунов и ее изменения в дельте Волги // Паразитол. сб. зоол. ин-та АН СССР. – 1953. – Т. XV. – С. 252–302.

11. *Дубинин В.Б.* Фауна личинок паразитических червей позвоночных дельты реки Волги // Паразитол. сб. зоол. ин-та АН СССР. – 1952. – Т. XIV. – С. 228–242.

12. *Дубницкий А.А.* Глистное заболевание соболей – метацеркарный аляриоз // Каракулеводство и звероводство. – 1950. – № 1. – С. 70–71.

13. *Дубницкий А.А.* Резервуарные хозяева в цикле развития нематоды *Filalaroides bronchialis* // Каракулеводство и звероводство. – 1955. – № 3. – С. 51–52.

14. *Евдокимова Л.И.* Материалы по гельминтофауне пушных зверей Татарской АССР // Тр. Казанского филиала АН СССР. – 1954. – Сер. биол. – Вып. 3. – С. 227–330.

15. *Ивашкин В.М., Контримавичус В.Л., Назарова Н.С.* Методы сбора и изучения гельминтов наземных млекопитающих. – М.: Наука, 1971. – С. 121.

16. *Когтева Е.З., Морозов В.Ф.* О зараженности лесной куницы филляроидозом в Северо-Западной области РСФСР // Промысловая фауна и охотничье хозяйство Северо-Запада РСФСР. – 1963. – С. 204–206.

17. *Когтева Е.З., Морозов В.Ф.* О региональных особенностях некоторых гельминтозов лесной куницы (*Martes martes* L.) на Северо-Западе РСФСР // Тр. 9-го междунар. конгр. биологов-охотоведов. – М., 1970. – С. 636–639.

18. *Козлов Д.П.* К изучению гельминтофауны хищных млекопитающих бассейна р. Печоры // Тр. ГЕЛАН. – М., 1969. – Т. 20. – С. 71–78.

19. *Козлов Д.П.* Определитель гельминтов хищных млекопитающих СССР. – М.: Наука, 1977. – С. 275.

20. *Колеватова А.И., Козловский И.С., Синявина А.Н.* Трихинеллез диких животных и его профилактика на севере Нечерноземья // Сб. науч. раб. «Природночаговые болезни человека». – Омск, 1990. – С. 153–159.

21. *Колеватова А.И., Масленникова О.В., Скуматов Д.В.* Зараженность куньих гельминтами на территории Кировской области // Матер. науч. конф. ВНИИОЗ «Вопросы прикладной экологии (природопользования), охотоведения и звероводства», 27–28 мая 1997 г. – Киров,1997. – С. 127–129.

22. *Контримавичус В.Л.* Гельминтофауна куньих (Mustelidae) СССР // Тр. ГЕЛАН. – М., 1966. – Т. 17. – С. 54–81.

23. *Контримавичус В.Л.* Гельминтофауна куньих Дальнего Востока // Тр. ГЕЛАН. – М., 1963. – Т. XIII. – С. 26–47.

24. *Контримавичус В.Л.* Гельминтофауна куньих и пути ее формирования. – М.: Наука, 1969. – 428 с.

25. *Контримавичус В.Л., Делямуре С.Л.* Основы нематодологии. – М.: Наука, 1979. – Т. XXIX. – С. 153–160.

26. *Контримавичус В.М., Делямуре С.Л., Боев С.Н.* Основы нематодологии. – М.: Наука, 1976. – Т. XXVI. – С. 70–82.

27. *Коренскова Е.В., Трусова А.В., Зубов А.В.* и др. Кренозомоз плотоядных в Европейской части РФ // Матер докл. научн. конф. Всерос. о-ва гельминтол. «Теория и практика борьбы с паразитарными болезнями». – М., 2008. – Вып. 9. – С. 234–235.

28. *Масленникова О.В.* Гельминтофауна промысловых животных природных биоценозов Кировской области: Автореф. дис. … канд. биол. наук. – М., 2005. – 19 с.

29. *Мачинский А.П., Васильева В.А., Горбов Ю.К.* Хозяева трихинелл в Мордовии // Ст. и тез. докл. 8-й Всероссийской конференции по трихинеллезу, г. Москва, 30–31 мая 2000 г. – М., 2000. – С. 115–117.

30. *Мозговой А.А., Шахматова В.И.* Обнаружение трихинеллеза в Карелии // Тез. докл. науч. конф. Всес. о-ва гельминтол. – 1962. – Ч. I. – С. 119–120.

31. *Морозов Ф.Н.* Паразитические черви пушных зверей семейства Mustelidae (куньих) Горьковской области // Тр. Горьковского пед. ин-та. – 1939. – Т. IV. – С. 3–44.

32. *Петров А.М., Гагарин В.Г.* Изучение цикла развития возбудителей филароидоза легких (*Filaroides bronchialis*) и скрябингилеза лобных пазух (*Skrjabingylus petrowi*) пушных зверей // Тр. Всес. ин-та гельминтол. – М., 1938. – Т. 3. – С. 127–133.

33. *Петров А.М., Дубницкий А.А.* Метацеркарный аляриоз соболей // Тр. Всес. ин-та гельминтол. – М., 1950. – Т. 4. – С. 20–22.

34. *Потехина Л.Ф.* Цикл развития *Alaria alata* и аляриоз лисиц и собак // Докл. АН СССР. – 1951. – Т. 76, № 2. – С. 325–327.

35. *Потехина Л.Ф.* Цикл развития возбудителя аляриоза лисиц и собак // Тр. Всес. ин-та гельминтол. – М., 1950. – Т. 4. – С. 7–17.

36. *Романов И.В.* Гельминтофауна куньих Среднего Поволжья // Уч. зап. ГГПИ им. М. Горького. – 1964. – Сер. зоол. – Вып. 48, № 3. – С. 120–132.

37. *Савинов В.А.* Особенности развития *Alaria alata* (Goeze, 1782) в организме дефинитивного и резервуарного хозяина // Раб. по гельминтол. к 75-летию К.И. Скрябина. – М.: АН СССР, 1953. – С. 611–616.

38. *Савинов В.А.* К вопросу о некоторых особенностях стадийного развития стригеат и о роли различных хозяев в этом развитии // Уч. зап. Вологодского пединститута. – 1954. – Т. 15. – С. 245–306.

39. *Савинов В.А.* Развитие *Alaria alata* (Goeze, 1782) в организме дефинитивного хозяина: Автореф. дис. ... канд. биол. наук. – М., 1952. – 23 с.

40. *Скарбилович Т.С.* К изучению биологии *Capiliaria mucronata* и эпизоотологии капилляриоза мочевого пузыря соболей и норок // Тр. Всес. ин-та гельминтол. – М., 1950. – Т. IV. – С. 27–33.

41. *Скарбилович Т.С.* Установление у *Capillaria putorii* (Rud. 1819) двух различных типов цикла развития // Докл. АН СССР. – 1945 – Т. 50. – С. 553–554.

42. *Скрябин К.И. Башкирова Е.Я.* Семейство Echinostomatidae Dietz, 1909 // К.И.Скрябин. Трематоды животных и человека. – М.: АН СССР, 1956. – Т. 12. – С. 51–930.

43. *Скрябин К.И.* Метод полных гельминтологических вскрытий позвоночных, включая человека. – М.: МГУ, 1928. – 45 с.

44. *Скрябин К.И., Шихобалова Н.П., Шульц Р.С.* Основы нематодологии. Трихостронгилиды животных и человека. – М.: АН СССР, 1954. – Ч. 3. – 683 с.

45. *Судариков В.Е.* Подотряд Strigeata La Rue, 1926. Основы трематодологии: Трематоды животных и человека / Под ред. К.И. Скрябина. – М.: АН СССР, 1960. – Ч. 3 – С. 453–477.

46. *Судариков В.Е.* Фауна мезоцеркариев и метацеркариев трематод отряда Strigeidida (La Rue, 1926) амфибий и рептилий дельты Волги // Тр. Астраханского заказника. Гельминтол. сб. – Астрахань, 1962. – Вып. VI. – С. 181–196.

47. *Троицкая А.А.* Опыт экологического анализа гельминтофауны лесной куницы // Тр. о-ва естествоиспытателей при Казанском гос. ун-те. – Казань, 1965. – Вып. 67. – С. 124–151.

48. *Троицкая А.А.* Гельминтофауна диких пушных зверей Татарской АССР // Тр. о-ва естествоиспытателей. – 1960. – Т. 120, Кн. 6. – С. 335–358.

49. *Фуникова С.В.* К вопросу изучения глистных инвазий пушных зверей Татарии: Автореф. дис. … канд. вет. наук. – Казань, 1941. – 20 с.

50. *Шарпило В.П. Ткач В.В.* Трансмаммарная передача мезоцеркарий *A. alata* (Trematoda Alariidae) лактирующим самкам партенического хозяина – потомству // Вестник зоологии. – 1989. – № 5. – С. 81–83.

51. *Шахматова В.И.* Расшифровка цикла развития цестоды *Taenia intermedia* Rud. 1809 – паразита пушных зверей // Докл. АН СССР. – 1963. – Т. 153, № 1. – С. 246–248.

52. *Шахматова В.И.* Материалы к изучению фауны гельминтов куньих Карелии // Тез. докл. науч. конф. Всес. о-ва гельминтол. – М, 1962. – Ч. 2. – С. 217–218.

53. *Шахматова В.И.* Гельминты куньих Карелии // Тр. ГЕЛАН – 1966. – Т. 17. – С. 277–289.

54. *Шахматова В.И.* Гельминты пушных зверей Карелии и цикл развития *Taenia intermedia* Rudolphi, 1809: Автореф. дис. … канд. биол. наук. – М., 1964. – 19 с.

55. *Шульц Р.С., Гвоздев Е.В.* Основы общей гельминтологии. – М.: Наука, 1970. – Т. I. – 492 с.

56. *Юшков В.Ф.* Эколого-фаунистический анализ гельминтов лесной куницы средней тайги Коми АССР // Тр. I Коми филиал АН СССР. – Сыктывкар, 1982. – № 51. – С. 74–81.

57. *Юшков В.Ф.* Гельминтофауна диких млекопитающих Коми АССР и сопредельных районов: Автореф. дис. … канд. биол. наук. – Сыктывкар, 1975. – 20 с.

58. *Юшков В.Ф. Ивашевский Г.А.* Паразиты позвоночных животных Европейского Северо-Востока России: Каталог. – Сыктывкар: Коми науч. центр УрО РАН, 1999. – С. 197–230.

59. *Юшков В.Ф.* Фауна Европейского Северо-Востока России. Гельминты млекопитающих. – С.-Пб: Наука. – 1995. – Т. 3. – 200 с.
60. *Addison Edward M., Fraser Grant A.* Life cycle of *Crenosoma petrowi* (Nematoda: Metastrongyloidea) from black bears (*Ursus americanus*) // Canad. J. Zool. – 1994. – V. 72, № 2. – P. 300–302.
61. *Anderson R.C.* The sistematics and transmission of new hosts and previously described metastrongyles (Nematoda: Metastrongylidae) from *Mustela vison* // Canad. J. Zool. – 1962. – V. 40, № 5. – P. 893–920.
62. *Pearson J.C.* Studies on the life cycles and morphology of the larval stages of *Alaria arisaemoides* Augustina and Wribe,1927, and Alaria canis La Rue fallis, 1936 (Trematoda: Diplostomatidae) // Canad. J. Zool. – 1956. – V. 34, № 4. – P. 295–387.
63. *Soltys A.* Helminth parasites of Mustelidae of the Lublin Paratinate // Acta parasitol. polon. – 1962. – V. 10, № 1. – P. 73–76.
64. *Stefanski W., Tarozynski S.* Motyliozka misniowa (*Agamodistomum suis* Duncker,1881) larva *Alaria alata* (Goeze,1782) // Warszawa: Medycyna Weterynaryjna. – 1953. – Rok. IX, Nr. 7. – S. 294–297.
65. *Voge M.* New host records for Mesocestoides (Cestoda: Cyclophyllidea) in California // Am. Midland Naturalist. – 1953. – V. 49, № 1. – P. 249–251.
66. *Voge M.* North American cestodes of the genus Mesocestoides // Univ. California Publ. Zool. – 1955. – V. 59. – P. 125–156.

Helminth fauna of forest marten (*Martes martes* L.) in the Kirov area

O.V. Maslennikova

One represented the systemic review of the recovered helminthes based on helminthological autopsies of *Martes martes* in the different regions of the Kirov area. 17 species of helminthes were found. 14 species discovered at the Kirov area for the first time. Nematodes *Thominx böhmi* (Supperer, 1953) and *Toxocara canis* (Werner, 1782), cestoda Mesocestoides sp. were recorded for the first time in marten. One represented the data about prevalence of the recovered helminthes in adjacent regions and its known life cycles.
Keywords: helminthes, fauna, forest marten, the Kirov area.

УДК 619:616.995.1-085

ПАТОМОРФОЛОГИЧЕСКИЙ КОНТРОЛЬ ИЗМЕНЕНИЙ В ОРГАНАХ И ТКАНЯХ ПОЛОВОЙ СИСТЕМЫ ТРЕМАТОДЫ *Dicrocoelium lanceatum* ПОСЛЕ ВОЗДЕЙСТВИЯ АНТИГЕЛЬМИНТИКА ФАСКОЦИДА

О.И. БИБИК
кандидат биологических наук

Кемеровская государственная медицинская академия, 650029, г. Кемерово, ул. Ворошилова, д. 22а,e-mail: kemsma@kemsma.ru

Изучена микроморфология органов и тканей половой системы *Dicrocoelium lanceatum* до и после воздействия фаскоцида. После лечения крупного рогатого скота фаскоцидом в дозе 10 мг/кг обнаружены структурные нарушения в репродуктивных органах *D. lanceatum*. Происходит блокировка сперматогенеза и овогенеза в половых железах и тормозится процесс образования и развития яиц в матке.

Ключевые слова: *Dicrocoelium lanceatum*, антигельминтик, фаскоцид, репродуктивные органы, патоморфология, крупный рогатый скот.

Дикроцелиоз вызывается трематодой *Dicrocoelium lanceatum,* паразитирующей в желчных ходах печени и желчном пузыре овец, коз, крупного рогатого скота, оленей и ряда других животных, а также человека [1, 3].

Дикроцелии – паразиты с особым обменом веществ, обладающие высокой устойчивостью к антигельминтикам, которые эффективны только в больших дозах [2].

Цель настоящей работы – изучить микроморфологические изменения в органах и тканях половой системы трематоды вида *D. lanceatum* после воздействия фаскоцида и показать важность использования патоморфологического контроля для определения трематодоцидной эффективности нового антигельминтика.

Материалы и методы

Объектом исследований служили трематоды вида *D. lanceatum*, взятые из желчных протоков печени крупного рогатого скота при вскрытии животных до и после лечения их фаскоцидом в дозе 10 мг/кг, однократно. Материал фиксировали в 70%-ном спирте, обрабатывали по общепринятой гистологической методике и заливали в парафин. Срезы толщиной 5–7 мкм окрашивали гематоксилином и эозином по Эрлиху и Каращи, Шик-реактивом по Мак Манусу и изучали в световом микроскопе «Микмед-6».

Автор выражает признательность д-ру вет. наук, заведующему лабораторией экспериментальной терапии животных Всероссийского института гельминтологии им. К.Г. Скрябина (ВИГИС), профессору И.А. Архипову за материал, любезно предоставленный для исследований.

Результаты и обсуждение

После воздействия фаскоцида патологическую картину наблюдали на всех микропрепаратах, изготовленных из дикроцелий.

Половые органы дикроцелий бывают секретирующие (яичник, семенники, тельце Мелиса, простата и желточники), продуцирующие половые клетки, и вспомогательно-воспроизводящие (семяприемник, оотип, матка), воспринимающие половые продукты и обеспечивающие развитие оплодотворенных яиц.

Желточные фолликулы в теле паразита занимают обычное положение, но не отделяются четкими контурами от паренхимы и представляют собой рыхлый конгломерат, в котором не определяются желточные клетки с ядром и желточными гранулами (как это наблюдают в норме) (рис. 1). Данный факт свидетельствует о морфофункциональной дегенерации желточников, и соответственно, неспособности участия в процессе формирования яиц гельминта.

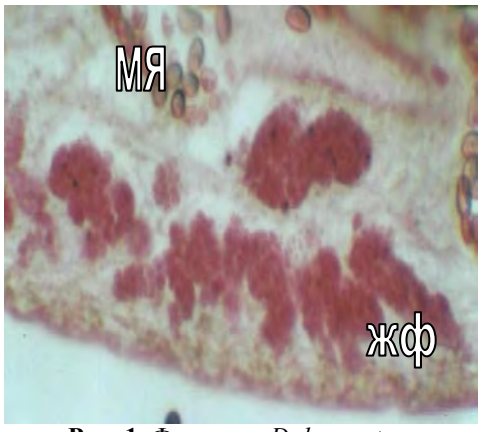


Рис. 1. Фрагмент *D. lanceatum* (микрофото, увел. 15 х 8, окраска гематоксилином и эозином): МЯ – молодые яйца; ЖФ – желточные фолликулы

Рис. 2. Яичник (Я) *D. lanceatum* (микрофото, увел. 15 х 8, окраска гематоксилином и эозином)

Паренхима вокруг желточников пропитана желточным материалом, что происходит за счет лизирования стенок желточных клеток и фолликулов в целом.

Яичник сохраняет округлую форму, но контуры стенок не четкие, размыты, а содержимое представлено однотипными структурами. Яичник округлой формы с размытыми очертаниями и выделить гистологические объекты стадий овогенеза не представляется возможным. Паренхима вокруг органа полностью расплавлена, и только в некоторых участках можно наблюдать расплывчатые контуры соединительнотканных ячеек. Это доказывает, что половые клетки не продуцируются (рис. 2).

Тельце Мелиса располагается рядом и состоит из бесформенной массы, в центре которой сохраняются контуры протока, слабоокрашенные эозином. Клетки т. Мелиса расплавлены и восстановление их невозможно (рис. 3).

Содержимое семенника представлено скоплением клеток неопределенной формы; клоны и стадии развития установить не удается, так как семенник представлен хаотичной массой из ядер. Хорошо видна расплавленная паренхима вокруг семенника. Реакция гликогена в органе и вокруг него резко снижена, что говорит о нарушении гистохимической реактивности как мужской половой железы, так и ткани внутренней среды паразита. Но первично поражение происходит в паренхиме, а затем в семенниках (рис. 4).

Содержимое семенных пузырьков слипшееся, и сжато в плотный комок, отстоящий от стенок. Тинкториальные свойства этих пузырьков изменены, Шик-реакция практически не наблюдается (рис. 5).

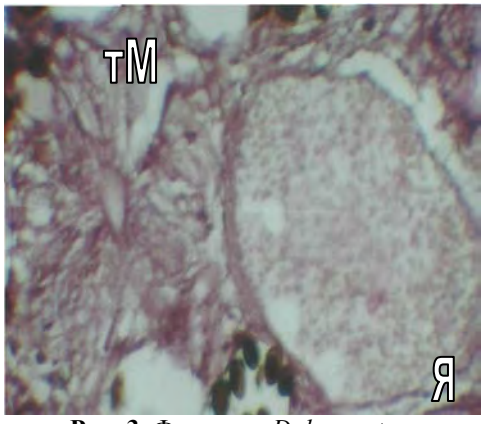


Рис. 3. Фрагмент *D. lanceatum* (микрофото, увел. 15 х 8, окраска Шик-реактивом по Мак Манусу): ТМ – тельце Мелиса; Я – яичник

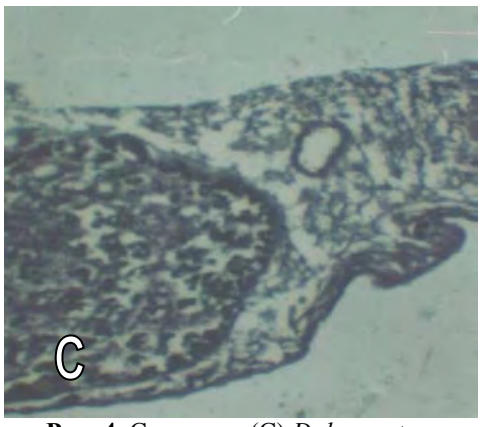


Рис. 4. Семенник (С) *D. lanceatum* (микрофото, увел. 15 х 8, окраска гематоксилином и эозином)

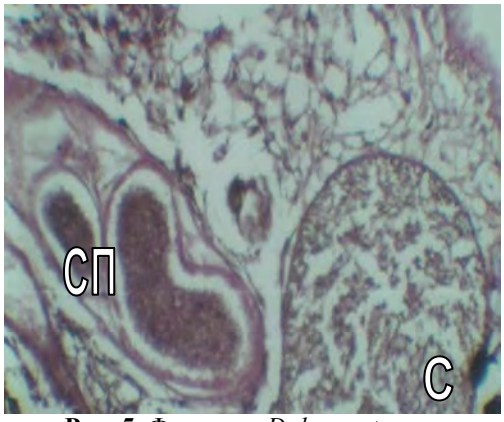


Рис. 5. Фрагмент *D. lanceatum* (микрофото, увел. 15 х 8, окраска Шик-реактивом по Мак Манусу): СП – семенные пузырьки; С – семенник

Матка, представленная в норме петлями с большим количеством яиц, имеет разрушенные границы, особенно в начальных отделах, где начинается формирование яиц. Незрелые яйца встречаются единично, хаотично располагаясь на месте распавшихся петлей матки, а иногда и среди паренхиматозной массы. В тех участках матки, где петли сохраняют свои контуры, стенки матки набухшие, местами расплавленные и число яиц в них уменьшено. Несмотря на то, что яйца имеют желтую окраску, многие из них не имеют содержимого или оно пикнотизировано. Молодые яйца прокрашиваются красителями, что в норме не наблюдают. При окраске гематоксилином и эозином выявляют резко извращенную реакцию этих структур на красители, то есть эозинофилия отсутствует, а гематоксилинофилия приобретает синий цвет, в то время как в норме базофилия имеет фиолетовую окраску. При Шик-реакции положительная фуксинофилия в тканях паразита не проявляется. Это указывает на энергетическую несостоятельность гельминта. Подтверждением этому извращенная окраска яиц при Шик-реакции имеет сине-зеленый цвет. В норме содержимое яиц окрашивается в малиновый цвет, а оболочка остается желтой. В паренхиме и в яйцах паразита в норме выявляют гликоген.

Таким образом, патоморфологический контроль помогает выявить тонкие и глубокие морфофункциональные нарушения органов и тканей половой системы *D. lanceatum* после воздействия фаскоцида. Фаскоцид оказывает разрушающее влияние на репродуктивные органы паразита, обеспечивая стерилизацию окружающей среды от яиц *D. lanceatum*.

Литература

1. *Арутюнова А.Л.* Гистологические и гистохимические сдвиги в теле трематоды *Dicrocoelium lanceatum* и печени овцы, как ее дефинитивного хозяина, под действием гетола и гексахлорпараксилола: Автореф. дис. ... канд. биол. наук. – Ереван, 1971. – 23 с.

2. *Мусаев М.Б.* // Матер. докл. науч. конф. «Теория и практика борьбы с паразитарными болезнями». – М., 2006. – Вып. 7. – С. 256–258.

3. *Твердохлебов П.Т., Аюпов Х.В.* Дикроцелиоз животных. – М.: Агропромиздат, 1988. – 175 с.

Pathomorphological control of changes in organs and tissues of *Dicrocoelium lanceatum* after treatment with fascocid

O.I. Bibik

Influence of fascocid on micromorphological parameters of bodies and tissues of *Dicrocoelium lanceatum* in cattle before and after treatment is investigated. Fascocid in a doze of 10 mg/kg of body weight causes infringements in reproductive system of *D. lanceatum*. There is a blocking spermatogenesis and oogenesis in sexual glands and process of formation and development of eggs in uterus is braked.

Keywords: *Dicrocoelium lanceatum*, anthelmintic, fascocid, reproductive bodies, pathomorphology, cattle.

УДК 619:616.995.122:639.3.091

ИЗУЧЕНИЕ СИТУАЦИИ ПО ПОСТОДИПЛОСТОМОЗУ НА ТЕРРИТОРИИ КУРСКОЙ ОБЛАСТИ

Н.В. БАРАНОВА
аспирант
Н.С. МАЛЫШЕВА
Научный руководитель – доктор биологических наук

Курский государственный университет,
Научно-исследовательская лаборатория «Паразитология»,
305004, г. Курск, ул. Гоголя, 65, e-mail: malisheva64@mail.ru

Изучена зараженность промежуточных хозяев (моллюсков рода *Planorbis*, рыбы семейства *Cyprinidae*) возбудителем постодиплостомоза *Postodiplostomum cuticola*. 4,5 % моллюсков оказались зараженными *P. cuticola.* В наибольшей степени заражен *P. cuticola* карп – 34,5 %.

Ключевые слова: *Planorbis, Cyprinidae, Posthodiplostomum cuticola.*

Постодиплостомоз (чернильнопятнистая болезнь, неаскоз, чернильная болезнь) – болезнь пресноводных рыб, вызываемая метацеркариями дигенетического сосальщика – трематоды *Posthodiplostomum cuticola* [2]. Для данной болезни характерны снижение темпов роста и развития, потеря товарного вида рыбы, деформация тела, искривление позвоночника, нарушение подвижности, гибель личинок и мальков, появление черных пятен и бугорков на коже, в подкожной клетчатке, поверхностном слое мышц, жабрах, слизистой оболочке рта, отложение черного пигмента (гемомеланина) в местах покровных тканей рыб. Возбудитель *P. cuticola* вызывает гибель рыбы, нанося тем самым экономический ущерб рыборазводческим хозяйствам [1].

Чернильнопятнистая болезнь пресноводных рыб встречается почти повсеместно на территории России в естественных водоемах, водохранилищах, прудах, рыбопитомниках и нерестово-выростных прудах. По данным Курской областной ветеринарной лаборатории чернильную болезнь регистрируют и на территории Центрально-Черноземной зоны (Белгородская, Курская область) (рис.1).

Рис. 1. Гибель рыбы в рыбопитомнике «Голубая Нива» (Железногорский район Курской области) от чернильной болезни

Сведения по распространению и формированию очагов постодиплостомоза на территории Курской области отсутствуют. На территории Курской области выявлено наличие всех необходимых предпосылок для прохождения *P. cuticola* всего цикла развития: благоприятные климатические условия, густая сеть пресных водоемов, обитание в них рыб семейства *Cyprinidae*, наличие первых промежуточных хозяев *P. cuticola* – моллюсков рода *Planorbis*, а также очагов данного заболевания на сопредельных территориях (Белгородская область).

Целью данной работы было изучение зараженности *P. cuticola* моллюсков рода *Planorbis* и рыбы семейства *Cyprinidae* в различных районах Курской области.

Материалы и методы

Работу проводили на базе научно-исследовательской лаборатории «Паразитология» Курского государственного университета, начиная с 2008 г.

Распространение возбудителя постодиплостомоза изучали в крупных рыбхозах: зональном рыбопитомнике «Голубая Нива» (Железногорский район), ООО «Ушаковский» (Курский район), ЗАО «Сеймский» (Кореневский район). Исследование моллюсков и рыбы осуществляли компрессорным методом [3].

Сбор моллюсков проводили в теплые сезоны года, в дневное время суток. Обследовали донную поверхность, подводные части растений, погруженные в воду ветви деревьев и их фрагменты, а также другие подводные объекты. Возраст моллюсков определяли по высоте раковин.

Исследовано 309 экз. 5 видов рыб семейства *Cyprinidae*: плотва (*Rutilus rutilus*), лещ (*Abramis brama*), карась (*Carassius carassius*), карп (*Cyprinus carpio*), толстолобик (*Hypophthalmichthys molitrix*). Рыб подразделяли на возрастные группы и исследовали на наличие метацеркариев методом неполного гельминтологического вскрытия и методом компрессии под микроскопом Биомед-4. Проводили измерение линейных размеров и массы тела, определение пола и возраста рыб. Возраст определяли по кольцам на чешуе.

Для обследования рыбу отлавливали в реках, брали в обследуемых рыбных хозяйствах или покупали на местных рынках.

Результаты и обсуждение

Моллюски рода *Planorbis* зарегистрированы во всех обследуемых рыборазводческих хозяйствах. Средний показатель плотности популяций на 1 м^2 составляет 80 экз. Из 792 обследованных моллюсков зараженными партенитами *P. cuticola* оказались 36 экз. (4,5 %).

Наибольший показатель зараженности моллюсков партенитами *P. cuticola* отмечен в рыбопитомнике «Голубая Нива» (Железногорский район) – 6,2 %, наиболее низкий показатель (3,2 %) – в рыбхозе «Сеймский» (Кореневский район) (табл. 1).

1. Экстенсивность заражения *P. cuticola* моллюсков в рыбных хозяйствах Курской области.

№ п/п	Рыбные хозяйства (район исследования)	Исследовано моллюсков, экз.	Из них заражено, экз.	ЭИ, %
1	ЗАО «Зональный рыбопитомник «Голубая Нива» (Железногорский район)	306	19	6,2
2	ООО «Ушаковский» (Курский район)	296	11	3,7
3	ЗАО «Рыбхоз «Сеймский» (Кореневский район)	190	6	3,2

Из 309 экз. исследованных рыб 25,2 % оказались инвазированными метацеркариями *P. cuticola*. Следует отметить, что в наибольшей степени заражеными *P. cuticola* были карп – 34,5 %, менее толстолобик – 23,6 %. У леща, карася, плотвы метацеркарии *P. cuticola* не обнаружены (табл. 2).

2. Инвазированность рыбы семейства *Cyprinidae* метацеркариями *P. cuticola* в водоемах Курской области

№ п/п	Вид рыб	Исследовано моллюсков, экз.	Из них заражено, экз.	ЭИ, %
1	Карп (*Cyprinus carpio*)	55	19	34,5
2	Толстолобик (*Hypophthalmichthys molitrix*)	250	59	23,6
3	Лещ (*Abramis brama*)	2	–	–
4	Карась (*Carassius carassius*)	1	–	–
5	Плотва (*Rutilus rutilus*)	1	–	–

Максимальные показатели зараженности рыбы *P. cuticola* зарегистрированы в Железногорском районе (31,9 %), затем в Курском районе (22,5 %) (табл. 3).

3. Экстенсивность заражения *P. cuticola* рыбы семейства *Cyprinidae* в рыбных хозяйствах Курской области.

№ п/п	Рыбные хозяйства (район исследования)	Исследовано моллюсков, экз.	Из них заражено, экз.	ЭИ, %
1	Зональный рыбопитомник «Голубая Нива» (Железногорский район)	160	51	31,9
2	ООО «Ушаковский» (Курский район)	120	27	22,5
3	ЗАО «Рыбхоз «Сеймский» (Кореневский район)	29	-	-

Таким образом, результаты наших исследований указывают на наличие функционирующих очагов постодиплостомоза на территории Курской области и существование риска распространения заболевания на сопредельные территории.

Литература

1. *Бауэр О.Н., Мусселиус В.А., Стрелков Ю.А.* Болезни прудовых рыб. – М.: Легкая промышленность, 1981. – 320 с.

2. *Ляйман Э.М.* Курс болезней рыб. – М.: Высшая школа, 1966. – 305 с.

3. МУК 3.2.988-00 «Методы санитарно-паразитологической экспертизы рыбы, моллюсков, ракообразных, земноводных, пресмыкающихся и продуктов их переработки».

Studying of the situation on posthodiplostomosis in Kursk region

N.V. Baranova

Contamination of intermediate hosts (molluscs of *Planorbis sp*., fish of *Cyprinidae sp*.) by *Postodiplostomum cuticola* is investigated. 4,5 % of molluscs are infected with *P. cuticola. Cyprinus carpio* are the most infected with *P. cuticola* (34,5 %).

Keywords: contamination, *Planorbis, Cyprinidae, Posthodiplostomum cuticola,* Kursk region.

УДК 619:616.995.132.2

ОСОБЕННОСТИ ЭПИЗООТОЛОГИИ СТРОНГИЛЯТОЗОВ ПИЩЕВАРИТЕЛЬНОГО ТРАКТА ОВЕЦ В ЧЕЧЕНСКОЙ РЕСПУБЛИКЕ

З.Т. БАЙСАРОВА, И.В. ИРИСХАНОВ
соискатели
Д.М. ДАВУДОВ
доктор биологических наук
Р.Х. ГАЙРАБЕКОВ
кандидат биологических наук
Чеченский Государственный Университет,
364097, г. Грозный, ул. Шерипова, 32, e-mail: Chgu@mail.ru

Изучены особенности эпизоотологии гемонхоза и других стронгилятозов овец в условиях Чеченской Республики. Максимальная зараженность установлена в осенний период. Инвазированность составила молодняка до года 26,6 %, овец 1–2-х лет 12,5 % и овец старше 2-х лет 64,4 %.

Ключевые слова: овцы, гельминты, контаминация, пастбища, *Haemonchus contortus*, Чеченская Республика.

Основной причиной задержки роста и развития молодняка овец являются стронгилятозы пищеварительного тракта. При этом отмечают снижение продуктивности животных, повышение восприимчивости их к инфекционным болезням. В распространении нематодозов овец существенную роль играют климато-географические условия и система ведения овцеводства [1–3]. Эпизоотология кишечных стронгилятозов изучена в основном при моноинвазиях, но у животных чаще регистрируют смешанные инвазии [3]. Вопросы эпизоотологии нематодозов при совместном их течении требуют дальнейшего изучения.

Цель работы – изучение некоторых особенностей эпизоотологии стронгилятозов пищеварительного тракта овец в условиях Чеченской Республики.

Материалы и методы

Материалом для исследований служили овцы разного возраста, а также пробы почвы, воды и травостоя.

Исследования проб фекалий и вскрытие комплектов пищеварительного тракта проводили на убойных пунктах хозяйств в разных зонах региона. Пробы фекалий брали от овец различного возраста: молодняк до 1 года, овцы 1–2 лет и старше 2-х лет в разные сезоны года. За период работы исследовали 5000 проб фекалий и вскрыли 45 комплектов пищеварительного тракта, обращая при этом внимание на инвазированность сычуга. Овоскопические исследования проб фекалий проводили с учетом возраста овец. Пробы фекалий брали непосредственно из прямой кишки овец и редко из мест стоянок их на ночлег и доставляли в лабораторию для исследования. Вскрытие пищеварительного тракта и исследование проб фекалий проводили по общепринятой в гельминтологии методике.

Для экспериментальных исследований выбирали на пастбищах различные площадки размером 0,5 х 0,5 м^2 и 1 х 1 м^2 на открытых и закрытых от воздействия солнечных лучей делянках с хорошим травостоем и без него. На

отмеченные участки наносили по 4500–20000 яиц *Haemonchus contortus* в водной среде. Исследования проводили, начиная со второго дня от начала опыта до тех пор, пока из яиц не вылуплялись личинки. Сроки выживаемости яиц и личинок *H. contortus* изучали в период отсутствия овец на этих пастбищах, а зимних – на карантинных участках. Видовой состав стронгилят устанавливали по определителю. Пробы воды брали из стоячих текучих водоемов и даже из углублений от копыт животных и исследовали на наличие яиц нематод.

Результаты и обсуждение

Результаты исследований проб фекалий овец сведены в таблицу, из которой видно, что инвазированность овец гемонхами свидетельствует о широком распространении их в обследованных нами хозяйствах и зонах расположения мелкого рогатого скота. При этом интенсивность инвазии у молодняка в низменной зоне со стационарным содержанием овец, в среднем, составляет 35–67 %. У ягнят текущего года рождения средняя экстенсивность инвазии в горной зоне составляет 28 %, тогда как в равнинной зоне – 30,8 % («перегонные» овцы). Зараженность молодняка старше 1 года и до 2-х лет составляет 12,2 %, в горной зоне – 20,1, в предгорной – 15, в равнинной – 10 %. У овец старше двухлетнего возраста экстенсивность инвазии колеблется в пределах 14,7 % (предгорная зона) и 17,9 % (горная зона). Значительное заражение овец старше двух лет в предгорной зоне объясняется тем, что вскрытие этих животных приходится в основном на осенне-зимний сезон, т. е. в то время, когда происходит значительная зараженность стронгилятами и отмечается гибель овец [1–4].

Результаты вскрытия пищеварительного тракта овец показали, что экстенсивность *H. contortus* у молодняка до одного года по республике составляет 26,6 %, у овец 1–2-х лет – 12,5, а у овец старше 2-х лет – 64,4 %.

Максимальная зараженность овец *H. contortus* отмечена в Надтеречном (ЭИ 72,0 %) и Шелковском (60,4 %) районах (табл. 1).

1. Распространение гемонхоза у молодняка овец в Чеченской Республике по данным исследований фекалий

Район	Месяц, год	Исследовано овец	Из них инвазировано, гол.	ЭИ, %
Шелковской	Сентябрь 2007 г.	48	29	60,4
Наурский	Февраль 2008 г.	50	13	12,0
Шатойский	Октябрь 2007 г.	50	19	32,0
Надтеречный	Февраль 2008 г.	50	34	72,0
Шалинский	Январь 2009 г.	50	25	50,0
Гудермесский	Декабрь 2009 г.	50	5	10,0

Средний процент зараженности в равнинной зоне составляет 30 %, горной – 22, предгорной – 25,8 %. Исследования показали, что подъем инвазии в хозяйствах равнинного пояса наблюдали у овец всех возрастных групп в летне–осенний период, в начале весны и в конце зимы.

Таким образом, особенности в характере почвы и температур поверхности, влажности и наличии или отсутствии водоемов на пастбищах в пределах одной и той же зоны обусловливают неодинаковую зараженность животных кишечными стронгилятами. Гемонхоз у овец, выпасающихся на бурунных участках пастбищ, встречается редко.

Сезонную и возрастную динамику инвазированности овец изучали в течение двух лет (2007–2008 гг.) в одном и том же хозяйстве (табл. 2). При этом установлено, что гемонхоз овец в условиях Чечни имеет двухвершинный подъем. Кроме того, определенную роль во втором подъеме гемонхоза играет осеннее заражение. Весенне–летний подъем инвазии совпадает с

появлением у овец клинических признаков и гибели животных от этой инвазии. Падеж овец в этот период происходит за счет необработанных и слабых животных. Наименьшую интенсивность инвазии наблюдают в апреле и октябре у овец старше двухлетнего возраста, тогда как у овец до 1 и старше 1 года инвазированность повышается в осеннее–зимний период с подъемом в конце зимы и начале весны.

2. Сезонная динамика инвазированности овец *H. contortus* в Чеченской Республике

Месяц	Исследовано голов	Инвазировано голов	ЭИ, %
2007 г.			
Сентябрь	48	29	60,4
Октябрь	78	14	36,8
Ноябрь	48	28	50,8
Декабрь	50	22	44,0
2008 г.			
Январь	52	36	42,3
Февраль	50	13	12,0
Март	48	25	50,0
Апрель	48	36	
Май	50	9	18,0
Июнь	50	37	67,0
Июль	50	49	88,0
Август	50	21	42,0

Заражение ягнят мартовского окота происходит в конце мая и июне и достигает 20,0 %. Наименьшую экстенсивность у овец старше двухлетнего возраста наблюдают в летний период – 10,0 %. В сентябре–октябре инвазия повышается до 48,0 %, хотя ниже, чем у молодняка – 54,0–68,0 %. Интенсивность инвазии у взрослого поголовья также менее выражена, чем у молодняка. Интенсивность и экстенсивность гемонхозной инвазии повышается у молодняка старше одного года и у овец старше двухлетнего возраста отмечается в первом и во втором кварталах из-за активизации гипобиотических личинок гемонхов. В связи с круглогодовым содержанием овец на пастбище, животные вынуждены использовать подножный корм в течение всего года. Следует отметить, что к моменту возвращения овец с горных пастбищ на низменные трава на них за летний период выгорает и животные питаются сухой травой, бедной белками и витаминами. Отход молодняка овец по причине гемонхоза начинается в весенне–летний и осенний периоды. Среди взрослого поголовья падеж начинается в феврале. Как правило, зараженность молодняка овец *H. contortus* зависит от инвазированности взрослого поголовья. Заражение ягнят происходит в возрасте 3–4 мес с конца марта, а в отдельные годы – с середины мая до начала перегона. На горных пастбищах и трассах перегона происходит реинвазия и заражение других овец. В фекалиях ягнят январского окота яйца *H. contortus* впервые были отмечены в мае (12,0 %), а мартовского окота – в середине июня (16,0 %). В последующие месяцы инвазия у молодняка к осени нарастает и в конце июля достигает 68,0 %. В дальнейшем инвазированность повышается и в феврале достигает 94,3 %. В этот период одновременно нарастает и число яиц нематод в фекалиях.

Кроме *H. contortus* у овец обнаружены *Ostertagia ostertagi, Chabertia ovina, Oesophagostomum columbianum, Trichocephalus ovis* в предгорной и равнинной зонах Чеченской Республики, где практикуются перегоны животных на сезонные пастбища. К примеру, осенью 2007 г. при гельминтологическом вскрытии пищеварительного тракта 25 гол. молодняка овец до года обнаружено 6986 экз. кишечных стронгилят. На долю *H. contortus* приходится

50 % из числа обнаруженных, т. е. более 3600 экз., тогда как *O. ostertagi* вообще не были обнаружены.

Анализ результатов проведенных исследований и литературных материалов [1–3] позволяют констатировать наличие 7 видов кишечных нематод у овец в Чеченской Республике. Полученные результаты свидетельствуют о разнообразии видового состава кишечных нематод в Чеченской Республике и целесообразности дальнейшего их глубокого изучения. У овец в хозяйственных структурах Чечни паразитируют стронгилята пищеварительного тракта, относящиеся к пяти родам (Haemonchus, Ostertagia, Nematodirus, Trichocephalus,Chabertia) и 7 видам, из которых 4 являются новыми для Чечни, которые могут вызвать самостоятельные заболевания.

Литература

1. *Акбаев М.Ш.* Особенности эпизоотологии эзофагостомоза овец в условиях Карачаево-Черкесской АО // Тр. Моск. Вет. Акад. – М., 1986. – С. 171–174.

2. *Атаев А.М., Магомедов Р.А.* // Матер. докл. науч. конф. Всерос. о-ва гельминтол. «Теория и практика борьбы с паразитарными болезнями». – М., 2002. – С. 32–33.

3. *Петров Ю.Ф., Абдуллаев Х.С., Садов К.М.* Плотность популяций личинок нематод на пастбищах Поволжья // Матер. науч. конф. Всерос. о-ва гельминтол. «Теория и практика борьбы с паразитарными болезнями». – М., 2006. – Вып. 7. – С. 196–197.

Features of epizootology of gastrointestinal strongylatosis of sheep in the Chechen Republic

Z.T. Bajsarova, I.V. Irishanov, D.M. Davudov, R.H. Gajrabekov

Features of epizootology of haemonchosis and others strongylatosis of sheep in the Chechen Republic are studied. The maximum contamination is established during the autumn period. The young growth of sheep about one year are infected at 26,6 %, sheep at the age of 1–2 years – at 12,5 % and sheep is more senior 2 years – at 64,4 %.

Keywords: sheep, helminthes, contamination, pasture, *Haemonchus contortus*, the Chechen Republic.

УДК 619:616.995.132

РАСПРОСТРАНЕНИЕ НЕМАТОДИРОЗА КРУПНОГО РОГАТОГО СКОТА В ПРЕДГОРНОЙ ЗОНЕ ЧЕЧЕНСКОЙ РЕСПУБЛИКИ

Д.И. ДЕМИЛОВА
соискатель
Чеченская республиканская ветеринарная лаборатория,
e-mail: vainek.gadaev@yandex.ru

Установлено широкое распространение нематодироза у крупного рогатого скота в предгорной зоне Чеченской Республики. Экстенсивность нематодирозной инвазии составила 41,5 %.

Ключевые слова: нематодироз, крупный рогатый скот, распространение, Чеченская Республика.

Нематодозы крупного рогатого скота широко распространены в разных природно-климатических зонах России [1, 3]. Гельминтозы животных существенно снижают продуктивность и качество полученной продукции: молока, мяса, шерсти и нередко являются причиной яловости маточного поголовья. Молодняк, пораженный гельминтами, плохо растет и развивается. Ежегодно от гельминтозов погибает большое количество сельскохозяйственных животных [1, 2]. Для успешной и своевременной борьбы с гельминтозами необходимы знания эпизоотологии, в том числе сроков заражения животных в конкретном регионе.

Наиболее распространенными гельминтозами крупного рогатого скота в республике являются нематодироз, трихоцефалез, хабертиоз, фасциолез, дикроцелиоз, телязиоз, мониезиоз, ценуроз и эхинококкоз, которыми поражаются также и другие виды сельскохозяйственных и охотничье-промысловых животных.

Животноводство в республике является основным, а в горных районах единственным занятием сельского населения, поэтому изучение распространения гельминтозов представляет важный интерес.

Распространению нематодироза в Чеченской Республике способствуют неполный охват сельскохозяйственных животных лечебно-профилактическими мероприятиями и благоприятные климатические и экологические условия.

Вред, наносимый гельминтозами животноводству республики, нередко недооценивается, поэтому часто многие гельминтозы даже не диагностируются и против них не проводятся целенаправленные профилактические и лечебные мероприятия.

В связи с этим целью нашей работы было изучение эпизоотической ситуации по нематодирозу крупного рогатого скота в предгорной зоне Чеченской Республики.

Материалы и методы

В 2007–2009 гг. копроовоскопически исследованы пробы от 1240 голов крупного рогатого скота, из них 1125 (90,7 %) содержались на пастбище и 115 (9,3 %) находились на стойловом содержании. Пробы фекалий исследовали методом флотации. Животных с апреля по ноябрь выпасали на пастбище, контаминированном инвазионными личинками стронгилят, в том числе нематодирусов.

Результаты и обсуждение

Полученные результаты по зараженности крупного рогатого скота нематодирами приведены в таблице 1 и свидетельствуют о широком распространении нематодироза в республике.

1. Распространение нематодироза крупного рогатого скота в предгорной зоне Чеченской Республики (по данным копроскопии)

Район	Исследовано животных	Из них инвазировано, гол.	ЭИ, %	В том числе	
				на пастбище	в стойле
Шалинский	247	93	37,7	40,2	2,8
Грозненский сельский	252	86	34,1	35,2	5,0
Гудермеский	250	126	50,4	56,7	13,1
Урус-Мартановский	185	74	40,0	43,3	8,0
Ачхой-Мартановский	182	77	42,3	44,7	11,2
Ножай-Юртовский	124	55	44,4	51,0	10,7
Всего:	1240	511			
В среднем:			41,5	45,2	8,4

При исследовании 1240 голов крупного рогатого скота зараженными нематодирами оказались 41,5 %. Максимальная зараженность крупного рогатого скота нематодирами отмечена в Гудермеском районе, где 50,4 % животных были инвазированы. Высокая экстенсивность нематодирозной инвазии была также установлена в Ножай-Юртовском (44,4 %), Ачхой-Мартановском (42,3 %) и Урус-Мартановском (40,0 %) районах. Следует отметить высокую инвазированность нематодирами крупного рогатого скота во всех обследуемых районах предгорной зоны Чеченской Республики.

При пастбищном содержании 45,2 % поголовья было инвазировано нематодирами. У животных при стойловом содержании процент зараженности нематодирами составил 8,4 %, что обусловлено, по-видимому, их частичным выпасом на пастбище.

Таким образом, нами установлено широкое распространение нематодироза у крупного рогатого скота в предгорной зоне Чеченской Республики. Экстенсивность нематодирозной инвазии составила 41,5 %.

Литература

1. *Архипов И.А.* Эффективность накожного применения ивомека против нематод и эктопаразитов крупного рогатого скота // Тр. Всерос. ин-та гельминтол. – 1992. – Т. 31. – С. 10–15.

2. *Бровченко В.А.* Доверяя – проверяй // Ветеринария. – 1969. – № 3. – С. 19–21.

3. *Радионов А.В.* Сроки заражения телят диктиокаулюсами и нематодирами в Центральной зоне России // Рос. паразитол. журн. – 2008. – № 2. – С. 48–51.

Distribution of nematodirosis of cattle in premountain zone of the Chechen Republic

D.I. Demilova

Nematodirosis of cattle is wide distributed in premountain zone of the Chechen Republic. Cattle are infected by nematodirosis at 41,5 %.

Keywords: nematodirosis, cattle, distribution, the Chechen Republic.

УДК 619:616.995.132

РАСПРОСТРАНЕНИЕ НЕМАТОДОЗОВ КРУПНОГО РОГАТОГО СКОТА ПРИ РАЗНОЙ ТЕХНОЛОГИИ СОДЕРЖАНИЯ В РОССИИ

А.В. РАДИОНОВ
кандидат ветеринарных наук
И.А. АРХИПОВ
доктор ветеринарных наук
Всероссийский научно-исследовательский институт гельминтологии им. К.И. Скрябина,
117218, г. Москва, ул. Б. Черемушкинская, 28, e-mail: vigis@ncport.ru

Изучено распространение нематодозов крупного рогатого скота при разной технологии содержания в условиях Нечерноземной зоны России. Установлена значительная разница в инвазированности животных нематодами при разных системах содержания. Максимальная зараженность крупного рогатого скота биогельминтами, в том числе нематодами, установлена при стойлово-пастбищном содержании. Круглогодичное стойловое содержание крупного рогатого скота профилактирует заражение биогельминтами.

Ключевые слова: крупный рогатый скот, нематоды, технология содержания, зараженность, Россия.

Одним из резервов повышения продуктивности крупного рогатого скота является предотвращение экономического ущерба, причиняемого гельминтозами и, особенно, нематодозами, вследствие падежа и снижения темпов роста, развития молодняка, а также количества и качества продукции.

Нематодозы крупного рогатого скота широко распространены в разных природно-климатических зонах России [1–8]. Наиболее полно описаны распространение, биология нематод и вопросы эпизоотологии нематодозов крупного рогатого скота в отдельных регионах [1–6]. Крайне мало работ опубликовано по влиянию технологии содержания крупного рогатого скота на инвазированность гельминтами, в том числе нематодами. По нашим данным [6], в последние годы гельминтозы в Центральной зоне России получили широкое распространение, что, по-видимому, обусловлено скудным финансовым положением хозяйств и благоприятными климатическими условиями для развития нематод.

Особый интерес представляет изучение распространения нематодозов крупного рогатого скота при разных системах содержания. В настоящее время в РФ существуют разнообразные технологии содержания, которые заимствуются из других стран и непредсказуемо комбинируются с уже существующими системами содержания скота. Многообразие систем содержания скота обусловлено разносторонним влиянием и комбинированием отечественных и иностранных технологий. Большое распространение получила стойловая круглогодичная система с беспривязной технологией содержания и доения в доильных залах, значительно снижающая трудозатраты. Очень часто животные в комплексах с доильным залом, а тем более на роботофермах, практически не выходят из помещений. На таких фермах навозоудаление происходит с помощью скреперов, свипперов или механизировано тракторами. В северных

районах и регионах Сибири встречается также стойлово-пастбищная система содержания крупного рогатого скота на глубокой подстилке.

Цель нашей работы – изучить распространение нематодозов крупного рогатого скота при разной технологии содержания.

Материалы и методы

Распространение нематодозов крупного рогатого скота при разных технологиях содержания изучали в 2007–2019 гг. в различных хозяйствах. Зараженность крупного рогатого скота нематодами изучали в ЗАО «Агрофирма Борец» Дмитровского района Московской области на 242 головах при стойлово-пастбищной технологии с привязным содержанием, ЗАО «Зеленоградский» Пушкинского района Московской области на 177 головах при такой же технологии с беспривязным типом содержания, Московской селекционной станции на 123 головах при этой же технологии, ЗАО «Агроардатово» Республики Мордовия на 144 головах при привязно-беспривязном содержании стойлово-пастбищной технологии, «ИП Пикаев» Республики Мордовия на 133 головах при стойловой круглогодичной технологии и привязном содержании, ЗАО «Им. Рахимова» Апастовского района Республики Татарстан на 156 головах при беспривязном типе содержания (роботоферма) стойловой технологии, ЗАО «Агрохлебороб» Абоянского района Курской области на 170 головах при привязном стойловом круглогодичном содержании с выгоном в загоны, ЗАО «Красный Восток-Агро» Республики Татарстан на 164 головах при беспривязном стойловом с выгоном в загоны содержании и ЗАО «Приозерное» Тюменской области на 127 головах при беспривязной стойлово-пастбищной технологии на глубокой подстилке.

Зараженность животных определяли на основании ово- и ларвоскопических исследований проб фекалий методом флотации с использованием счетной камеры ВИГИС для учета числа яиц гельминтов в 1 г фекалий.

Идентификацию стронгилят пищеварительного тракта до рода проводили после культивирования личинок на основании морфологической структуры инвазионных личинок [5]. Полученные результаты обработаны статистически с использованием компьютерной программы Microsoft Excel и Primes for Biostatistics V.03.

Результаты и обсуждение

Как показали результаты исследований 686 голов крупного рогатого скота при стойлово-пастбищной технологии, 289 голов при стойловом круглогодичном содержании, 334 голов при стойловом круглогодичном содержании с выгоном в загоны и 127 голов при стойлово-пастбищной технологии содержания на глубокой подстилке в максимальной степени был инвазирован нематодами крупный рогатый скот из хозяйств при стойлово-пастбищной технологии содержания. Экстенсивность инвазии (ЭИ) животных нематодами составила при стойлово-пастбищном содержании 28,53 %, стойловом круглогодичном содержании 5,46, стойловом круглогодичном содержании с выгоном в загоны 10,19 и стойлово-пастбищной технологии на глубокой подстилке 40,94 % (табл. 1). Не установлено существенной разницы в инвазированности животных при вышеуказанных технологиях с привязным и беспривязным содержанием.

Круглогодичное стойловое содержание крупного рогатого скота профилактирует их от заражения легочными и желудочно-кишечными стронгилятами. При этой технологии содержания животные были инвазированы на 8,3 % *Strongyloides sp*., 2,07 % *Bunostomum sp.* и на 3,11 % *Trichocephalus spp.* (табл. 2).

В слабой степени был инвазирован нематодами крупный рогатый скот при стойловой технологии с использованием загонов. При этом животные были заражены *Strongyloides sp*. (9,28 %), *Trichocephalus spp.* (4,19 %), *Bunostomum sp.* (3,29 %), *Ostertagia spp.* (2,09 %), *Nematodirus spp.* (1,19 %), *Neoascaris vitulorum* (1,19 %), *Haemonchus sp.* (0,89 %).

1. Инвазированность крупного рогатого скота нематодами при разной технологии содержания

Технология содержания	Тип содержания	Регион	Название хозяйства	Исследовано, гол.	Из них инвазировано, гол.	ЭИ, %
Стойлово-пастбищная	Привязный	Московская обл., Дмитровский р-н	ЗАО «Агрофирма Борец»	242	85	35,12
	Беспривязный	Московская обл., Пушкинский р-н	ЗАО «Зеленоградское»	177	69	38,98
	Беспривязный	Московская обл., Серебрянопрудский р-н	Московская селекционная станция	123	22	17,88
	Привязно-беспривязный (лето–зима)	Мордовия, Ардатовский р-н	ЗАО «Агроардатово»	144	33	22,91
Стойловая круглогодичная	Привязный	Мордовия, Инсарский р-н	«ИП Пикаев»	133	6	4,51
	Беспривязный (роботоферма)	Татарстан, Апастовский р-н	ЗАО «Им. Рахимова»	156	10	6,41
Стойловая круглогодичная с выгоном в загоны	Привязный	Курская обл., Абоянский р-н	ЗАО «Агрохлебороб»	170	16	9,41
	Беспривязный	Татарстан	ЗАО «Красный Восток-Агро»	164	18	10,97
Стойлово-пастбищная на глубокой подстилке	Беспривязный	Тюменская обл.	ЗАО «Приозерное»	127	52	40,94

2. Распространение нематодозов крупного рогатого скота в хозяйствах с разной технологией содержания

Род или вид нематод	Инвазировано при технологии содержания							
	стойлово-пастбищная (686 гол.)		стойловая (289 гол.)		стойловая с загонами (334 гол.)		стойлово-пастбищная на глубокой подстилке (127 гол.)	
	голов	%	голов	%	голов	%	голов	%
Strongyloides sp.	27	3,93	24	8,30	31	9,28	16	12,60
Nematodirus spp.	62	9,03	0	0	4	1,19	13	10,24
Chabertia sp.	21	3,06	0	0	0	0	5	3,94
Bunostomum sp.	26	3,79	6	2,07	11	3,29	7	5,51
Trichostrongylus sp.	13	1,89	0	0	0	0	3	2,36
Ostertagia spp.	21	3,06	0	0	7	2,09	4	3,15
Haemonchus sp.	34	4,95	0	0	3	0,89	8	6,30
Cooperia spp.	7	1,02	0	0	0	0	3	2,36
Dictyocaulus viviparous	28	4,08	0	0	0	0	8	6,30
Muellerius capillaris	8	1,17	0	0	0	0	3	2,36
Neoascaris vitulorum	0	0	0	0	4	1,19	4	3,15
Trichocephalus spp.	35	5,10	0	0	14	4,19	9	7,08

При стойлово-пастбищном содержании крупного рогатого скота ЭИ составила *Nematodirus spp.* 9,03 %, *Trichocephalus spp.* 5,10 %, *Haemonchus sp.* 4,95 %, *Dictyocaulus viviparus* 4,08 %, *Strongyloides sp.* 3,93 %, *Bunostomum sp.* 3,79 %, *Chabertia sp.* 3,06 %, *Ostertagia spp.* 3,06 %. Зараженность животных *Trichostrongylus sp., Cooperia sp., Muellerius capillaris* была равной около 1 %.

При использовании глубокой подстилки в условиях стойлово-пастбищного содержания в Тюменской области зараженность крупного рогатого скота нематодами была максимальной и составила *Strongyloides sp.* 12,6 %, *Nematodirus spp.* 10,24 %, *Trichocephalus spp.* 7,08 %, *Haemonchus sp.* 6,3 %, *D. viviparus* 6,3 %, *Bunostomum sp.* 5,51 %, *Chabertia sp.* 3,94 %, *Ostertagia sp.* 3,15 % и *N. vitulorum* 3,15 %.

Таким образом, установлена значительная разница в инвазированности крупного рогатого скота при разной технологии содержания. Максимальная зараженность животных нематодами отмечена при стойлово-пастбищной технологии. Стойловое содержание в значительной степени предотвращает заражение крупного рогатого скота биогельминтами, в том числе нематодами, развитие которых происходит на пастбище.

Литература

1. *Асадов С.М.* Гельминтофауна жвачных животных СССР и ее эколого-географический анализ. – Баку, 1960. – 511 с.

2. *Дурдусов С.Д., Лазарев Г.М.* Паразитарные болезни жвачных животных аридной зоны юга России. – Элиста, 1999. – 273 с.

3. *Егоров Ю.Г.* Гельминтозы жвачных. – Минск, 1965. – 140 с.

4. *Ивашкин В.М., Мухамадиев С.А.* Определитель гельминтов крупного рогатого скота. – М.: Наука, 1981. – 259 с.

5. *Поляков П.А.* Прижизненная дифференциальная диагностика стронгилятозов пищеварительного тракта жвачных по инвазионным личинкам: Автореф. дис. ... канд. веет. наук. – 1953. – 23 с.

6. *Радионов А.В., Григорьев Ю.Е., Кошеваров Н.И., Архипов И.А.* Распространение гельминтозов крупного рогатого скота в хозяйствах разного типа в Нечерноземной зоне России // Матер. докл. науч. конф. Всерос. о-ва гельминтол. «Теория и практика борьбы с паразитарными болезнями». – М., 2010. – Вып. 11. – С. 308–309.

7. *Скрябин К.И., Шихобалова Н.П., Шульц Р.С.* Стронгиляты. Сер. Определитель паразитических нематод. – М.: Изд-во АН СССР, 1952. – Т. 3. – 890 с.

8. *Шумакович Е.Е.* Гельминтозы жвачных животных. – М.: Колос, 1968. – 389 с.

Distribution of cattle nematodosis at different technology of the maintenance in Russia

A.V. Radionov, I.A. Arkhipov

Distribution of cattle nematodosis at different technology of the maintenance in the conditions of the Nonchernozem zone of Russia is studied. The considerable difference in animals infection by the nematodes at different systems of the maintenance is established. The maximum contamination of cattle by biohelminthes, including nematodes, is established at stall-camp system of the maintenance. The all-the-year-round stall maintenance of cattle prevented infection by biohelminthes.

Keywords: cattle, nematodes, technology of the maintenance, contamination, Russia.

УДК 619:616.995.121.56

РОЛЬ ДИКИХ ЖИВОТНЫХ (ПЛОТОЯДНЫХ, ПАРНОКОПЫТНЫХ И ГРЫЗУНОВ) В ЭПИЗООТОЛОГИИ ЭХИНОКОККОЗА В РЕСПУБЛИКЕ ТАДЖИКИСТАН

Ш.Ш. РАЗИКОВ
кандидат ветеринарных наук
И.Ш. ШОДМОНОВ
М.Х. АДЫЛОВА
Таджикский аграрный университет им. Ширишох Шотемура,
734017, Республика Таджикистан, г. Душанбе, пр. Рӯдакӣ, 146,
e-mail: razikovtad@mail.ru

Дикие животные в Республике Таджикистан играют роль в поддержании эпизоотического процесса при эхинококкозе. В республике существует поддерживаемый природный очаг двух основных направлений пищевой цепи: волк – кабан (архар) – волк, шакал (лиса) – барсук – шакал (лиса).

Ключевые слова: дикие животные, эхинококкоз, Республика Таджикистан.

Эхинококкоз – гельминтозооноз, возбудителем которого является *Echinococcus granulosus* (Batsch, 1786) из семейства *Taeniidae* класса *Cestoda*. Болезнь представляет серьезную опасность для человека и наносит значительный экономический ущерб животноводству.

В половозрелой стадии гельминт паразитирует в тонком отделе кишечника собак, волков, лисиц, шакалов, а ларвоциста – в органах и тканях сельскохозяйственных животных и человека.

Основным источником заражения промежуточного хозяина являются собаки, а дефинитивного (собак и других плотоядных) – ткани животных, пораженных фертильными цистами *E. granulosus*.

Значительную роль в распространении эхинококкоза играют и дикие плотоядные (волки, шакалы, лисицы). Ареал обитания волка – Европа, Азия и Северная Америка. В Российской Федерации он встречается почти повсеместно. Имеются сообщения о высокой зараженности волков E. granulosus [1–11]. Особенно часто эхинококкоз регистрировали у волков в природных и смешанных очагах Сибири, Дальнего Востока и Заполярье, где они представляют главное звено в циркуляции эхинококка: волк – лось, волк – северный олень. Высокая зараженность волков *E. granulosus* установлена в Якутии. Из 24 отстрелянных волков стробилы эхинококков обнаружили у 41,6 % [7]. В Булунском районе Якутии выявили наличие эхинококков у 5 из 17 волков (71,4 %), в другом случае – из 21 отстрелянного волка на территории Якутии эхинококки найдены у 7 (33,3 %) [2].

Из 18 волков, убитых в Таджикистане, *E. granulosus* выявили у 20 % [9]. На Дальнем Востоке основным источником заболевания человека эхинококкозом служили волк и собака [5].

Шакал распространен в Северной и Восточной Африке, Азии, на Цейлоне, юге Европы. В Кении активно функционирует природный очаг эхинококкоза среди шакалов, гиен, диких собак и других представителей сем. собачьих. В округе Гуркана (Кения) эхинококкоз обнаружен у 17 из 60 шакалов (28,3 %). В Таджикистане эхинококкоз зарегистрирован у 12,6 % шакалов [9].

На территории Российской Федерации этот вид хищников встречается на Кавказе.

Имеется сообщение о участии лисицы в распространении *E. granulosus.* На территории бывшего СССР в естественных условиях у лисиц эхинококки впервые обнаружены в Грузии [3].

Эхинококки обнаруживали у лисиц в Узбекистане [7]. При вскрытии в 1961–1962 гг. 189 отстрелянных в Узбекистане лисиц у 18 особей (9,5 %) обнаружили эхинококки.

Имеется сообщение об инвазированности лисицы *E. granulosus* в Таджикистане [9].

В Воронежской области существует три типа очага цистного эхинококкоза и гидатидоза: синантропные, природные и смешанные [10]. В синантропных очагах циркуляцию возбудителя инвазии обеспечивает высокая плотность популяции собак, зараженность которых *E. granulosus* достигает 277–50,0 . Цистный гидатидоз установлен у 30 % крупного рогатого скота, 36 % овец и 31 % свиней. Ежегодно случаи цистного гидатидоза отмечают и у людей. В природных очагах циркуляцию *E. granulosus* обеспечивает высокая численность диких хищных и копытных животных. На территории, смежной заповедным, формируются природно-синантропные очаги: связующим звеном между синантропными и природными очагами являются бродячие и одичавшие собаки.

Таким образом, синантропные очаги, как правило, приурочены к густо населенным регионам с развитым овцеводством. Их эндемичность наиболее выражены в зонах кочевого, отгонного овцеводства. Очаги овечьего типа характеризуются высокой заболеваемостью людей.

Цель нашей работы – определить роль диких животных в Республике Таджикистан в поддержании эпизоотического процесса при эхинококкозе.

Материалы и методы

Работа выполнена на кафедре паразитологии и зоогигиены Таджикского аграрного университета им. Ш. Шотемура и в лаборатории № 4 научно-производственного предприятия «Биологические препараты» Таджикской академии сельскохозяйственных наук.

Научно-исследовательские и экспериментальные работы осуществлены в 1990–2008 гг. Для установления диагноза использовали гельминтоовоскопические методы исследования фекалий собак и других плотоядных и послеубойную экспертизу внутренних органов животных и пищеварительного тракта собак и других плотоядных. Роль диких животных в распространении эхинококкоза, альвеококкоза, ценуроза и тонкошейного цистицеркоза, трихинеллеза изучали в 1990–1993, 2003–2008 гг. Исследовали внутренние органы 402 животных из различных природных зон республик, включая 15 волков, 13 шакалов, 18 лисиц, 13 диких кабанов, 4 горных баранов (архар), 7 бухарских оленей, 6 ондатр, 23 барсуков, 30 серых крыс, 17 больших песчанок, 16 сусликов, 17 тушканчиков и 200 мышей домовых.

Копрологические исследования на выявление заражения собак проводили методом Калантарян (1938) с использованием насыщенного раствора нитрата натрия.

При вскрытии павших диких парнокопытных проводили внешний осмотр печени, легких, селезенки и пальпировали их; обращали внимание на размеры эхинококковых пузырей и их физиологическое состояние. У собак и других плотоядных кишечник разрезали по всей длине, осторожно очищали от химуса. Смытое содержимое сливали в емкость и исследовали методом последовательных промываний. Выбирали всех видимых гельминтов, используя ручную лупу. Затем делали соскоб со слизистой кишечника, методом последовательных промываний готовили рабочий раствор и исследовали под бинокулярной лупой.

Результаты и обсуждение

При вскрытии 200 мышей у 26 обнаружены цисты эхинококка и у двух – альвеококка. Эхинококки обнаружили также в легких и печени двух зайцев-песчаников (ЭИ 8,7 %, ИИ 2–3 экз.). Из 15 вскрытых волков 11 были заражены эхинококками в количестве более 1 тыс. экз. Из 13 шакалов 4 были заражены половозрелыми эхинококками и единичными экземплярами альвеококков. Из 18 вскрытых лисиц у 7 найдены половозрелые эхинококки в количестве 500 и более экз. и у одной – альвеококки (табл. 1).

1. Инвазированность диких плотоядных, парнокопытных и грызунов эхинококками в Республике Таджикистан

Вид животных	Зона	Исследовано животных	Из них заражено		ИИ, экз.	Вид личинок или имаго
			число	%		
Мышь домовая	Долинная, предгорная, горная и заповедник	200	26	13,0	1–3	*E. granulosus, A. multilocularis*
Заяц-песчаник	Предгорно-, горная, заповедник	23	2	8,7	2–3	*E. granulosus*
Тушканчик	Предгорно-, горная, заповедник	17	2	11,7	1–3	*E. granulosus*
Суслик	Предгорно-, горная, заповедник	16	1	6,2	2	*A. multilocularis*
Большая песчанка	Предгорно-, горная, заповедник	17	1	5,8	1	*E. granulosus*
Крыса серая	Долинная. предгорная	30	5	16,6	1–3	*E. granulosus, A. multilocularis*
Барсук	Предгорно-, горная	23	3	13,0	1–3	*A. multilocularis*
Ондатра	Долинная (заповедник «Тигровая балка»)	6	1	16,6	1–2	*A. multilocularis*
Волк	Предгорная	15	11	73,3	>1000	*E. granulosus* имаго
Шакал	Предгорная	13	4	30,7	>1000	*E. granulosus, A. multilocularis* имаго
Лисица	Предгорная	18	7	38,8	>1000	*E. granulosus, A. multilocularis*
Бухарский олень	Предгорная	7	2	28,5	3–4	*E. granulosus*
Архар	Горная	4	1	25,0	3–4	*E. granulosus*
Кабан	Предгорная	13	10	76,7	5–7	*E. granulosus*

Из 16 сусликов у одного обнаружили цисту альвеококка, из 6 вскрытых ондатр у одной, а из 23 барсуков у трех обнаружили цисты эхинококка. Из 13 вскрытых кабанов у 10 обнаружили цисты эхинококка в печени и легких.

Эхинококки обнаружены у двух из 7 бухарских оленей и у одного из четырех горных баранов.

Таким образом, нами обнаружены половозрелые и цисты эхинококков и альвеококков у следующих видов животных:

E. granulosus имаго у волка, шакала, лисицы;

E. granulosus larvae у дикого кабана, архара, бухарского оленя;

A. multilocularis имаго у шакала, лисицы;

A. multilocularis larvae у серой крысы, суслика, ондатры, барсука.

Анализируя полученные данные, можно констатировать, что представители дикой фауны в Республике Таджикистан являются резервуарами и переносчиками эхинококкозной и альвеококкозной инвазии и, несомненно, играют существенную роль в эпизоотическом процессе при ларвальных тениидозах.

Цикл развития эхинококка может протекать помимо «собака – домашние животные – собака», по схеме «волк – кабан – волк».

Выделенные из организма диких животных цисты эхинококков исследовали на наличие жизнеспособных протосколексов. При экспериментальном воспроизведении эхинококкоза существует два типа заражения ларвоцистами эхинококков экспериментальных животных (промежуточных хозяев):

первичное заражение, сходное с естественным – путем скармливания яиц *E. granulosus* через рот домашним и мелким лабораторным животным;

вторичное заражение лабораторных животных гидатидной цистой – путем парентерального введения протосколексов и юных ларвоцист эхинококка (внутрибрюшинно, подкожно, торакально) промежуточному хозяину из числа мелких грызунов.

Парентеральное заражение лабораторных животных гидатигенными цистами путем введения протосколексов из цист подходящего хозяина можно использовать для поддержания эхинококкозной инвазии на лабораторных животных.

Заключение

Дикие животные в Республике Таджикистан играют роль в поддержании эпизоотического процесса при эхинококкозе. В республике существует поддерживаемый природный очаг двух основных направлений пищевой цепи: волк – кабан (архар) – волк, шакал (лиса) – барсук – шакал (лиса).

Литература

1. *Абуладзе К.И.* Тениата – ленточные гельминты животных и человека и вызываемые ими заболевания. В кн. Основы цестодологии. – 1964. – Т. 4. – 530 с.

2. *Исаков С.И., Сафронов М.Ф.* Итоги исследований по эхинококкозу и альвеококкозу животных // Тр. Якутского НИИСХ. – 1983. – Вып. 23. – С. 203.

3. *Камалов Н.Г., Георгадзе Г.Н., Сванидзе Д.П.* Эхинококкоз среди собак и диких плотоядных в Грузии // Тр. 2-го Закавказ. Съезда хирургов, 2–14 сент. 1935. – Тбилиси, 1935. – Ч. 2. – С. 336–337.

4. *Котельников Г.А.* Диагностика гельминтозов животных. – М.: Колос, 1984. – 240 с.

5. *Лейкина Е.С.* Типы очагов основных гельминтозоонозов в СССР // Мед. паразитол. и паразит. бол. – М., 1984. – № 2. – С. 51.

6. *Мартыненко В.Б., Лосева Т.А., Никифорова Т.Ф., Дарченкова Н.Н.* Распространение эхинококкоза в СССР. Эхинококкоз однокамерный // Мед. паразитол. и паразит. бол. – М., 1988. – № 6. – С. 61.

7. *Матчанов М.Н., Сагиева В.М., Садыков А.С.* Ларвальные тениидозы человека и каракульских овец. – Ташкент: изд-во Медицина, 1977. – 24 с.

8. *Обгольц А.А., Клебановская И.А., Клебановский В.А., Смирнов П.Л.* Распространение альвеококкоза на Таймыре // Мед. паразитол. и паразит. бол. – М., 1980. – № 5. – С. 56.

9. *Полищук В.И., Долгов В.В.* О распространении эхинококкоза в Таджикистане // Тез. докл. X Всес. конф. по природной очаговости болезней. – Алма-Ата, 1979. – С. 207–208.

10. *Ромашов В.А., Беспалова Н.С.* Об эхинококкозе ларвальном и цистицеркозе бовисном у домашних и копытных в Центральном Черноземье РСФСР // Тез. докл. науч.-практ. конф. «Современное состояние и перспективы оздоровления хозяйств от эхинококкоза и цистицеркоза. – М., 1990. – С. 117–121.

11. *Сафронов М.Г., Исаков С.И., Олесова К.С.* Зоонозные инфекции в Якутии // Тез. докл. науч.-практ. конф. – М., 1981. – С. 33.

12. *Batsch A.J.K.* Naturgeschichte der Bandwurm gattung uberhaupt und ihrer Arten insbesondere. Halle.

The role of wild animals (carnivorous, artiodactyl and rodents) in epizootology of echinococcosis in Tadjikistan

S.S. Razikov, I.S. Shodmonov, M.H. Adylova

Wild animals in Tadjikistan play the role in maintenance of epizootic process at echinococcosis. There is a supported natural center of two main directions of food circuit: wolf – wild boar (archar) – wolf, jackal (fox) – badger – jackal (fox).

Keywords: wild animals, echinococcosis, Tadjikistan.

УДК 619:616.993.1

ЭПИЗООТОЛОГИЧЕСКИЕ АСПЕКТЫ КРИПТОСПОРИДИОЗА РЕПТИЛИЙ В УСЛОВИЯХ НЕВОЛИ

А.О. ШАРОВА
аспирант
И.Г. ГЛАМАЗДИН
доктор ветеринарных наук
Московский государственный университет прикладной биотехнологии
109316, г. Москва, ул. Талалихина, 33
e-mail: Ariana2209@rambler.ru

Изучено распространение криптоспоридиоза рептилий в условиях неволи. Описаны методы копрологических исследований рептилий с целью выявления ооцист. Зараженность рептилий составила 48,8 %. Стационарные очаги криптоспоридиоза чаще встречаются в частном секторе.

Ключевые слова: криптоспоридиоз, ооцисты, диагностика, змеи, ящерицы.

В условиях частного сектора, в местах разведения, передержки и реализации рептилий г. Москвы насчитывают сотни экземпляров и десятки видов рептилий. Паразитарная ситуация в таких коллекциях очень сложная и трудно прогнозируемая.

Криптоспоридиоз – протозойная зоонозная болезнь животных и человека, вызываемая кокцидиями семейства *Cryptosporidiidae,* рода *Cryptosporidium* [7], характеризующаяся дисфункцией желудка, тонкого кишечника, органов дыхания и выделением ооцист. Род включает 11 видов и его представители обнаружены у многих хозяев, включая млекопитающих, птиц, пресмыкающих и рыб.

Криптоспоридиоз описан у 60 видов рептилий, включая 40 видов змей, 16 видов ящериц и 6 видов черепах. К *C. serpentis* наиболее чувствительны мелкие виды гремучих змей, королевские змеи, маисовые полоза и альбиносы различных видов. К *C. saurophilium* чувствительны агамы, гекконы, хамелеоны, ядозубы и вараны. У зеленых игуан описан атипичный внекишечный криптоспоридиоз. Черепахи часто являются латентными носителями криптоспоридий. Известны случаи инвазии и у змей, причем до 20 лет [5].

Для криптоспоридиоза характерна фекально-оральная передача с контаминированными кормами и водой. Доказано, что мухи способны механически переносить *C. parvum*. В условиях неволи факторами передачи служат загрязненные террариумы.

Симптомы криптоспоридиоза проявляются у рептилий потерей массы тела и периодическими отрыгиваниями через 12–48 ч после приема корма. Спустя несколько недель, а иногда и месяцев, у змей развивается характерное вздутие тела в области желудка. У ящериц и черепах симптомы включают анорексию, истощение, летаргию, размягчение стула или «багровую» диарею. У рептилий с сопутствующей ретровирусной инфекцией, амебиазом, бактериальным энтеритом или находящихся под постоянным стрессом, клиника криптоспоридиоза проявляется быстрее, и болезнь протекает более остро и злокачественно [1].

Криптоспоридиоз представляет большую проблему в зоопарках. Около 20 % змей, поступающих в карантин зоопарка Бронкс в Нью-Йорке, позитив-

ны к криптоспоридиозу по тесту ELISA, и большинство из них – латентные носители. По данным ветеринарной лаборатории Людвигсбурга (Германия), криптоспоридий обнаруживают более чем у 15 % рептилий, исследованных с помощью копроантигенного теста (ProSpecT Cryptosporidium Microplate Assay). У некоторых ящериц описан также внекишечный криптоспоридиоз, когда развивающиеся стадии паразитов были обнаружены в слюнных железах, эпителии почек и евстахиевых трубах [4].

Основным методом диагностики криптоспоридиоза остается выявление ооцист в мазках фекалий, обработанных модифицированными кислотоустойчивыми красками (по Цилю-Нильсену, Файту, в модификации PAS и др.), хотя эти методы не слишком чувствительны и не являются видоспецифичными. Также разработано несколько тестов на основе ELISA и иммунофлуоресценции. В последнее время в США для определения видов криптоспоридий стали применять ПЦР, хотя этот метод пока не унифицирован и не используется в коммерческих лабораториях. Криптоспоридий можно обнаружить и в гистологических срезах, где паразиты обычно легко окрашиваются гематоксилином и эозином [6].

Профилактика криптоспоридиоза достаточно затруднительна, особенно в зоопарках. В случае эпизоотической вспышки нужны строгие карантинные меры. Латентных носителей можно не лечить, если они изолированы. Зараженных рептилий оставляют в карантине, исключая из программ по разведению, или подвергают эвтаназии. Известны случаи длительной ремиссии и даже спонтанного излечения змей и ящериц, имевших клинический криптоспоридиоз с синдромом регургитации или диареи. Ооцисты способны выживать и сохранять инвазивность в воде при температуре 15 °С более 7 мес, в моче человека – более 63 сут. В террариумах они сохраняют жизнеспособность не менее 5 мес. Они, также как ооцисты других кокцидий, весьма устойчивы к различным дезинфектантам, в том числе к активному хлору и йоду. Аммонийные соединения действуют на ооцисты в концентрации не менее 0,15М, т. е. в разведении 1 : 2–1 : 5 по препарату. Ооцисты чувствительны к высушиванию и температурам выше 65 °С. Эффективны горячий пар, формалин, 5–10 % аммиак. Глутаровый альдегид считают одним из наиболее эффективных средств для обработки террариумов [3].

Материалы и методы

Распространение криптоспоридиоза рептилий изучали в Московском зоопарке, крупных оптовых фирмах по продаже и передержке рептилий и в условиях частного сектора г. Москвы.

Методом тотальной диспансеризации обследовали 135 животных. Животных разделили на две экспериментальные группы: 1 – 72 рептилии с неспецифическими клиническими признаками (анорексия, дегидратация, кахексия) и 2 – 63 рептилии с характерными клиническими проявлениями криптоспоридиоза.

Всех животных обследовали копроскопическим методом. Свежие образцы фекалий получали с помощью катетера после массажа кишечника. По возможности свежие фекалии собирали в террариумах.

Полученные фекалии и смывы в первую очередь исследовали методом нативного мазка на микроскопе ЛЮМАМ-Р8 с помощью фазово-контрастного устройства. Небольшой объем фекалий смешивали в эквивалентном объеме физиологического раствора и исследовали каплю материала (20 мкл) под покровным стеклом.

Окраску высушенных мазков фекалий проводили кислотоустойчивыми красителями по Циль-Нильсену и PAS (перийодная кислота/реактив Шиффа). Морфологические компоненты ооцист исследовали под микроскопом Micros MC100 с помощью компьютерной программы MVC-3000.

Результаты и обсуждение

Наилучшие результаты получены при исследовании проб из крупных порций фекалий. После кормления рептилий концентрация ооцист в содержимом пищеварительного тракта значительно увеличивается [5].

По морфологии ооцисты гладкие, покрытые оболочкой, разного размера, сферические округлые, овальные, с характерным микропиле на верхнем конце. Также встречались спорулированные ооцисты. В мазках, окрашенных по Цилю–Нильсену, ооцисты окрашивались в темно-розовый цвет, а в мазках, окрашенных PAS, – в красный цвет. Ооцисты, выделенные от змей, более крупные и овальные и принадлежат к виду *C. serpentis* (рис. 1). Ооцисты, полученные от ящериц, меньше по размеру, округлой формы и относятся к виду *C. saurophilium* (рис. 2).

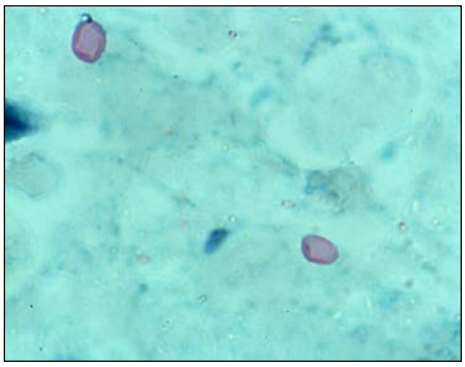


Рис. 1. Ооцисты от гадюки Рассела (окраска по Циль–Нильсену, ув. в 1000 раз)

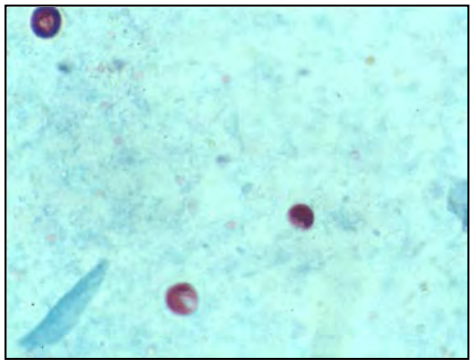


Рис. 2. Ооцисты от йеменского хамелеона (окраска по Циль–Нильсену, ув. в 1000 раз)

Криптоспоридиоз отмечали у гигантского сцинка, египетской и щитковой кобр, тайпана Маккоя, новогвинейского колючего сцинка, черепахи Киникса и зеленой игуаны, хотя эти виды потенциально устойчивы к заболеванию и в литературе не упоминается о случаях клинического течения криптоспоридиоза у этих видов рептилий.

Среди обследованных рептилий в условиях частного зоосектора характерные признаки криптоспоридиоза обнаружены у 58,7 % животных, неспецифические признаки выявлены у 40,2 % всех обследованных животных.

В организациях по разведению и продаже рептилий типичные признаки криптоспоридиоза установлены у 41,3 %, неспецифические признаки – у 59,8 % (табл. 1).

Высокий процент зараженных рептилий отмечен в частном зоосекторе, где у 41,3 % животных обнаружены неспецифические признаки и у 71,8 % рептилий характерные признаки криптоспоридиоза (табл. 2).

По результатам наших исследований установлено, что во многих торговых точках, в местах передержки, продажи рептилий и у частных заводчиков существуют стационарные очаги криптоспоридиоза, о чем свидетельствуют спонтанные инвазии у разведенных в неволе животных.

В настоящее время наметилась опасная тенденция учащения случаев спонтанного криптоспоридиоза среди чувствительных видов рептилий частного сектора. Часто наблюдают клиническое течение криптоспоридиоза у земляных гекконов, обыкновенных удавов, королевских змей, пятнистых эублефаров, маисовых полозов и йеменских хамелеонов в возрасте не более 5 мес. Очевидно, этих животных покупают в зоомагазинах или с рук. В данной ситуации отсутствует надлежащий контроль за состоянием здоровья рептилий и прослеживается халатное отношение к карантинным и санитарным мероприятиям.

1. Экстенсивность инвазии при криптоспоридиозе рептилий в организациях по разведению и продаже животных

Организация, вид рептилий	Криптоспоридиоз			
	с неспецифическими признаками		с характерными признаками	
	обследовано рептилий	заражено	обследовано рептилий	заражено
Московский зоопарк				
змеи	10	4	5	3
ящерицы	8	2	3	1
ООО «Аквалого»				
змеи	5	2	4	3
ящерицы	4	1	5	3
ООО «Бион»				
змеи	6	3	3	3
ящерицы	10	2	6	4
Всего:	43	14	26	17

2. Экстенсивность инвазии при криптоспоридиозе рептилий в условиях частного зоосектора г. Москвы

Вид рептилий	Криптоспоридиоз			
	с неспецифическими признаками		с характерными признаками	
	обследовано рептилий	заражено	обследовано рептилий	заражено
Хамелеон йеменский	6	4	9	6
Бородатая агама	3	-	3	2
Пятнистый эублефар	5	2	7	5
Земляной геккон	4	2	5	3
Обыкновенный удав	3	1	4	2
Маисовый полоз	4	2	5	3
Синалойская королевская змея	2	1	1	1
Калифорнийская молочная змея	2	–	3	1
Всего:	29	12	37	23

В дальнейшем, ожидается рост числа клинических проявлений болезни у разводимых в неволе рептилий и увеличение риска заболеваемости вследствие накопления ооцист паразитических простейших на объектах окружающей среды.

Литература

1. *Васильев Д.Б.* Паразитарные болезни рептилий в условиях многовидовой ассоциации зоопарка // Матер. XI Моск. Междунар. Вет. конгр. – 2003. – С. 203–205.
2. *Cranfield M.R., Graczyk T., Wright K. et al.* // Bull. ARAV. – 1999. – V. 9. – P. 15–21.
3. *Frye F.L.* Biomedical and surgical aspects of captive reptile husbandry // Krieger Publishing Company. – 1991. – V. 1. – P. 308–312.
4. *Frye F.L., Garman R., Graczyk T. et al.* Atypical non-alimentary cryptosporidiosis in three lizard. // Proc. ARAV. – 1999. – V. 2. – P. 43.
5. *Graczyk T.* Diagnosis, therapy and genetic diversity of Cryptosporidium in captive reptiles // Proc.7-th Int. Symposium PMRA. – 2004. – P. 55–60.

6. *Graczyk T.K., Owens R., Cranfield M.R.* Diagnosis of subclinical cryptosporidiosis in captive snakes based on stomach lavage and cloacal sampling // Vet. Parasitol. – 1996. – V. 6. – P. 143–151.

7. *Tyzzer E.* An extracelluar coccidium, *Cryptosporidium muris* (gen. & sp. nov.), of the gastric glands of the common mouse // J. Med. Res. – 1910. – V. 18. – P. 487–509.

Epizootological aspects of cryptosporidiosis of reptiles in captivity

A.O. Sharova, I.G. Glamazdin

The distribution of cryptosporidiosis of reptiles in captivity is studied. The methods of coproscopic researches of reptiles for the purpose of oocysts revealing are described. The reptiles are infected at 48,8 %. The stationary centers of cryptosporidiosis is more often meet in a private sector.

Keywords: cryptosporidiosis, oocysts, diagnosis, snakes, lizards.

УДК 619:616.993:636

ПАТОМОРФОЛОГИЯ ПОЧЕК КРУПНОГО РОГАТОГО СКОТА ПРИ САРКОЦИСТОЗЕ И ЕГО ОСЛОЖНЕНИЯХ МИКСТИНВАЗИЯМИ

В.И. АБАКУМОВ
соискатель
Р.Р. ГАСАНОВ
аспирант
В.А. САЛИМОВ
доктор ветеринарных наук
Самарская государственная сельскохозяйственная академия,
446442, г. Кинель, п. Усть-Кинельский, ул. Учебная, 2

Изучена патоморфологическая реакция почек крупного рогатого скота при спонтанном саркоцистозе и смешанной инвазии, вызванной эхинококками и фасциолами. Установлено, что изменения в почках начинают развиваться уже при слабой интенсивности саркоцистозной инвазии. При микстинвазиях дистрофические изменения характеризуются развитием вторичной альтерации, гибелью паренхимы и склеротическими процессами.

Ключевые слова: саркоцистоз, патоморфология, крупный рогатый скот, почки, подоциты, пикноз, микстинвазия.

При паразитарных болезнях сельскохозяйственных животных продуктивность снижается в среднем на 20–30 %, поэтому изучение их считается актуальной темой.

К слабо изученным болезням можно отнести саркоцистоз, который имеет широкое распространение [1–5]. Установлено, что саркоцистам присущ двухзяинный тип развития. Половая стадия протекает по типу кокцидий [1]. Крупный рогатый скот является промежуточным хозяином пролиферативных форм паразита *Sarcocystis bovicanis* и *S. bovifelis* с биологическим циклом развития в организме собак и [3, 5]. Цистами саркоцист инвазировано практически все взрослое поголовье крупного рогатого скота. Болеет саркоцистозом и человек [7, 8].

Неизученность изменений в почках при саркоцистозе и его осложнениях послужила основанием для настоящих исследований.

Целью исследований было изучение изменений в почках крупного рогатого скота при саркоцистозе и его осложнениях микстинвазиями.

Материалы и методы

Работу выполняли в 2005–2007 гг. на базе мясокомбината ООО «Кинель Агро» Самарской области. На саркоцистоз обследовали 7837 голов крупного рогатого скота различного пола и возраста, поступивших из хозяйств и населенных пунктов Самарской, Оренбургской областей, Республики Татарстан. Материалом служили убитые животные, поступившие на мясокомбинат для технологической переработки. Коровы были клинически здоровыми без каких либо признаков заболеваний. Убой провели в технологические сроки после 15-часовой выдержки. После убоя отбирали образцы мышечной ткани, включая кусочки миокарда, межреберные мышцы, корень языка, массетер, ножки диафрагмы для проведения саркоцистоскопии. На основании полученных данных сформировали три группы животных по двенадцать голов.

Животные первой группы служили контролем и были свободными от инвазий. Вторая группа – животные, инвазированные микросаркоцистами. В третьей группе животные были инвазированы еще и эхинококками и фасциолами. От животных каждой из групп после убоя вместе с другими органами и тканями отбирали кусочки почек для гистологических исследований. Материал фиксировали 10%-ным раствором нейтрального формалина, после ацетоно-ксилонной проводки готовили парафиновые блоки, из которых на роторном микротоме готовили срезы толщиной 0,3–0,5 μ, которые окрашивали по Ван-Гизону гематоксилином и эозином с последующим изучением под микроскопом Биолам. Измеряли диаметр почечных и капиллярных клубочков, в поле зрения микроскопа подсчитывали число клеток эпителия с измененными и неизмененными ядрами, наличие белковых цилиндров. Изменения фотографировали. Цифровые данные морфометрических параметров подвергали статистическому анализу в программе Microsoft Excel 2007 с определением степени достоверности по соотношению групп.

Результаты и обсуждение

Материалы по микрометрическим замерам структурных элементов почек обобщены в таблице 1. У животных контрольной группы диаметр почечных клубочков колебался в пределах 212±14 мкм. Они равномерно располагались в почечном лабиринте коркового слоя, имели обычно округлую форму. Диаметр капиллярных клубочков всего на 8–10 мкм был меньше (204±16 мкм) диаметра почечных. Поэтому капиллярные клубочки почти вплотную прилегали к почечным и равномерно заполняли последние. Подоциты имели вытянутую форму и только у входа в проксимальный каналец нефрона приобретали более округлую форму. Ядра подоцитов содержали по 3–4 хорошо просматриваемых ядрышка. В цитоплазме клеток эпителия проксимальных канальцев цитоплазма выглядела более плотной, отчего проксимальные и дистальные извитые канальцы были легко различимы друг от друга. На поперечном срезе канальца хорошо заметны границы клеток эпителия, в ядрах просматривались зерна хроматина.

Как видно из результатов, при слабой и средней интенсивности саркоцистозной инвазии диаметр клубочков слегка уменьшался. При изучении гистологических препаратов изменения коснулись ядер эпителия извитых канальцев коркового слоя почек, особенно со стороны проксимальных канальцев. В ядрах многих клеток развивались пикноз и лизис. Клетки погибали и слущивались в просвет канальцев, формируя белковые цилиндры бледно-розового цвета. При средней интенсивности в периваскулярных пространствах отмечено размножение клеток в виде узелков (рис. 1). При высокой интенсивности инвазии число погибших клеток увеличивалось, поэтому неизмененные клетки эпителия встречались редко. Основная масса клеток после гибели ядер слущивается в просвет и формирует белковые цилиндры как в проксимальных, так и дистальных канальцах.

Иногда отмечали скопление белковой массы между почечными и капиллярными клубочками. Сами клубочки значительно ($P < 0,001$) уменьшались в объеме и деформировались. Окраской по Ван Гизону просматривается разросшаяся соединительная ткань, что сопровождается утолщением капсулы. Гиперплазия клеток в виде узелков наблюдается в перикапсулярном и периваскулярном пространстве. Причем ядра многих клеток узелка становятся пикнотичными.

Микстинвазия характеризовалась прогрессирующим уменьшением размера почечных и капиллярных клубочков с некрозом клеток эпителия. Иногда десквамация клеток эпителия сопровождалась закупоркой просвета канальцев (рис. 2). Вокруг почечных клубочков, сосудов и даже гиперплазированных клеток заметно разрастание соединительной ткани.

1. Результаты микрометрии структуры почек (M±m, мкм)

Параметр			Контроль	Интенсивность саркоцистозной инвазии			Микстинвазия
				слабая	средняя	высокая	
Диаметр клубочков	почечных		212±14	202±13,2	198±22,2	64±6,2	42±3,2
	капиллярных		204±16	198±14,7	174±18,4	48±6,2	30±2,8
Число клеток эпителия с ядрами (в поле зрения микроскопа х 600)	не измененными		103±2	98±3	66±2	58±2	29±1
	измененными		–	3±1	29±2	46±1	73±2
	всего						
	в состоянии	пикноза	–	3	17	19	32
		лизиса	–		12	27	41
Наличие белковых цилиндров			––	–	±	+	+

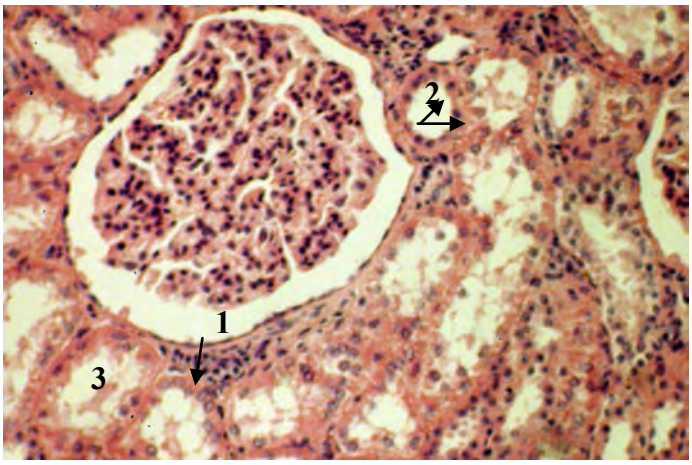


Рис. 1. Размножение клеток (1), пикноз ядер (2), белковые цилиндры (3) (окраска гематоксилином и эозином, ок.12. об. 20)

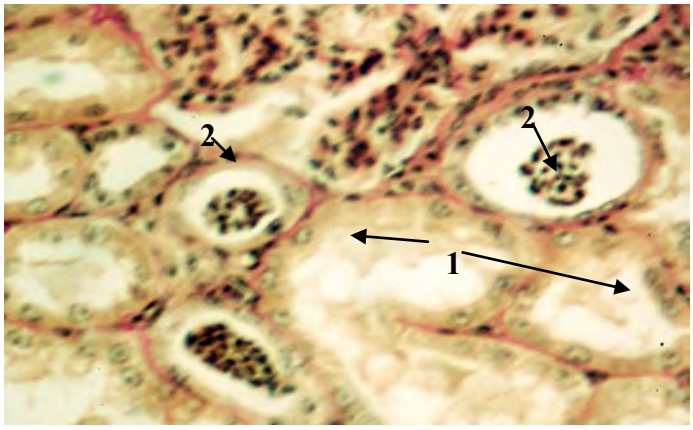


Рис. 2. Микстинвазия. В просвете канальцев белковые цилиндры (1) и десквамированные клетки (2) (окраска по Ван Гизону, ок. 12. об. 20)

Таким образом, изменения в почках начинают развиваться при слабой интенсивности саркоцистозной инвазии. По мере ее увеличения дистрофические процессы сменяются вторичной альтерацией, что при микстинвазиях сопровождается разрастанием стромы и гибелью паренхимы органа.

Литература

1. *Позов С.А., Комарова Л.Н., Летов И.И.* и др. Изучение патологии у свиней при саркоцистозе как в моноинвазии, так и в ассоциации. – Ставрополь, 1994 (1995). – С. 20–22.

2. *Полянская О.В., Сивков Г.С.* // Тр. Всерос. ин-та вет. энтомол. и арахнол. – Тюмень, 2002. – № 44. – С. 134–135.

3. *Рябов С.А.* Эпизоотология саркоцистоза северных оленей на территории Ямало-Ненецкого автономного округа: Автореф. дис. … канд. биол. наук. – Тюмень, 2007.

4. *Сахно Н.М.* Патогенез и морфологические проявления гипертермии // Вест. соврем. ветеринарии. – 2008. – № 2. – С. 61–63.

5. *Свинцов Р.А.* Распространение саркоцистоза и морфофункциональное состояние печени при хронической форме заболевания крупного рогатого скота: Автореф. дис. ... канд. вет. наук. – Саратов, 2003.

6. *Ушакова Е.Л., Кальков А.П.* // Тр. Ом. гос. аграр. ун-та. – Омск, 2005. – С. 96–104.
7. *Eisenstein Reuben and Innes I.* Sarcosporidiosis is man and animals // Vet. Rev. and annot. – 1956. – V. 2, № 2. – P. 61–78.
8. *Narisawa A., Yokoi S., Kawai K.* et al. Sarcocystis spp. infection in wild sika deer // J. Jap. Vet. Med. Assn. – 2008. – № 4. – P. 321–323.

Pathomorphology of kidneys of cattle at sarcocystosis and its complications mixtinvasions

V.I. Abakumov. R.R. Gasanov, V.A. Salimov

Reaction of kidneys of cattle at spontaneous sarcocystosis and its complication echinococcus with fasciolosus is studied. It is established that changes in kidneys start to develop already at weak intensity sarcocystosis invasions. At mixtinvasions dystrophic changes are replaced by development by secondary alteration and sclerous processes.
Keywords: sarcocystosis, pathomorphology, cattle, kidneys, mixtinvasion.

УДК 619:616.1–07.636

НОВЫЕ МЕТОДОЛОГИЧЕСКИЕ РЕШЕНИЯ В ПАТОМОРФОЛОГИИ ГЕЛЬМИНТОЗОВ

О.Б. ЖДАНОВА
доктор биологических наук
С.П. АШИХМИН
кандидат медицинских наук
Е.С. КЛЮКИНА, А.Н. ПАРАМОНОВА, Л.Р. МУТОШВИЛИ
соискатели
Кировская государственная медицинская академия,
Вятская государственная сельскохозяйственная академия,
e-mail: nirs_vsaa@mail.ru

У животных, зараженных гельминтами, установлено замедление возрастной инволюции лимфоидной ткани, ассоциированной с кишечником. Этот процесс протекает неодинаково у разных видов животных и зависит от возраста хозяина и вида паразита. Усовершенствованы методики фиксации и сохранения лимфоидной ткани кишечника.

Ключевые слова: гельминтозы, патоморфология, лимфоидная ткань, консервирование, плотоядные.

В современный период развития паразитологии актуализируется изучение органов, участвующих в механизмах возникновения клеточного и гуморального иммунитета, в частности, лимфоидной ткани, ассоциированной с кишечником. Долгое время анатомию лимфоидной ткани рассматривали в связи с пищеварительным трактом, а функции воспринимались достаточно неоднозначно [1–15]. О кишечно-ассоциированной лимфоидной ткани псовых в доступной литературе имеются только краткие сообщения, хотя помимо интереса, который представляют данные животные для звероводства и собаководства, немаловажен аспект моделирования на них патологий и экспериментальных методов хирургического и терапевтического лечения различных болезней человека. В доступной литературе данные о закономерностях строения лимфоидной ткани стенки кишечника у зверей в зависимости от пола, возраста и инвазированности теми или иными гельминтами описаны слабо. Между тем, знание строения различных иммунных структур слизистой оболочки поможет уточнить некоторые аспекты патогенеза гельминтозов и разработать более эффективные методы профилактики и лечения паразитарных болезней животных и человека. Особенностями этиологии и патогенеза инвазионных болезней пищеварительного тракта являются структурные количественные и качественные изменения в микробиоценозе кишечника, лимфоидной системе, снижение активности специфического иммунитета, а также низкий уровень естественной резистентности. Иммунная система кишечника организма довольно динамична: огромную роль в изменении ее структуры и функции играет возраст животного. Отмечено, что с возрастом лимфоидные узелки бляшек увеличиваются в высоту и ширину, а затем уменьшаются, изменяется также и их топография [5–8, 10, 12, 15]. Проблема углубленного изучения концепции взаимодействия гельминтов и микрофлоры кишечника с органами иммунитета и, в первую очередь, с иммунной системой пищеварительного тракта, является актуальной и до настоящего времени не решенной.

В связи с этим особый интерес вызывает изучение состояния лимфоидной системы кишечника плотоядных животных на фоне гельминтозов.

Цель наших исследований – изучение лимфоидной ткани кишечника в норме и при гельминтозах. Для этого необходимо было решить следующие задачи:

- изучить морфологию лимфоидной ткани кишечника плотоядных в норме и при гельминтозах;
- разработать методики консервирования лимфоидной ткани для изготовления тотальных препаратов кишечника;
- выявить ультраструктурные особенности клеток лимфоидной ткани стенки кишечника и мезентериальных лимфатических узлов при гельминтозах.

Материалы и методы

Нами изучена патоморфология кишечника при гельминтозах у разных животных при экспериментальном и естественном заражении.

Выявление яиц гельминтов в фекалиях плотоядных сем. собачьих (песцов, серебристо-черных и рыжих лисиц и енотовидных собак) проводили методом флотации по Фюллеборну; мышечных трихинелл выявляли при помощи компрессионной трихинеллоскопии 72 срезов и перевариванием в искусственном желудочном соке (ИЖС). У зараженных гельминтами животных исследовали лимфоидную ткань кишечника. При изготовлении тотальных препаратов для макроанатомических исследований использовали метод T. Hellman. Для этого тонкую и толстую кишку расправляли, измеряли длину, разрезали по брыжеечному краю, определяли ширину, промывали в воде в течение 30–40 мин, окрашивали 1%-ным раствором гематоксилина. Затем дифференцировали в 3%-ном растворе уксусной кислоты в течение 18 ч, промывали и проводили фиксацию различными методами в сравнении (стандартным – в растворе 3%-ной уксусной кислоты и в 0,3%-ном растворе азида натрия). На препаратах кишечника на всем протяжении определяли общее число одиночных лимфоидных узелков как в собственной пластинке, так и в подслизистой основе, и в лимфоидных бляшках, их число на 1 см² поверхности и в лимфоидной бляшке, число лимфоидных бляшек, размеры, форму, топографию, расстояние между пейеровыми бляшками. Подсчитывали число образований не менее чем в 11 полях зрения и количество гельминтов в различных отделах кишечника. При исследовании макроанатомии мезентериальных лимфатических узлов определяли цвет, синтопию, количество, измеряли длину, ширину и толщину. Основные промеры проводили миллиметровой линейкой и микроштангенциркулем. Морфофункциональные исследования мяса при экспериментальном трихинеллезе проводили на 42, 37, 21, 6, 4, 3-и сутки после заражения. Фотографирование препаратов проводили с помощью цифрового фотоаппарата

Названия анатомических, гистологических структур и образований приведены в соответствии с Международной (Парижской) анатомической и гистологической номенклатурой, а русские эквиваленты – по международной ветеринарной номенклатуре. Полученные в ходе работы цифровые данные обрабатывали статистически при помощи компьютерной программы «Primer Biostatistics», версия 4.03. Итоговые показатели количественных данных вычисляли с помощью макрофункций описательной статистики пакета статистического анализа Microsoft Excel 2003.

Результаты и обсуждение

Установлено наличие 6–9 сгруппированных лимфоидных образований овальной, округлой формы в подслизистой основе стенки тощей и подвздошной кишок, на антимезентериальном крае и солитарные узелки в них округло-овальной формы, иногда с неровными краями.

Патоморфологические изменения у псовых при трихинеллезе схожи и в большей степени зависят от возраста животного. У животных, зараженных

Trichinella spiralis высокими дозами личинок и убитых на 3-и сутки наблюдали острый серозно-катаральный энтерит. Кровеносные сосуды сильно наполнены кровью. У зараженных низкими дозами личинок регистрировали лишь небольшое количество слизи в просвете двенадцатиперстной и начальной части тощей кишки, а кровеносные сосуды были без изменений. На 4 и 6-е сутки после заражения *T. spiralis* регистрировали катаральный гастроэнтерит с обширными кровоизлияниями в просвете. Кроме слизи находили слущенный эпителий в виде небольших полос. Интенсивность проявления зависела от дозы личинок. У животных на 42-е сутки видимых нарушений со стороны слизистой пищеварительного тракта не выявили, слизистая оболочка восстанавливалась как при большой, так и малой дозе заражения. Начиная с 21-х суток, регистрировали увеличение площади лимфоидной ткани, ассоциированной с кишечником.

При гельминтозах брыжеечные лимфатические узлы увеличены. По строению лимфатические узлы моно- и полинодозные. Максимальной массы лимфатические узлы достигают в тощей кишке на 21-е сутки после заражения. Капсула лимфатических узлов у здоровых животных тонкая, прозрачная. Паренхима узлов более отчетливо дифференцирована на морфофункциональные зоны: корковое плато, паракортикальную зону и мозговое вещество. В коре по периферии встречается небольшое число лимфоидных клеток и множество афферентных лимфатических сосудов. Число трабекул на срезе достигает 5–7. Трабекулы, отходящие от капсулы, разделяют кору на отдельные сегменты. При гельминтозах их топография не изменяется, однако масса варьирует. Брыжеечные лимфатические узлы реагировали весьма интенсивно: в первую неделю болезни они увеличивались в объеме в 1,3 раза при дозе личинок 400, и в 1,1 – при заражении 100 личинок; они были мягкой консистенции, на разрезе сочные, красноватого цвета. На 21, 37 и 42-е сутки лимфоузлы увеличены в 1,5 раза и в 1,1 раза соответственно. Мезентериальные лимфатические узлы наибольших размеров достигают в проксимальной части тонкой кишки. В отличие от здоровых животных, абсолютное большинство узлов имеют округлую или овальную форму, красно-коричневого цвета.

У животных при кишечных гельминтозах в брыжейке тонкой и толстой кишки все лимфатические узлы мононодозные, абсолютная масса которых в 1,2 раза меньше аналогичных показателей здоровых животных. Отмечают расширение просветов синусов, преимущественно краевых (на 25,1±8,2 мкм), по сравнению со здоровыми животными, а контуры центрального синуса неровные и местами он выражен слабо. Паренхима узлов без четких границ дифференцирована на морфофункциональные зоны: корковое плато, паракортикальную зону и мозговое вещество.

При исследовании лимфоидной ткани тонкой кишки по методу Гелльмана, у клеточных песцов, зараженных гельминтами, и у клинически здоровых песцов, на полученных препаратах в проходящем свете находили одиночные и сгруппированные лимфоидные образования в собственной пластинке стенки кишки и в подслизистой основе. Их число, размер, а также плотность солитарных узелков на 1 см^2 в стенке кишки и в бляшках указаны в таблицах 1 и 2.

В стенке двенадцатиперстной кишки обнаружены одиночные и сгруппированные лимфоидные узелки. Одиночные лимфоидные узелки, как и в других частях тонкой кишки, в большинстве случаев округлые, реже слегка овальные, расположены в собственной пластинке стенки кишки и в подслизистой основе. Число сгруппированных лимфоидных узелков колебалось у самок от 1 до 4 и от 2 до 4 у самцов. При гельминтозах их число составляло от 3 до 5. В стенке двенадцатиперстной кишки общая площадь лимфоидных бляшек, как и общее число лимфоидных узелков, больше у самцов, чем у самок. Среднее же число лимфоидных узелков в лимфоидных бляшках у самцов превосходит аналогичный показатель у самок, но следует учитывать, что и площадь кишки у них больше.

1. Общие параметры лимфоидных бляшек в стенке двенадцатиперстной кишки при гельминтозах песцов($X \pm m_x$)

Параметры	Здоровые животные	Гельминты			
		T. canis	*U. stenocephala*	*T. leonina*	*T. spiralis*
Общая площадь лимфоидных бляшек, $см^2$	3,3±0,4	3,6±0,35	3,8±0,4	3,66±0,4	4,91±0,35
Средняя площадь лимфоидных бляшек, $см^2$	1,1±0,18	1,2±0,17	1,3±0,13	1,2±0,14	2,13±0,12
Общее число лимфоидных узелков в лимфоидных бляшках	155,3±15,4	188,3±15,1	170,33±5,32	178,33±15,32	230,83±13,17
Среднее число лимфоидных узелков	51,7±8,29	66,8±8,2	56,7±8,22	57,07±8,22	85,15±3,68

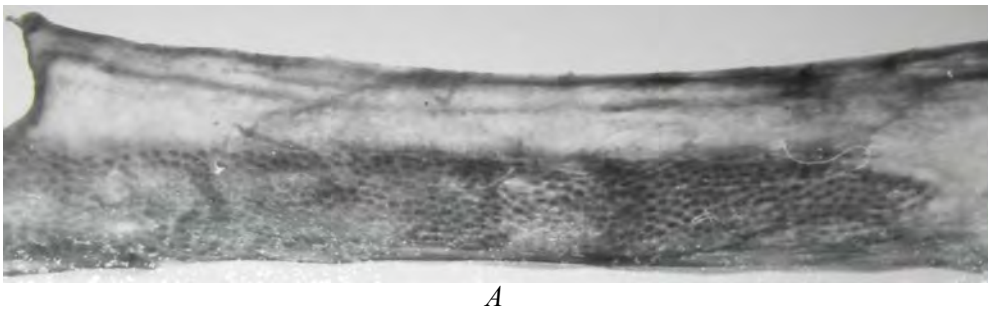
2. Общие параметры лимфоидных бляшек в стенке тощей кишки при гельминтозах песцов ($X \pm m_x$)

	здоровые животные	Гельминты			
		T. canis	*U. stenocephala*	*T. leonina*	*T. spiralis*
Общая площадь лимфоидных бляшек, $см^2$	12,1±1,28	14,82±0,76	12,91±0,35	11,82±0,76	13,9±1,8
Средняя площадь лимфоидных бляшек, $см^2$	1,48±0,14	1,59±0,1	1,13±0,12	1,33±0,10	1,4±0,1
Общее число лимфоидных узелков в лимфоидных бляшках	651,83±42,9	807,65±50,4	730,83±13,17	797,65±70,47	851,83±72,9
Среднее число лимфоидных узелков	78,73±2,31	96,06±3,64	75,15±3,68	86,06±3,64	88,3±3,39

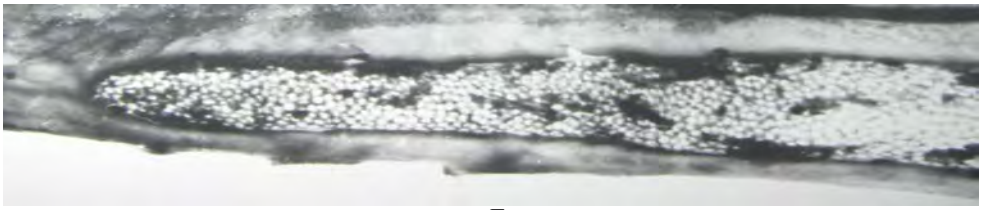
В подслизистой основе стенки тощей кишки лимфоидные бляшки располагаются антимезентериально, они овальной или округлой формы. Число их у самцов колеблется в пределах от 9 до 10, у самок – от 7 до 11, при гельминтозах – от 7 до 11.

В стенке тощей кишки у животных разного выявлены определенные отличия. Общее число лимфоидных узелков в лимфоидных бляшках при гельминтозах преобладает над таковыми у здоровых животных.

В стенке подвздошной кишки располагается самая большая по размерам «языковидная бляшка», которая начинается с конца тощей кишки. Расширенный конец ее направлен в сторону слепой кишки, параметры «языковидной» бляшки указаны в таблице 3. Выявленные отличия между самцами и самками являются статистически не достоверными. Эта бляшка наиболее чутко реагирует на инвазию, увеличиваясь и в длину и в ширину, занимая, практически, всю площадь кишки. Также отмечено, что при различных способах фиксации имеются незначительные отличия в размерах. Однако при фиксации уксусной кислотой наблюдают деформацию лимфоидных узелков, что отсутствует при фиксации азидом натрия (рис. 1).



А



Б

Рис. 1. Языковидная бляшка у клинически здоровых песцов:
А – фиксация в 0,3%-ном растворе азида натрия; Б – фиксация в 3%-ном растворе уксусной кислоты

Следует отметить, что увеличение площади лимфоидной ткани зависит от вида гельминта, паразитирующего у песца: наибольшее увеличение в ширину бляшки наблюдали при унцинариозе (рис. 2), в то время как при трихинеллезе резко увеличивается ее длина. При аскаридатозах и длина и ширина бляшек незначительно превосходят таковые у клинически здоровых животных.

При сравнительном исследовании языковидной бляшки у псовых установили наибольшее увеличение ее размеров и количества узелков при трихинеллезе (табл. 3).

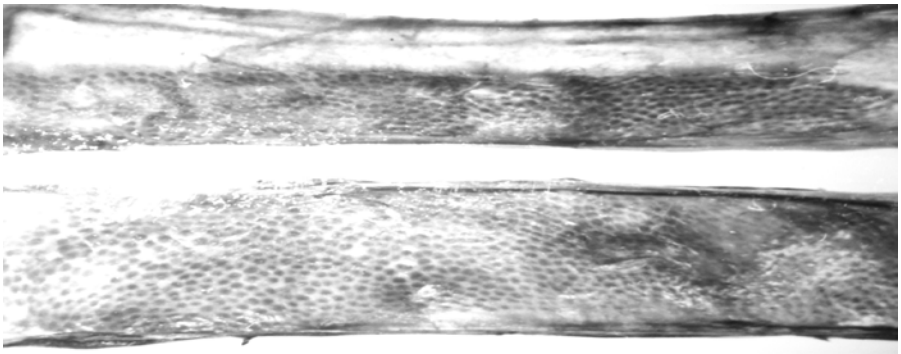


Рис. 2. Сравнительное исследование языковидной бляшки у клинически здоровых песцов и при унцинариозе

3. Изменение синтопии лимфоидной ткани (пейеровой бляшки) кишечника при гельминтозах песцов ($X \pm m_x$)

Вид паразита	Размер бляшки, см^2	Число лимфоидных узелков
T. canis	20,30±3,50	1083±75
T. leonina	20,25±1,21	1112±13
U. stenocephalata	25,76±4,10	1260±30
T. spiralis	41,52±8,50	2106±66
Отсутствие гельминтов	18,39±2,93	985±17

В стенке толстой кишки выявлены только одиночные лимфоидные узелки в подслизистой основе: они округлой и овальной формы размером от 0,0025 до 0,12 см^2. При гельминтозах иногда они располагались группами, но не более 3 узелков (рис. 3).

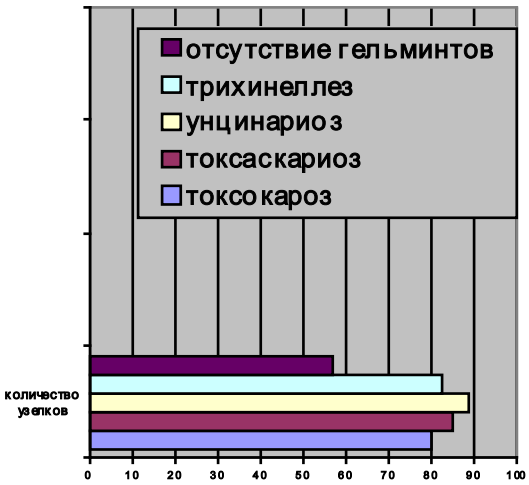


Рис. 3. Изменение числа лимфоидных узелков при гельминтозах в толстом отделе кишечника

В подслизистой основе стенки слепой кишки на площади 45,24±6,8 см^2 располагались солитарные узелки округлой и овальной формы размером от 0,01 до 0,1 см^2. При гельминтозах одиночные лимфоидные узелки, как правило, овальные. Они большего размера, чем узелки в ободочной и прямой кишках. Размеры их варьируют у животных от 0,2 х 0,3 до 0,3 х 0,4 см ($P > 0,05$). Число узелков при гельминтозах резко возрастает: в норме их насчитывается

у самцов 58,5±3,74, у самок 64,0±6,83 [15], а при гельминтозах – от 78±11 до 97±19. Одиночные узелки располагались диффузно поодиночке, иногда по 2 узелка вместе; при гельминтозах чаще наблюдали двойные и даже тройные узелки, появляются светлые центры.

В стенках слепой и ободочной кишок при гельминтозах лимфоидные узелки расположены диффузно. Их плотность при сравнении со здоровыми животными изменяется незначительно. Кроме того, в стенке толстой кишки встречаются узлы величиной до 0,2 см², состоящие из 3–10 мелких лимфоидных узелков, четко отделенных друг от друга и связанных с эпителием крипт. Сопоставляя данные по числу одиночных лимфоидных узелков в стенке ободочной кишки, можно отметить, что у самок их больше, чем у самцов – 87,57±9,37 и 67,43±9,13 соответственно [16]. При гельминтозах их число увеличивалось незначительно, а при трихинеллезе находили достоверную разницу 104±13. В подслизистой основе стенки прямой кишки на площади 73,12±15,52 см^2 лимфоидные узелки располагались диффузно, имели округлую форму у всех животных. При определении числа узелков прямой кишки выявлена такая же закономерность: при трихинеллезе их число возрастает до 158±30, в то время как в норме у самок насчитывается 123,13±6,95 одиночных лимфоидных узелка, а у самцов – 96,88±7,76 ($P < 0,05$).

Результаты исследований показали характерные изменения в количестве лимфоидной ткани стенки кишечника не только при гельминтозах, но и у самцов и самок. У самцов лимфоидных узелков в лимфоидных бляшках тонкой кишки больше, чем у самок. В толстой кишке выявлена обратная закономерность, что необходимо учитывать при проведении иммуноморфологических исследований при гельминтозах. Лимфоидные узелки в стенке кишки животных являются первой линией иммунной защиты организма. Расположение этих образований обеспечивает их контакт с большим числом различных агентов, поступающих извне. Поэтому наряду с иммунными свойствами организма хозяина проявляется специфичность самого паразита. Например, у трихинелл в настоящее время насчитывают более 15 различных типов антигенов. По-видимому, это обеспечивает такое влияние на морфологию кишечно-ассоциированной лимфоидной ткани плотоядных и объясняет наибольшее ее увеличение именно при этой инвазии.

Анализируя данные о соотношении отделов кишки по группам животных, как у здоровых, так и при гельминтозах, можно сказать, что основную массу лимфоидной ткани составляют лимфоидные образования тощей кишки (вследствие большой длины и соответственно площади), в процентном отношении превосходит все остальные подвздошная кишка. В результате изучения лимфоидной ткани у хищных при гельминтозах установлено: площадь пейеровых бляшек в них увеличивается к дистальному отделу кишечника, возрастает и число лимфоидных узелков в них, как в норме, так и при гельминтозах. Округлой формы одиночные лимфоидные узелки собственной пластинки слизистой оболочки размером менее 0,0025 см^2 располагаются диффузно на протяжении тонкого и толстого отделов кишечника, плотность их варьирует от 4,89±1,59 до 7,64±1,96 на 1 см^2, при гельминтозах увеличивается незначительно. В дистальном конце стенки в подслизистой основе тощей и на протяжении всей подвздошной кишок у всех псовых обнаруживается бляшка в форме «языка», зауженный конец которой обращен по направлению к каудальному отделу тощей. «Языковидная бляшка» резко увеличивается при гельминтозах, возрастает число лимфоидных узелков в ней. Соотношение «языковидной» («полосовидной») лимфоидной бляшки к площади кишки у псовых разное и составляет: у волка 81,96 %, енотовидной собаки 53,32, серебристо-черной лисицы 37,63, песца 58,0 %. Именно эта бляшка наиболее чутко реагирует на заражение гельминтами.

Заключение

Слизистая оболочка пищеварительного тракта служит границей между внешней и внутренней средами организма. В процессе эволюции организм

выработал ряд систем, защищающих его от негативных факторов, в частности, от гельминтов. Число лимфоидных узелков преобладает в стенке тонкого отдела кишечника над толстым в 3 раза, при гельминтозах – в 4 раза. Солитарные узелки подслизистой основы большей площадью располагаются в слепой и в конце ободочной, также мало изменяются при гельминтозах. При переходе из тонкого кишечника в толстый скорость эвакуации пищевых масс резко замедляется, количество кишечной микрофлоры увеличивается, возрастает и необходимость ее обезвреживания. Вследствие этого в подслизистой основе стенки конца тощей кишки и на протяжении всей подвздошной располагается «языковидная бляшка» наиболее чутко реагирующая на гельминтозы. В слепой кишке при гельминтозах увеличивается число узелков, изменяется синтопия – появляются двойные и даже тройные узелки, увеличивается число светлых центров. Наибольшее влияние на лимфоидную ткань кишечника оказывает трихинеллез.

Одна из контрольных систем представлена иммунокомпетентными клетками, располагающимися в межклеточном пространстве эпителия, где поступившие вещества контактируют с лимфоцитами. Такой же контакт осуществляется в эпителии пейеровых бляшек и в собственной пластинке, где осуществляется Т-лимфоцитарный контроль всосавшихся питательных веществ, фагоцитоз, презентация антигенов и нейтрализация токсических компонентов. Появление узелков в органах пищеварения является их характерной особенностью. В каждом из лимфоидных скоплений присутствуют лимфоидные узелки с герминативным центром и без него, с чем связан высокий уровень иммунологической активности [18]. Толстый кишечник заселен микробами в большей степени, поэтому лимфоидная ткань стимулируется их антигенами, а гельминты оказывают на нее значительно меньшее влияние. Обильное скопление лимфоидной ткани обнаруживают в тех местах пищеварительного тракта, где содержимое его задерживается на более длительные сроки.

В целом же, инвазии значительно изменяют лимфоидную ткань кишечника у плотоядных, что обусловлено действием антигенов на нее как на субстрат реакций клеточного и гуморального иммунитета. Таким образом, наши исследования вполне согласуются с мнением ряда авторов [17, 18] о способности лимфоидной ткани, ассоциированной с кишечником, продуцировать антитела, направленные против антигенов, в т. ч. гельминтов, присутствующих в пищеварительном тракте.

Литература

1. *Гузикова Г.С., Макарова Т.Ю.* Гистологические и гистохимические исследования тонкого кишечника белых мышей при экспериментальном гименолепидозе и при лечении празиквантелем и лопатолом // Сб. науч. Тр. 1 ММИ им. И.М. Сеченова «Проблемы морфологии и паразитологии». – М., 1987. – С. 9–10.

2. *Митникова О.А., Сапунов А.Я.* Динамика патологоанатомических изменений у собак при искусственном заражении их трихинеллами разных видов // Матер. 2-й рег. конф. «Актуальные проблемы ветеринарной медицины мелких домашних животных на Северном Кавказе». – п. Персиановский, ДГАУ, 1999. – С. 24–26.

3. *Панфилов А.Б., Жданова О.Б.* Синтопия кишечно-ассоциированной лимфоидной ткани у серебристо-черных лисиц. Киров, 1995. – Деп. в ВИНИТИ 09.11.95 № 29962-В-95.

4. *Панфилов А.Б.* Кишечноассоциированная лимфоидная ткань у норки // Матер. Всерос. науч. конф., посвящ. 75-летию ВНИИОЗ им. проф. Б.М. Житкова «Вопросы прикладной экологии (природопользования), охотоведения и звероводства». – Киров, 1997. – С. 317–318.

5. *Панфилов А.Б., Сунцова Н.А.* Синтопия кишечноассоциированной лимфоидной ткани у енотовидной собаки и песца // Матер. Всерос. науч. конф., посвящ. 75-летию ВНИИОЗ им. проф. Б.М. Житкова «Вопросы при-

кладной экологии (природопользования), охотоведения и звероводства». – Киров, 1997. – С. 330–331.

6. *Панфилов А.Б.* Синтопия лимфоидной ткани кишечной трубки у волкА // Матер. юбил. межвуз. науч.-практ. конф. «Актуальные проблемы науки в агропромышленном комплексе». – Кострома, 1999. – Т. 1. – С. 95.

7. *Панфилов А.Б.* Синтопня кишечноассоциированной лимфондной ткани у хонориков // Межвуз. сб. науч. тр. «Вопросы охотоведения и ветеринарии». – Киров, 1998. – С. 136–140.

8. *Панфилов А.Б.* Цитоархитектоника кишечноассоциированной лимфоидной ткани у собак // Тез. докл. конф. «Концепция научного обеспечения ветеринарной медицины Северо-Восточного региона Нечерноземья». – Н. Новгород, 1999. – С. 142.

9. *Скрябин К.И.* Метод полных гельминтологических вскрытий позвоночных, включая человека. – М.: МГУ, 1928. – 45 с.

10. *Соколов В.И., Антонова В.А., Панфилов А.Б., Кудряшов А.А.* Морфофункциональные изменения в железах внутренней секреции и органах иммуногенеза у новорожденных поросят в результате изменения гормонального фона в системе мать-плод // Сб. науч. Тр. С.-Пб. Вет. ин-та «Морфофункциональные особенности строения и реактивности органов и тканей с/х животных и пушных зверей». – С.-Пб., 1999. – С. 53–59.

11. *Соколов В.И., Панфилов А.Б.* Сходство реактивных изменений в бурсе птиц и кишечноассоциированной лимфоидной ткани тонкого кишечника свиньи // Тез. докл. науч. конф. проф.-преп., состава науч. сотруд. и аспир. СПВИ «Актуальные проблемы ветеринарии». – С.-Пб., 1992. – С. 42.

12. *Соколов В.И., Панфилов А.Б.* К вопросу о эквиваленте фабрициевой сумки у млекопитающих // Сб. науч. тр. N 123 «Актуальные проблемы ветеринарной медицины». – С.-Пб., 1995. – С. 84–87.

13. *Сосипатрова Л.А.* К патоморфологии токсаскариозной инфекции у собак // Матер. докл. науч. конф. Всес. о-ва гельминтол. – М., 1971. – С. 255–259.

14. *Сосипатрова Л.А., Леушин Н.В.* Гистологические изменения в органах собак после применения фенасала // Бюлл. Всес. ин-та гельминтол. – 1971. – № 5. – С. 119–121.

15. *Сунцова Н.А.* Лимфоидная ткань стенки кишечника у нутрии // Матер. науч. конф., посвящ. 190-летию высшего ветеринарного образования в России и 100-летию ветеринарной науки (ветеринарная лаборатория в Петербурге). – С.-Пб., 1998. – Ч. 2. – С. 30.

16. *Сунцова Н.А., Газизов В.З.* Цитоархитектоника кишечноассоциированной лимфоидной ткани и некоторые иммунобиохимические показатели крови нутрии // Морфология. – 2000. – № 3. – С. 118.

17. *Черешнев В.А., Юшков Б.Г., Климин В.Г., Лебедева Е.В.* Иммунофизиология. – Екатеринбург: УрО РАН, 2002. – 260 с.

18. *Черешнев В.А., Юшков Б.Г.* Патофизиология. – М., 2001. – 702 с.

New methodological decisions in pathomorphology of helminthes

O.B. Zhdanova, S.P. Ashihmin, E.S. Kljukina, A.N. Paramonova, L.R. Mutoshvili

Delay age involution of lymphoid tissue associated with intestines at the animals infected by helminthes is established. This process proceeds unequally at different animals and depends on age of the host and specie of parasite. Fixing and preservation techniques of intestines lymphoid tissue are improved.

Keywords: helminthosis, pathomorphology, lymphoid tissue, conservation, carnivorous.

УДК 619:616-097:576.895.1

БЕЛКОВЫЙ СПЕКТР ТРЕХДНЕВНЫХ ЭКСКРЕТОРНО-СЕКРЕТОРНЫХ ПРОДУКТОВ КУЛЬТИВИРУЕМЫХ ПРОТОСКОЛЕКСОВ *Echinococcus granulosus* и *E. multilocularis*

В.К. БЕРЕЖКО
доктор биологических наук
А.А. ТХАКАХОВА
аспирант
М.Р. САСИКОВА
кандидат биологических наук
Всероссийский научно-исследовательский институт гельминтологии им. К.И. Скрябина,
117218, Москва, Б. Черемушкинская, 28, тел. (499)124-56-55,
e-mail: vigis@ncport.ru

Приведены результаты исследований белкового спектра трехдневных метаболитов, культивируемых в искусственной питательной среде RPMI-1640, протосколексов *Echinococcus granulosus* и *E. multilocularis* методом денатурирующего диск-электрофореза в полиакриламидном геле с SDS. В исследуемых биоматериалах определено соответственно 18 и 16 белковых компонентов, отличающихся по электрофоретической подвижности, степени проявления и молекулярной массе. Наиболее четко выраженные компоненты экскреторно-секреторных продуктов протосколексов *E. granulosus* и *E. multilocularis* проявлялись на электрофореграмме в области подвижности белков молекулярной массы 200 и 66–45 кДа.

Ключевые слова: *Echinococcus granulosus, Echinococcus multilocularis, протосколексы, метаболиты, электрофорез в полиакриламидном геле, белковый спектр.*

Источником антигенов эхинококков могут быть как жидкость паразитарных цист, так и ткани самих паразитов и их личиночных стадий. Полученные из разных морфологических структур эхинококков антигены, как правило, имеют значительное сходство, поскольку в их спектре содержатся одни и те же компоненты в разных сочетаниях и количествах, большинство из которых могут иметь диагностическое значение. В практическом плане наиболее доступным и безопасным источником антигенного материала является мембрана эхинококковой цисты и протосколексы, диагностическую эффективность которых при эхинококкозах отмечали многие исследователи [3, 7, 8, 10, 15, 16, 18–20].

Реакцией иммунофлуоресценции установлено, что основная масса паразитарных антигенов эхинококков локализуется во внутренней выводковой зоне герминативной оболочки и протосколексах [1]. Причем, препараты из зародышевых сколексов содержали больше специфических белков и имели наибольшее диагностическое значение.

Антигены гельминтов независимо от источника их получения имеют многокомпонентный состав, включающий белки различной молекулярной массы, электрофоретической подвижности и специфичности.

Используя метод электрофореза в полиакриламидном геле (ПААГ) можно охарактеризовать различные белковые препараты не только по числу входящих в их состав компонентов, но по степени и четкости проявления судить об их количественном содержании в исходном биоматериале.

Целью наших исследований было получить трехдневные метаболиты культивируемых протосколексов *Echinococcus granulosus* и *E. multilocularis* и провести их физико-химическую характеристику.

Материалы и методы

Источником получения трехдневных метаболитов эхинококков служили протосколексы *E. granulosus*, выделенные из цист паразита от естественно инвазированных овец, и протосколексы *E. multilocularis*, полученные из вторичных ларвоцист от крыс-доноров, предварительно зараженных *E. multilocularis* в дозе 750±50 протосколексов и ацефалоцист на животное. Отмытые протосколексы помещали в питательную среду RPMI-1640 с добавлением 2 мл глутанина, 8 мг гентамицина (4 %) и 0,5 мл амфотерицина В на 100 мл среды и 5%-ной эмбриональной сыворотки плода крупного рогатого скота. Жизнеспособность протосколексов в течение 3 сут поддерживали в CO_2 инкубаторе с заданными параметрами температуры (37 ^{o}C), поступления газов (CO_2 – 5 %) и влажности (70 %). Соблюдая правила работы с клеточными культурами, с целью сохранения стерильности проводили отбор экскреторно-секреторных продуктов протосколексов обоих видов эхинококков в разные емкости автоматическими пипетками и исследовали методом электрофореза в ПААГ. Разделение полученных биоматериалов проводили денатурирующим диск-электрофорезом в вертикальной камере «Хеликон» (Россия) в стеклах 10×8 см по методу Laemmli [9] в градиенте концентрации полиакриламидного геля 10–15 % в присутствии додецилсульфата натрия.

Электрофорез проводили при силе тока 25 мА на один гель, разделение контролировали по выходу красителя (бромфенолового синего) из геля. По окончании электрофореза электрофореграммы окрашивали 1%-ным раствором амидочерного 10 В на 7%-ной уксусной кислоте в течение 15–20 мин и отмывали 7%-ной уксусной кислотой.

В качестве маркеров для определения молекулярной массы белковых компонентов в составе исследуемых биоматериалов использовали: апротинин (6500 Da); лизоцим (14400 Da); ингибитор трипсина (21500 Da); углекислую ангидразу (31000 Da); овальбумин (45000 Da); бычий сывороточный альбумин (66000 Da); фосфорилазу (97400 Da); β-галактозидазу (116000 Da); миозин (200000 Da).

Результаты и обсуждение

В белковом спектре трехдневных метаболитов культивируемых протосколексов *E. granulosus* (рис. 1) и *E. multilocularis* (рис. 2) регистрировали соответственно 18 и 16 компонентов, отличающихся по электрофоретической подвижности, степени окрашивания и молекулярной массе.

Белковые компоненты трехдневных экскретов и секретов протосколексов *E. granulosus* проявлялись на электрофореграмме в диапазоне белков молекулярной массы от 14,4 до 200,0 кДа. Наиболее четко выраженные и интенсивно окрашенные 5 компонентов располагались в области подвижности белков, имеющих молекулярную массу 200,0 кДа – 1; 116,0 кДа – 1; 66,0 кДа – 2 и один компонент – в диапазоне белков молекулярной массы 45,0 и 66,0 кДа (табл.).

В области белков молекулярной массы 45,0 и 14,4 кДа проявились довольно хорошо выраженные, но диффузного характера полосы. Остальные компоненты приведены на электрофореграмме более слабо выраженными полосами в области белков молекулярной массы 116,0; 97,0; 31,0 и 21,5 кДа.

Аналогичный электрофоретический анализ трехдневных продуктов метаболизма протосколексов *E. multilocularis* позволил определить не менее 16 компонентов, проявившихся в диапазоне белков молекулярной массы 21,5–200,0 кДа. Однако необходимо отметить, что в этом биоматериале мажорные компоненты располагались, в основном, в области белков молекулярной массы между 66,0 и 45,0 кДа.

Четкие различия между исследуемыми биоматериалами из *E. granulosus* и *E. multilocularis* отмечали в области подвижности белков молекулярной массы 200,0 кДа, а также в диапазоне белков молекулярной массы от 45,0 до 21,5 кДа. В этой области наиболее четко проявились белковые компоненты трехдневных продуктов метаболизма протосколексов *E. multilocularis*. В то же время на этой электрофореграмме не регистрировали компонент в области подвижности белков молекулярной массы 14,4 кДа, который довольно четко проявился в биоматериале из *E. granulosus*.

Анализ трехдневных экскреторно-секреторных продуктов протосколексов обоих видов эхинококков электрофорезом в ПААГ достаточно убедительно показал, что все они являются продуктами белковой природы, большинство из которых сопоставимы по электрофоретической подвижности и молекулярной массе.

Однако при детальном анализе были установлены некоторые различия в молекулярной массе и электрофоретической подвижности наиболее четко выраженных и интенсивно окрашенных белковых компонентов. В биоматериале из *E. granulosus* регистрировали 5 таких компонентов, которые располагались в области подвижности белков молекулярной массы 200,0; 116,0; 66,0 и 45,0 кДа, в то время как в аналогичных биопродуктах протосколексов *E. multilocularis* мажорные компоненты проявлялись в диапазоне белков молекулярной массы 66,0–45,0 кДа.

Белковый спектр трехдневных экскреторно-секреторных продуктов протосколексов *E. multilocularis* и *E. granulosus*

Исследуемый биоматериал	Результаты исследований в ПААГ						
	выявлено белковых компонентов	молекулярная масса белковых компонентов, кДа					
		14,4–21,5	21,5–31,0	31,0–45,0	45,0–66,0	66,0–97,0	116,0–200,0
Трехдневные экскреторно-секреторные продукты протосколексов *E.multilocularis*	16	–	3	6	3	2	2
Трехдневные экскреторно-секреторные продукты протосколексов *E. granulosus*	18	2	2	4	4	2	4

Полученные данные в основном согласуются с исследованиями других авторов, хотя имеются и определенные различия в числе выявляемых белковых компонентов, которые, на наш взгляд, могут быть причиной разного подхода в получении и электрофоретическом разделении исследуемых биоматериалов.

Так, выделенный из цистной жидкости *E. granulosus* АГ 4 при электрофоретическом анализе в ПААГ с SDS проявился на фореграмме одной поло-

сой в зоне белков молекулярной массы 67 кДа, а АГ 5 – тремя полосами в области подвижности белков молекулярной массы 20 и 10,5 кДа [11–13].

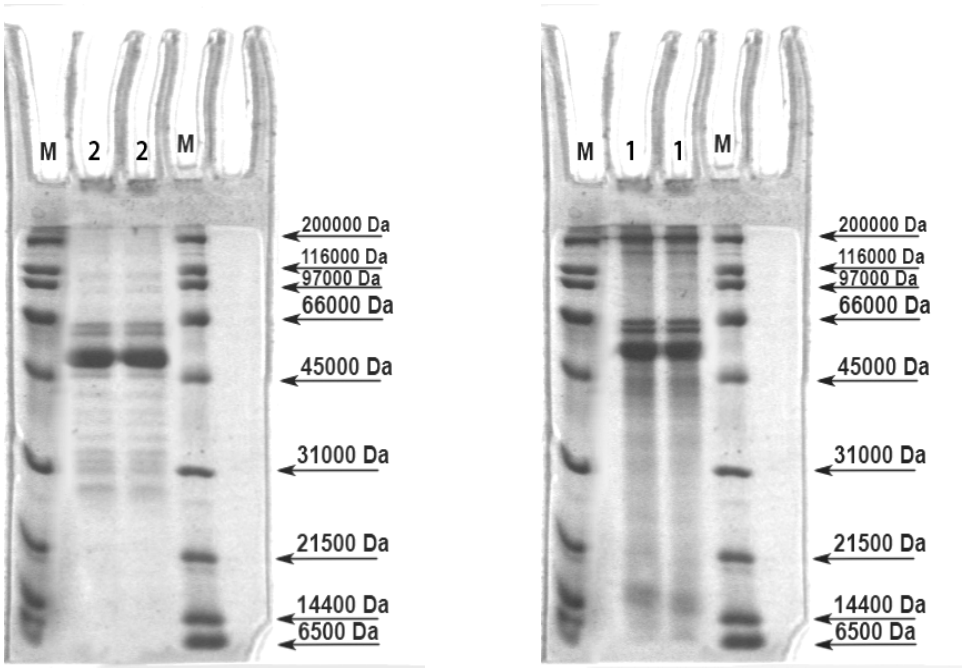
По результатам других авторов, аналогичный анализ АГ 5 цистной жидкости *E. granulosus* выявил одну полосу на уровне белков молекулярной массы 69 кДа [4, 5)].

В экскретах и секретах герминативных клеток цист *E. granulosus* электрофоретическим исследованием зарегистрировано два компонента молекулярной массы 52 и 38 кДа, причем наибольшую специфичность в иммунологических реакциях проявил компонент молекулярной массы 52 кДа [6].

По мнению других исследователей специфическими антигенами *E. granulosus* являются белковые компоненты молекулярной массы 38 кДа [22], 20 кДа [2], 37 кДа [14].

Несколько различается также белковый спектр экстрактов из протосколексов и тканей метацестод *E. multilocularis*, в которых электрофоретическим анализом регистрировали белковые фракции молекулярной массы 44, 35, 27, 21, 17,5 и 16,5 кДа. Эти белки распознавались антителами класса IgG, IgG_1 и IgG_4. Белковые компоненты молекулярной массы 44 и 35 кДа регистрировали как в белковом спектре экстракта из протосколексов, так и тканевых экстрактах из метацестод. Эти белковые компоненты давали более 30 % перекрестных реакций с сыворотками больных цистной формой эхинококкоза и цистицеркоза (*C. cellulosae*).

Наиболее специфичными были антигены протосколексов молекулярной массы 27; 21 и 17,5 кДа, которые с сыворотками больных альвеолярной формой эхинококкоза реагировали соответственно в 73, 88 и 93 %. Причем наибольшую специфичность при альвеолярном эхинококкозе проявил белковый компонент молекулярной массы 17,5 кДа [17, 18].



А ***Б***

Рис. 1. Белковый спектр трехдневных метаболитов культивируемых протосколексов *E. granulosus (А)* и *E. multilocularis (Б)*

Несмотря на установленные некоторые различия в белковом спектре метаболитов культивируемых протосколексов обоих видов эхинококков коли-

чественного и качественного характера, входящие в их состав белковые компоненты оказались диагностически активными антигенами и выявляли антитела как в сыворотках больных цистной и альвеолярной формой эхинококкоза, так и в сыворотках естественно инвазированных животных.

Литература

1. *Адельшин Ф.К., Адельшина Г.А., Тихонов Н.Г.* и др. Диагностические свойства антигенных компонентов ларвоцист альвеококка и их экспериментальная оценка в микрогранулированной тест-системе с магнитными сорбентами в РИФ // Матер. докл. науч. конф. «Теория и практика борьбы с паразитарными болезнями». – М., 1999. – С. 4–6.

2. *Al-Yaman F.M., Knobloch J.* Isolation and partial characterization of species-specific and cross-reactive antigenc of *Echinococcus granulosus* cyst fluid // Mol. and Biochem Parasitol. – 1989. – V. 37, № 1. – P. 101–107.

3. *Auer L., Aspöck H.* Studies on antigens from in vitro cultivated protoscolices of Ecinococcus multilocularis and their possible use in the serodiagnosis of human echinococcosis // 2-nd Int.Symp. Taeniasis/Cysticercosis and Hydatidosis/ Echinococcosis., Ceske Budejovice. – 2-7dec. – 1985, Praga, Ceske Budejovice. – 1986. – P. 7–15.

4. *Dottorini S., Tassi C.* Echinococcus granulosus: characterisation of the main antigenic component (Arc 5) of hydatid fluid // Exp. Parasitol. – 1977. – V. 43, № 2. – P. 307–314.

5. *Dottorini S., Tassi C.* Echinococcus granulosus: comparison between antigens in scolices and hydatid fluid // Int. J. Parasitol. – 1978. – V. 8. – P. 259–265.

6. *Feng J.J., Wang J.Y., Qu J.A.* et al. ELIB of specific antigens in vitro cultivated cultivated germinal cells of *Echinococcus granulosus* // Chin. J. Parasitol. and Parasit. Diseases. – 1993. – V. 11, №1. – P. 63–65.

7. *Irabuena O., Nieto A., Ferreira A. M.* et al. Characterization and optimization of bovine *Echinococcus granulosus* cyst fluid to be used in immunodiagnosis of hydatid disease by ELISA // Rev. Inst. Med. Trop. San Paulo. – 2000. – V. 42, № 5. – P. 255–262.

8. *Kagan I., Agosin M.* Echinococcus Antigens // Bull. WHO. – 1968. – V. 39, № 1. – P. 13–24.

9. *Laemmli U.K.* Cleavage of structural proteins during the assembly of the head of bacteriophage T 4. // Nature. – 1970. – V. 16, № 1. – P. 7–13.

10. *Oriol R., Williams J.F., Perez Esandi M.V.* et al. Purification of lipoprotein antigens of *Echinococcus granulosus* from sheep hydatid fluid // Amer. J. Trop. Med. and Hyg. – 1971. – V. 20. – P. 569–574.

11. *Pozzuoli R., Musiani P., Arm E.* et al. *Echinococcus granulosus*: Isolation and characterization of sheep hydatid fluid antigens // Exp. Parasitol. – 1972. – V. 32. – P. 45–55.

12. *Pozzuoli R., Musiani P., Arm E.* et al. *Echinococcus granulosus*: evaluation of purified antigens' immunoreactivity // Exp.Parasitol. – 1974. – V. 35. – P. 52–60.

13. *Pozzuoli R., Piantelli M., Perucci C.* et al. Isolation of the most immunoreactive antigens of *Echinococcus granulosus* from sheep hydatid fluid // J. Immunol. – 1975. – V. 115. – P. 1459–1463.

14. *Queralt R., Madico A. Mercader M.* et al. Purification de antigenos parasitarios a partir de liquid hydatidico. Estudio de su reactividad por «immunoblot» // Rev. iber. parasitol. – 1989. – V. 49, № 4. – P. 313–319.

15. *Rafiei A., Craig P.S.* The immunodiagnostic potential of protoscolex antigens in human cystic echinococcosis and the possible influence of parasitic strain // Ann. Trop. Med and Parasitol. – 2002. – V. 96, № 4. – P. 383–389.

16. *Su D.M., Cao H.X., Wen B.I.* Immunochemical analysis of hydatid fluid from different sources as diagnostic antigen in human hydatidosis // Chinese Journal of Parasitic Diseasen Control. – 1988. – V. 1, № 1. – P. 29–31.

17. *Wen H., Craig P.S., Ito A.* et al. Immunoblot evaluation of IgG and IgG-subclass antibody responses for immunodiagnosis of human alveolar echinococcosis // Ann. Trop. Med and Parasitol. – 1995. – V. 89, № 5. – P. 485–495.

18. *Wen H., Craig P.S., Vuitton D.A.* et al. IgG subclass antibody responses in human cystic and alveolar echinococcosis, and application for serologic follow-up of alveolar echinococcosis patients after surgical treatment and chemeotherapy // 17th Int. Congr. Hydatidol., 6-10 nov. 1995(b). Limassol-Cyprus, Abstracts. – 1995. – P. 184.

19. *Yarzabal L.A., Dipas H., Bout D.T.* et al. *Echinococcus granulosus*: distribution of hydatid fluid antigens in tissues of the larval stage. I Localization of the specific antigen of hydatid fluid (antigen 5) // Exp. Parasitol. – 1976. – V. 40, № 3. – P. 391–396.

20. *Yarzabal L.A., Bout D.T., Naguira F.R.* et al. Further observation on the specificity of antigen 5 of *Echinococcus granulosus* // J. Parasitol. – 1977. – V. 63, № 3. – P. 495–499.

21. *Yarzabal L.A., Dipas H., Bout D.T.* et al. *Echinococcus granulosus*: the distribution of hydatid fluid antigens in the Tissues of the larval stage. II Localization of the thermostable lipoprotein of parasitic origin (antigen B) // Exp. Parasitology. – 1977. – V. 42, № 1. – P. 115–120.

22. *Zhang L.H., Mc Manus D.P.* Purification and N-Terminal amino acid sequencing of Echinococcus granulosus antigen 5 // Parasite Immunology. – 1996. – V. 18, № 12. – P. 597–606.

Albuminous spectrum of three-day excretory-secretory products of cultivated *Echinococcus granulosus* and *E. multilocularis* protoscolexes

V.K. Berezhko, A.A. Thakahova, M.R. Sasikova

Results of researches of albuminous spectrum of three-day metabolites cultivated in artificial nutrient medium RPMI-1640, *Echinococcus granulosus* and *E. multilocularis* protoscolexes by the method denaturing disk-electroforesis in polyacrylamid gel with SDS are given. In researched biomaterials it is determined respectively 18 and 16 albuminous components distinguished on electroforetic mobility, degree of display and molecular weight. The most well defined components of excretory-secretory products of *E. granulosus* and *E. multilocularis* protoscolexes were shown on electroforegramme in the field of mobility of protein of molecular weight 200 and 66–45 кDa.

Keywords: *Echinococcus granulosus, E. multilocularis,* protoscolexes, metabolites, electroforesis in polyacrylamid gel, albuminous spectrum.

УДК 619:616.995.1-085

АНТИГЕЛЬМИНТНАЯ ЭФФЕКТИВНОСТЬ ВИГИСОКСА ПРИ ГЕЛЬМИНТОЗАХ ОВЕЦ

И.А. АРХИПОВ
доктор ветеринарных наук
А.В. РАДИОНОВ
кандидат ветеринарных наук
Всероссийский научно-исследовательский институт гельминтологии им. К.И. Скрябина, e-mail: arkhipovhelm@mail.ru
Е.Е. БЕЛОВА
кандидат ветеринарных наук
К.М. САДОВ
доктор ветеринарных наук
Самарская научно-исследовательская ветеринарная станция
А.И. АРХИПОВА
Московская государственная академия ветеринарной медицины и биотехнологии им. К.И. Скрябина

Изучена антигельминтная эффективность вигисокса на основе фенасала и фенбендазола при мониезиозе и стронгилятозах овец и крупного рогатого скота. Вигисокс в дозе 40, 50 и 60 мг/кг показал соответственно 94; 97,7 и 100%-ную эффективность при мониезиозе и 95; 98,6 и 100%-ную эффективность при стронгилятозах пищеварительного тракта. Эффективность препарата в дозах 50 и 60 мг/кг при диктиокаулезе овец составила 97,5 и 100 % соответственно.

Ключевые слова: овцы, *Moniezia spp., Dictyocaulus filaria*, стронгилята, вигисокс, эффективность.

Одним из широко распространенных болезней жвачных животных в России является мониезиоз [1, 10]. По данным ряда исследователей зараженность овец и крупного рогатого скота Moniezia spp. в отдельных регионах страны достигает 80–100 % [1, 4, 7, 8, 10]. Мониезиоз причиняет большой экономический ущерб вследствие падежа животных, особенно молодняка при высокой степени инвазированности, а также из-за снижения их продуктивности. По обобщенным данным потери при мониезиозе овец составляют от снижения прироста тела 4,16 кг, настрига шерсти – 0,42 кг, а летальность составляет 7,1 %. Еще больший ущерб причиняют стронгилятозы пищеварительного тракта [9].

Основным методом борьбы с мониезиозом овец до сих пор остается дегельминтизация, которую проводят согласно существующей Инструкции (1999) трехкратно: первый раз через 25–30 сут после выгона овец на пастбище, повторно – через 15–20 сут после первой и третий раз – через 25–30 сут после второй дегельминтизации [5].

Для лечения и профилактики мониезиоза предложены фенасал и его лекарственные формы, албендазол, сульфат меди и другие препараты [3]. Однако фенасал в странах СНГ не производится, а поставляемый из КНР препарат имеет высокую стоимость. Применяемые лекарственные формы аллбендазола не эффективны против неполовозрелый мониезий.

В связи с этим целью нашей работы была разработка комбинированного препарата на основе фенасала и фенбендазола, обладающего высокой эффек-

тивностью при мониезиозе и стронгилятозах пищеварительного тракта и характеризующегося невысокой стоимостью за счет снижения терапевтической дозы.

Материалы и методы

Испытание комбинированного препарата при мониезиозе овец проводили в июне–августе 2010 г. в колхозе «Красный путь» Пестравского района Самарской области, неблагополучном по этой болезни. В опыт подобрали 44 овцы, спонтанно инвазированных мониезиями по результатам предварительных исследований проб фекалий методом флотации. Животных разделили по принципу аналогов на 4 подопытные и одну контрольную группы по 8–10 голов в каждой. Перед опытом овец взвешивали и нумеровали.

Животные 1, 2 и 3-й подопытных групп получали индивидуально перорально комбинированный препарат в дозах соответственно 40, 50 и 60 мг/кг. Овцы четвертой подопытной группы получали базовый препарат – фенасал в дозе 60 мг/кг (на основе этого фенасала был наработан совместно с д-ром вет. наук П.П. Диденко комплексный препарат). Овцы пятой групп препарат не получали и служили контролем.

Эффективность препаратов учитывали по результатам количественных копроовоскопических исследований овец всех групп флотационным методом [6] до и через 10 сут после введения препаратов. При этом использовали счетную камеры ВИГИС для учета количества яиц мониезий в 1 г фекалий.

Расчет антигельминтной эффективности препаратов проводили по типу «контрольный тест» [2]. Полученные результаты обработали статистически с использованием компьютерной программы «Microsoft Exel».

Испытание вигисокса при стронгилятозах пищеварительного тракта овец проводили в этом же хозяйстве. В опыт подобрали 44 овцы, спонтанно инвазированных стронгилятами пищеварительного тракта по результатам предварительных исследований проб фекалий методом флотации. Животных разделили на 4 подопытные и одну контрольную группы по 8–10 голов в каждой.

Овцы 1, 2 и 3-й подопытных групп получали индивидуально перорально вигисокс в дозах соответственно 40, 50 и 60 мг/кг. Овцы 4-й группы получали базовый препарат фенбендазол в дозе 5 мг/кг. Животные пятой группы препарат не получали и служили контролем.

Учет эффективности препаратов проводили аналогично, как и при мониезиозе.

Результаты и обсуждение

Полученные результаты испытания вигисокса при мониезиозе овец приведены в таблице и свидетельствуют о различной эффективности комплексного препарата в разных дозах. Через 10 сут после введения вигисокса в дозе 60 мг/кг все животные полностью освободились от мониезий, о чем свидетельствует отсутствие яиц мониезий в фекалиях овец. Вигисокс в дозе 40 и 50 мг/кг показал соответственно 94,0 и 98,5%-ную эффективность при мониезиозе.

При гельминтологическом вскрытии кишечника трех выборочно убитых овец контрольной группы обнаружили, в среднем, по 2,5±0,6 экз. *Moniezia expansa* и 1,2 экз. *M. benedeni*. Инвазированность овец контрольной группы в течение опыта изменялась несущественно ($P > 0,05$). Базовый препарат – фенасал в дозе 60 мг/кг показал 86%-ный эффект.

При стронгилятозах пищеварительного тракта овец вигисокс в дозах 40, 50 и 60 мг/кг проявил соответственно 95; 98,6 и 100%-ное снижение количества яиц стронгилят в фекалиях при 90; 90 и 100%-ной экстенсэффективности. Базовый препарат – фенбендазол в дозе 5 мг/кг показал 94,7%-ный эффект.

1. Эффективность вигисола при гельминтозах овец в опыте типа «контрольный тест»

Группа животных	Препарат	Доза, мг/кг	Число животных	Освободилось от инвазии, гол.	Среднее число яиц гельминтов в 1 г фекалий, экз.		ЭЭ, %	Снижение числа яиц гельминтов, %
					до лечения	после лечения		
Мониезиоз								
Подопытная	Вигисокс	40	10	99	258,3±14,7	15,6±2,3	90,0	94,0
Подопытная	Вигисокс	50	10	9	262,0±16,3	4,0±0,5	90,0	98,5
Подопытная	Вигисокс	60	8	8	254,5±15,6	0	100	100
Подопытная	Фенасал	60	8	6	260,4±14,6	36,5±4,2	75,0	86,0
Контрольная	–	–	8	0	255,7±13,2	260,4±12,8	–	–
Стронгилятозы пищеварительного тракта								
Подопытная	Вигисокс	40	10	9	158,2±14,5	8,0±1,0	90,0	95,0
Подопытная	Вигисокс	50	10	9	165,0±16,3	2,3±0,4	90,0	98,6
Подопытная	Вигисокс	60	8	8	159,2±15,7	0	100	100
Подопытная	Фенбендазол	5	8	7	161,5±15,0	8,5±1,2	87,5	94,7
Контрольная	–	–	8	0	154,0±14,7	160,2±15,6	–	–

Испытания вигисокса в дозе 50 и 60 мг/кг при диктиокаулезе овец показали 97,5 и 100%-ную эффективность соответственно. Препарат хорошо переносился животными и не оказывал побочного действия на их организм.

Таким образом, использование оптимального соотношения фенасала и фенбендазола и вспомогательных компонентов позволило получить синергетическое действие субстанций, повысить антигельминтную эффективность и снизить терапевтическую дозу препарата. Разработанный препарат позволит успешно осуществлять терапию и профилактику цестодозов и нематодозов жвачных и предотвратить огромный экономический ущерб.

Литература

1. *Акбаев М.Ш.* Мониезиозы овец (патогенез, вопросы биологии, эпизоотологии) и разработка лечебно-профилактических мероприятий: Автореф. дис. ... д-ра вет. наук. – М., 1986. – 37 с.
2. *Архипов И.А., Мусаев М.Б., Абрамов В.Е.* К стандартизации методов испытаний и оценки эффективности антигельминтиков // Ветеринария. – 2004. – № 5. – С. 31–35.
3. *Архипов И.А.* Антигельминтики: фармакология и применение. – М., 2009. – 405 с.
4. *Белова Е.Е.* Аноплоцефалятозы крупного рогатого скота в Среднем Поволжье (эпизоотология и усовершенствование терапии): Автореф. дис. ... канд. вет. наук. – Иваново, 2005. – 25 с.
5. Инструкция о мероприятиях по предупреждению и ликвидации заболеваний животных гельминтозами. – М., 1999. – 71 с.
6. *Котельников Г.А.* Гельминтологические исследования животных и окружающей среды. – М.: Колос, 1984. – 208 с.
7. *Кузнецов М.И.* Аноплоцефалятозы жвачных животных. – М.: Колос, 1972. – 199 с.
8. *Потемкина В.А.* Мониезиозы жвачных животных. – М.: Колос, 1965. – 243 с.
9. *Сафиуллин Р.Т.* Распространение и экологический ущерб от основных гельминтозов жвачных животных // Ветеринария. – 1997. – № 6. – С. 28–32.
10. *Шубадеров В.Я.* Распространение мониезиозов и динамика зараженности крупного рогатого скота различными видами мониезий в Центральной зоне Европейской части СССР // Тр. Узб. НИВИ. – 1972. – Т. 20. – С. 204–209.

Efficacy of vigisox against helminthosis of sheep

I.A. Arkhipov, A.V. Radionov, E.E. Belova, K.M. Sadov, A.I. Arkhipova

Efficacy of vigisox (fenasal and fenbendazole) at helminthosis of sheep is investigated. Vigisox in a dose of 40, 50 and 60 mg/kg of body weight has shown respectively 94; 97,7 and 100 % efficacy at monieziosis, 95; 98,6 and 100 % efficacy at gastrointestinal strongylatosis and in a dose of 50 and 60 mg/kg – 97,5 and 100 % efficacy at dictyocaulosis.

Keywords: sheep, *Moniezia spp., Dictyocaulus filaria*, gastrointestinal strongylatosis, vigisox, efficacy.

УДК 619:616.995.132

ЭФФЕКТИВНОСТЬ ПРАЗИФЕНА ПРИ ГЕЛЬМИНТОЗАХ ОВЕЦ И КОЗ

М.Б. МУСАЕВ[1]
кандидат ветеринарных наук
М.В. ШАМХАЛОВ[2], Г.Х. АЗАЕВ[2]
соискатели
Х.М. АДЗИЕВА[3]
кандидат биологических наук
С.Ш. АБДУЛМАГОМЕДОВ[2]
кандидат биологических наук
О.А. МАГОМЕДОВ[2], В.М. ШАМХАЛОВ[2]
доктора ветеринарных наук
[1] – Всероссийский научно-исследовательский институт гельминтологии им. К.И. Скрябина, e-mail: vigis@ncport.ru
[2] – Прикаспийский зональный научно-исследовательский ветеринарный институт
[3] – Дагестанский государственный педагогический университет

Изучена антигельминтная эффективность празифена на основе празиквантела и фенбендазола в форме пасты при гельминтозах овец и коз. Препарат в дозе 0,2 г/кг проявил эффективность, равную при нематодирозе и диктиокаулезе 100 %, трихоцефалезе 87,5, других кишечных стронгилятозах 90, мониезиозе и парамфистомозе 75 %.

Ключевые слова: празифен, паста, овцы, козы, гельминты, эффективность.

Гельминтозы сельскохозяйственных животных широко распространены во многих странах мира, в том числе и в Российской Федерации. Одними из распространенных гельминтозов овец и коз на Северном Кавказе, в том числе и в Дагестане, являются стронгилятозы.

Гельминтозы домашних животных причиняют значительный экономический ущерб вследствие снижения прироста массы тела, падежа молодняка овец и коз. Наиболее патогенны для животных диктиокаулы, нематодиры, трихоцефалы, хабертии, гемонхи, мониезии, фасциолы, парамфистомы и др.

Борьба с указанными гельминтозами животных должна осуществляться комплексно и включать дегельминтизацию и ветеринарно санитарные мероприятия.

Цель нашей работы – оценка эффективности празифена при нематодозах, цестодозах и трематодозах овец и коз.

Материалы и методы

Изучение эффективности празифена при стронгилятозах, цестодозах и трематодозах овец и коз проводили в неблагополучных хозяйствах и населенных пунктах: агрофирме «Чох», в подворьях пос. Алтава и Уллубиевка Гунибского района, а также в СПК им. Аскерханова и частных хозяйствах сел Султанянгиюрт и Нечаевка Кизилюртовского района Республики Дагестан.

Предварительно провели выборочное исследование 700 проб фекалий овец и коз (40–50 % от отары). Пробы фекалий овец и коз брали утром в местах, где лежали овцы ночью. Исследование проб фекалий овец и коз прово-

дили по методам Фюллеборна, Вайда и последовательного промывания. Результаты предварительных копрологических исследований овец и коз показали, что нематодирами инвазировано 67 %, трихоцефалами – 56, диктиокаулами – 62, другими стронгилятами – 92, мониезиями – 29,4, парамфистомами – 46, фасциолами – 88 %. В дальнейшем пробы фекалий брали ректально с нумерацией овец и коз.

В опыт отбирали только зараженных овец и коз, которых разделили на 9 подопытных и 3 контрольных группы по 6–12 животных в каждой.

При испытании празифена эффективность учитывали против стронгилят, цестод и трематод.

Результаты и обсуждение

Опыт 1. Результаты копрологических исследований показали, что через 15 и 24 сут после дачи празифена в дозе 0,2 г/кг в форме пасты у коз ЭЭ при нематодирозе составила 90,0 % при ИЭ – 91,0 %, трихоцефалезе – 87,5 % при ИЭ – 91,6 %, при других стронгилятозах – 88,9 % при ИЭ – 96,7 %, мониезиозе – 66,7 % и ИЭ – 79,2 %; парамфистомозе – 60,0 % и ИЭ – 69,1 %, фасциолезе – 100 %, диктиокаулезе – 83,4 % и ИЭ – 87,6 % (табл. 1). В контрольной группе степень инвазированности коз гельминтами не изменялась (табл. 2).

1. Результаты копрологических исследований коз после дачи празифена через 15 и 24 сут

№	Обнаружено яиц в 3 каплях						
п/п	нематодир	стронгилят	трихоцефал	мониезий	парамфистом	фасциол	личинок диктиокаул
1	–	–	–	–	–	–	–
2	–	–	–	–	–	–	–
3	–	–	3	–	–	–	–
4	–	–	–	–	–	–	–
5	–	–	–	–	–	–	–
6	2	–	–	2	4	–	–
7	–	–	–	–	–	–	–
8	–	–	–	–	6	–	–
9	–	7	–	–	–	–	3
10	–	–	–	–	–	–	–
11	–	–	–	–	–		–
ЭЭ, %	90,0	88,9	87,5	66,7	60,0	100	83,4
ИЭ, %	91,0	96,7	91,6	79,2	69,2		87,6

2. Результаты копрологических исследований коз контрольной группы через 25 сут после постановки опыта (частное поголовье, пос. Алтав)

№	Обнаружено яиц в 3 каплях					
п/п	нематодир	стронгилят	трихоцефал	мониезий	парамфистом	личинок диктиокаул
1	23	16	29	12	-	36
2	16	Масса	9	25	18	12
3	32	15	12	6	-	29
4	9	24	19	32	24	34
5	12	36	22	27	13	-
6	29	33	14	35	7	28
ЭИ, %	100	100	100	100	66,6	83,3
ИИ, экз.	20,1±3,5	37,3±4,2	17,3±2,5	28,1±3,4	15,5±2,0	27,8±3,1

Опыт 2. Результаты предварительных копрологических исследований овец и коз в возрасте 1,5–3 лет в агрофирме «Чох» показали, что ЭИ нематодирами составила 50,0 % и ИИ – 17,1 экз., стронгилятами – 83,3 % и ИИ – 42,8 экз., мониезиями – 33,4 % и ИИ – 15 экз., парамфистомами – 33,4 % и ИИ – 19,2 экз., диктиокаулами – 50,0 % и ИИ – 28,6 экз. Результаты исследований по испытанию празифена при кишечных стронгилятозах, цестодозах и трематодозах овец и коз приведены в таблице 3. ЭЭ празифена в дозе 0,2 г/кг составила при нематодирозе и диктиокаулезе 100 %, кишечных стронгилятозах – 90,0 % при ИЭ – 99,0 %, трихоцефалезе – 87,5 % при ИЭ – 94,0 %, мониезиозе – 75,0 % при ИЭ – 80,0 %, парамфистомозе – 75,0 % при ИЭ – 79,3 %. Контрольные животные (табл. 4) оставались зараженными вышеуказанными гельминтами.

3. Результаты копрологических исследований подопытных овец после дачи препарата через 13 и 22 сут

№ п/п	Обнаружено яиц в 3 каплях					
	нематодир	стронгилят	трихоцефал	мониезий	парамфистом	личинок диктиокаул
1	–	–	–	–	–	–
2	–	–	–	–	4	–
3	–	–	–	–	–	–
4	–	–	–	–	–	–
5	–	–	–	3	–	–
6	–	–	–	–	–	–
7	–	–	–	–	–	–
8	–	5	–	–	–	–
9	–	–	2	–	–	–
10	–	–	–	–	–	–
11	–	–	–	–	–	–
12	–	–	–	–	–	–
ЭЭ, %	100	90,0	87,5	75	75,0	100
ИЭ, %		99,8	94,0	80,0	79,3	

4. Результаты копрологических исследований овец контрольной группы (14 декабря 2008 г.)

№ п/п	Обнаружено яиц в 3 каплях					
	нематодир	стронгилят	трихоцефал	мониезий	парамфистом	личинки диктиокаул
1	18	23	19	–	5	27
2	33	19	–	25	–	24
3	26	35	24	13	16	12
4	19	44	59	–	–	18
5	28	26	–	32	18	–
6	42	31	11	7	12	23
7	32	Масса	–	18	–	–
8	24	18	13	7	–	27
9	12	34	–	22	–	29
10	32	19	12	15	4	18
ЭИ, %	100	100	60,0	80,0	50,0	80,0
ИИ, экз.	26,6±3,6	34,9±4,2	13,8±1,6	13,2±1,4	5,6±0,8	16,8±1,9

Опыт 3. Результаты исследований по испытанию празифена в дозе 0,3 г/кг в форме пасты через 20 сут приведены в таблице 5. ЭЭ препарата при трихоцефалезе овец составила 88,9 % и ЭИ – 90,5 %, при нематодирозе и диктиокаулезе – 100 %, стронгилятозах – 91,7 % и ИЭ – 94,8 %, парамфистомозе – 66,7 % и ИЭ – 75,7 %, фасциолезе – 85,8 % и ИЭ – 91,8 %, мониезиозе – 85,8 % и ИЭ – 95,5 %. В то же время, в контрольной группе (табл. 6) степень инвазированности гельминтами не изменялась.

5. Результаты копрологических исследований овец после дачи празифена в дозе 0,3 г/кг в форме суспензии через 12 и 20 сут

№ п/п	Обнаружено в 3 каплях яиц						
	трихо-цефал	нема-тодир	строн-гилят	парам-фистом	фас-циол	мониe-зий	личинок диктиока-ул
1	–	–	–	–	–	–	–
2	–	–	–	–	–	–	–
3	–	–	16	–	–	–	–
4	–	–	–	–	9	–	–
5	18	–	–	–	–	–	–
6	–	–	–	14	–	–	–
7	–	–	–	–	–	5	–
8	–	–	–	–	–	–	–
9	–	–	–	8	–	–	–
10	–	–	–	–	–	–	–
11	–	–	–	–	–	–	–
12	–	–	–	–	–	–	–
ЭЭ, %	88,9	100	91,7	66,7	85,8	85,8	100
ИЭ, %	90,5	100	94,8	75,7	91,8	95,5	100

6. Результаты копрологических исследований овец контрольной группы 21 и 26 ноября 2008 г. в агрофирме «Чох», пос. Алтав

№ п/п	Обнаружено яиц в 3 каплях						Личинок диктио-каул
	трихо-цефал	нема-тодир	строн-гилят	парам-фистом	фас-циол	мониe-зий	
1	8	22	14	11	7	–	24
2	33	16	28	–	22	8	43
3	24	9	Масса	4	8	21	15
4	–	34	8	27	12	15	–
5	16	5	22	–	43	–	24
6	21	17	34	18	–	–	–
7	31	–	44	9	25	16	22
8	22	16	25	18	17	–	18
9	14	21	18	12	15	24	27
ЭИ, %	88,8	88,8	100	77,7	88,8	55,6	77,7
ИИ, экз.	21±2,9	17,5±1,5	32,5±3,1	14,1±1,8	17,5±2,0	16,8±1,4	24,7±2,1

Таким образом, изучена антигельминтная эффективность празифена в дозе 0,2 г/кг в форме пасты у коз. ЭЭ при нематодирозе составила 90,0 % и ИЭ – 91,0 %, трихоцефалезе – 87,5 % и ИЭ – 91,6%, кишечных стронгилятозах – 88,9 % и ИЭ – 96,7 %, парамфистомозе и фасциолезе – 100 %, мониезиозе – 66,7 % и ИЭ – 79,2 %. Празифен в дозе 0,2 г/кг в форме пасты у овец показал ЭЭ, равную при нематодирозе и диктиокаулезе 100 %, трихоцефалезе – 87,5 % и ИЭ – 94,0 %, кишечных стронгилятозах – 90,0 % и ИЭ – 99,8 %, мониезиозе – 75,0 % и ИЭ – 80,0 %, парамфистомозе – 75,0 % и ИЭ – 79,3 %.

Празифен в дозе 0,3 г/кг в форме пасты у овец проявил ЭЭ, равную при нематодирозе и диктиокаулезе 100 %, трихоцефалезе – 88,9 % и ИЭ – 90,5 %, кишечных стронгилятозах – 91,7 % и ИЭ – 94,8 %, парамфистомозе – 66,7 % и ИЭ – 75,7 %, фасциолезе – 85,8 % и ИЭ – 91,8 %, мониезиозе – 85,8 % и ИЭ – 95,5 %.

Литература

1. *Архипов И.А.* Эффективность противопаразитарных мероприятий // Ветеринария. – 1999. – № 3. – С. 26–27.
2. *Архипов И.А., Кармалиев Р.С., Алексеев Е.Б.* К резистентности стронгилят жвачных к действию ивермектина в Калмыкии и Западе Казахстана // Матер. науч. конф. Всерос. о-ва гельминтол. «Теория и практика борьбы с паразитарными болезнями». – 2006. – Вып. 7. – С. 37–39.
3. *Абдулмагомедов С.Ш.* Испытание новых антгельминтных препаратов при парамфистомозе крупного рогатого скота // Вестник ветеринарии. – 2008. – № 3. – С. 43–54.
4. *Ажибеков Н.А., Тоимбетов М.Т., Арзыбаев М.* Оценка терапевтической эффективности альпемеди при гельминтозах овец // Тр. Всерос. ин-та гельминтол. – 2007. – Т. 45. – С. 26–31.
5. *Гузов А.Х., Беккиева С.А.* Эффективность новых лекарственных форм авертекса, ивермакса и аверсекта плюс при нематодозах овец // Тр. Всерос. ин-та гельминтол. – 2007. – Т. 45. – С. 83–86.
6. *Мирзоев Т.А., Магомедов О.А., Шамхалов В.М., Цолоев А.Х.* Антгельминтная эффективность полифенила при цестодозах овец и крупного рогатого скота // Матер. юбилейной науч.-практ. конф., посвящ. 35-летию ГУ Прикасп. ЗНИВИ «Проблемы ветеринарной медицины в условиях реформирования сельскохозяйственного производства. – 2003. – С. 112–113.

Efficiency of prazifen at helminthosis of sheep and goats

M.B. Musaev, M.V. Shamhalov, G.H. Azaev, H.M. Adzieva, S.S. Abdulmagomedov, O.A. Magomedov, V.M. Shamhalov

The anthelmintic efficiency of prazifen on a basis of praziquantel and fenbendazole in the form of paste at helminthosis of sheep and goats is studied. The drug in a dose of 0,2 g/kg of body weight has shown the efficiency equal at nematodirosis and dictyocaulosis 100 %, trichocephalosis – 87,5, others intestinal strongylatosis – 90, monieziosis and paramphistomosis – 75 %.

Keywords: prazifen, paste, sheep, goats, helminthes, efficiency.

УДК 619:616.995.121.3

УЛУЧШЕНИЕ САНИТАРНО-ПАРАЗИТОЛОГИЧЕСКОГО СОСТОЯНИЯ ОБЪЕКТОВ ОКРУЖАЮЩЕЙ СРЕДЫ В КАБАРДИНО-БАЛКАРСКОЙ РЕСПУБЛИКЕ

М.М. САРБАШЕВА[1]
кандидат медицинских наук
А.М. БИТТИРОВ[2]
соискатель
Ж.М. АРДАВОВА[2], Б.М. АРИПШЕВА[2]
соискатели
А.М. БИТТИРОВ[2]
доктор биологических наук
[1] Кабардино-Балкарский государственный университет им. Х.М. Бербекова, 360004, г. Нальчик, ул. Чернышевского, 173, e-mail: bam 58@mail.ru
[2] Кабардино-Балкарская государственная сельскохозяйственная академия им. В.М. Кокова, 360030, г. Нальчик, ул. Тарчокова, 1а, e-mail: bam_58@mail.ru

На территории Кабардино-Балкарской Республики обсемененность почвы яйцами гельминтов составляет 14–38 инвазионных яиц в 1 кг почвы. Дезоль обладает овоцидными свойствами. При 1%-ной концентрации и экспозиции 5–20 сут в чистой взвеси погибает до 88,3 % яиц трихоцефалюсов, в почве – 69,5, в осадках сточных вод – 74,8, в нечистотах – 71,5 %, а в 5%-ной концентрации – 100 %; 99,0; 85,3; 92,6 и 85,2 % яиц трихоцефалюсов соответственно.

Ключевые слова: дезоль, эгат, чисталан, Кабардино-Балкарская Республика,

Одним из основных вопросов паразитологической науки является поиск путей улучшения паразитологической ситуации и оздоровления населения от паразитозов [2, 3]. Для дезинвазии объектов внешней среды разработаны препараты, обладающие овоцидным и ларвоцидным эффектом [1, 4]. В настоящее время разработаны Федеральные целевые программы: «Обеспечение санитарно-эпидемиологического благополучия населения России», «Создание методов и средств защиты населения и среды обитания от опасных и особо опасных патогенов», предусматривающие эффективную дезинвазию внешней среды от инвазионных элементов паразитов [2].

Целью работы был поиск путей улучшения санитарно-паразитологического состояния объектов окружающей среды и оздоровления человека и животных от возбудителей паразитозов в условиях Кабардино-Балкарской Республики.

Материалы и методы

Работу проводили в 2007–2009 гг. Исследовали спользовали сточные воды и их осадки, твердые бытовые отходы, нечистоты, фекалии людей и собак, зараженные инвазионными элементами гельминтов. Наличие яиц гельминтов в фекалиях, почве, воде устанавливали, используя методы гельминтоовоскопии по Фюллеборну в различные сезоны года. Работу проводили в Кабардино-Балкарской Республиканской ветеринарной лаборатории. Для выявления

криптоспоридий исследовали мазки проб фекалий, окрашенных по Циль–Нильсену. Было изучено 3 химических вещества, выпускаемых Уфимским заводом «Химпром». Овоцидные свойства химических веществ (1%, 5% и 10%-ный раствор дезоля, 40%-ный раствор эгата, 40%-ный раствор чисталана) изучали в чистой взвеси яиц трихоцефалюсов при экспозициях 1, 3, 5, 10, 20 сут. Статистическую обработку данных проводили методом дисперсионного и факторного анализов по программе «Биометрия»

Результаты и обсуждение

У испытанных препаратов, как в чистой взвеси яиц трихоцефалюсов, так и в субстратах (почва, нечистоты, осадки сточных вод), прослеживалась тенденция к увеличению овоцидной активности по мере возрастания их концентрации и экспозиции. Анализ полученных результатов позволил рекомендовать применение для дезинвазии почвы населенных мест и сельскохозяйственных объектов только растворы дезоля, для почвы – в 5%-ной концентрации при экспозиции 10 сут, для осадков сточных вод – в 1%-ной концентрации 20 сут, нечистот – в 10%-ной концентрации 5 сут соответственно. Обрабатывать объекты окружающей среды необходимо на ограниченных участках, не занятых растениями (у туалетов, мусорных ям, вдоль заборов), так как необдуманное и нерациональное использование дезинвазионных средств может привести к уничтожению растительной флоры и почвенной фауны.

Эффективность противопаразитарных препаратов считается достаточной при снижении числа паразитов до уровня неощутимого от них экономического ущерба (концепция разумной экономической достаточности). Для разработки мероприятий по охране окружающей среды от загрязнения сточными водами, контаминированными возбудителями гельминтозов, необходимо проводить изыскание и внедрение в практику эффективных очистных сооружений. Предложен новый способ доочистки сточных вод перед выпуском в поверхностные водоемы. Его принцип основан на доочистке сточных вод на песчано-бентонитовых фильтрах, в качестве защитных устройств приняты барабанные сетки. Показано, что подключение указанного доочистного комплекса к станциям аэрации повышает эффективность дегельминтизации сточных вод до 100 %. Подключение песчано-гравийных и песчано-бентонитовых фильтров к сооружениям механической и биологической очистки позволило повысить эффективность дегельминтизации сточных вод в них с 75 до 100 % (т. е. на 25 %). Учитывая, что индустриальные методы очистки сточных вод не обладают высокой барьерной функцией в отношении яиц гельминтов, было предложено скомплектовать их с биологическими прудами. Подключение биологических прудов к очистным сооружениям населенных пунктов обеспечит повышение эффективности дегельминтизации сточных вод весной и осенью от 89,8 до 94,5 %, а летом до 100 % летом.

По данным литературы и результатам собственных исследований, полная очистка объектов окружающей среды от инвазионного материала с помощью специальных дезинвазионных, санитарно-паразитологических мероприятий невозможна. Можно регулировать экстенсивность обсемененности биообъектов окружающей среды, но, тем не менее, возбудители паразитозов всегда циркулируют в природе. Определенные виды исчезают в пространстве и во времени и могут вновь появляться через определенный период, формируя спиралеобразный путь развития. Не исключается появление новых устойчивых к факторам окружающей среды видов паразитов. Человек должен быть осведомлен о мерах предупреждения заражения кишечными инвазиями. Поэтому санитарно-просветительную работу считали одним из первостепенных профилактических мероприятий в медицинской паразитологии. Проблема снижения, а затем и ликвидация заболеваний энтеробиозом и дру-

гими гельминтозами может быть успешно решена, прежде всего, путем повышения уровня санитарной культуры всего населения.

Литература

1. *Аксенов М.И.* Поиск и испытание средств дезинвазии животноводческих объектов // Гигиена. – 2002. – № 1. – С. 17–20.

2. *Онищенко Г.Г.* Эпидемиологические основы разработки единого комплекса оздоровления населения РФ от геогельминтозов // Вестник РАМН. – 2003. – № 2. – С. 68–72.

3. *Романенко Н.А.* Методы дезинвазии почвы и воды. Методические рекомендации. – М.: ИП РАН, 2002. – 70 с.

4. *Черепанов А.А.* Повышение эффективности дегельминтизации очистных сооружений свиноводческих объектов // Матер. докл. науч. конф. Всерос. о-ва гельминтол. «Теория и практика борьбы с паразитарными болезнями». – М., 2001. – С. 27–29.

Improvement of sanitary-parasitologic conditions of objects of environment in Kabardino-Balkarian Republic

M.M. Sarbasheva, A.M. Bittirov, Z.M. Ardavova, B.M. Aripsheva, A.M. Bittirov

In Kabardino-Balkarian Republic dissemination of the ground by helminthes eggs makes 14–38 eggs in 1 kg of the ground. Dezol has ovocidic properties. At 1% concentration and exposition 5–20 days in suspension perishes up to 88,3 % of *Trichocephalus sp*. eggs, in the ground – 69,5, in deposits of sewage – 74,8, in sewage disposal – 71,5 % and in 5 % concentration – 100 %; 99,0; 85,3; 92,6 and 85,2 % of *Trichocephalus sp*. eggs respectively.

Keywords: dezol, helminthes, the Kabardino-Balkarian Republic.

УДК 619:616.995.1:636.1

ЭФФЕКТИВНОСТЬ ПРАЗИВЕРА ПРИ ГЕЛЬМИНТОЗАХ ЛОШАДЕЙ

А.А. СМИРНОВ[1]
кандидат биологических наук
Е.Е. БЕЛОВА[2]
кандидат ветеринарных наук
К.М. САДОВ[2]
доктор биологических наук
И.А. АРХИПОВ[3]
доктор ветеринарных наук
[1] – ООО «Апи-Сан», e-mail: api-san@rambler.ru
[2] – Самарская научно-исследовательская ветеринарная станция
[3] – Всероссийский научно-исследовательский институт гельминтологии им. К.И. Скрябина, e-mail: arkhipovhelm@mail.ru

Изучена антигельминтная эффективность празивера в дозе 0,2 мг/кг по ивермектину и 1,0 мг/кг по празиквантелу на 116 лошадях и получена 100%-ная эффективность при стронгилятозах, гастрофилезе и ринэстрозе, 98,0%-ная – при параскаридозе. При двукратном применении препарата при псороптозе лошадей получена 100%-ная эффективность.

Ключевые слова: лошади, празивер, эффективность, терапия, гельминты.

В последние годы поголовье лошадей значительно повышается в связи с развитием фермерских хозяйств, конного спорта и использования их для получения кумыса и другой продукции.

Одним из тормозов развития коневодства являются болезни, вызываемые паразитами [1, 4, 5]. Как правило, паразитозы проявляются в форме смешанной инвазии, вызванной нематодами (*Parascaris equorum, Oxiuris equi, Strongylus vulgaris, Alfortia edentates* и др.), цестодами (*Anoplocephala magna, A. perfoliata, Paranoplocephala mamillana*), личинками оводов и причиняют большой экономический ущерб из-за снижения упитанности, работоспособности и нередко падежа лошадей, особенно, молодняка [4, 5].

Для терапии паразитозов лошадей ООО «Апи-Сан» разработал комплексный препарат на основе ивермектина и цестодоцида празиквантела под названием празивер. Препарат представляет собой суспензию с содержанием 0,5 % ивермектина и 2,5 % празиквантела.

Целью нашей работы было изучение эффективности комбинированного препарата – празивера против нематод, цестод, личинок оводов и клещей у лошадей.

Материалы и методы

Испытание противопаразитарной эффективности празивера проводили в СПХ «Неприк» и других хозяйствах Борского района Самарской области в феврале–марте 2010 г. По результатам предварительных копроовоскопических исследований в опыт подбирали лошадей, инвазированных параскарисами (20 гол.), стронгилидами (17 гол.), альфортиями (15 гол.), делафондиями (10 гол.), циатостомами (23 гол.) и аноплоцефалами (12 гол.). При каждой инвазии лошадей дегельминтизировали празивером в дозе 0,2 мг/кг по ивермектину и 1,0 мг/кг по празиквантелу из расчета 1 мл суспензии на 25 кг массы тела. Препарат задавали лошадям перорально индивидуально с овсяной дертью.

Эффективность препарата учитывали по результатам количественных копроовоскопических исследований при параскаридозе, циатостомозах и аноплоцефалезе, а при стронгилоидозе, альфортиозе и делафондиозе после культивирования из яиц личинок нематод. Учитывали эффект на основании снижения количества яиц/личинок нематод в 1 г фекалий до и через 18 сут после дегельминтизации лошадей, т. е. по «критическому тесту» [2, 3].

Испытание празивера при гастрофилезе и ринэстрозе проводили в марте-апреле 2010 г. на лошадях, зараженных *Gastrophilus intestinalis* (13 гол.) и *Rinoestrus purpureus* (14 гол.). Инвазированным животным задавали празивер в дозе 0,2 мг/кг по ивермектину перорально однократно. Эффективность препарата учитывали через 18 сут путем обследования ротовой полости лошадей на наличие личинок гастрофилюсов и носовой полости на наличие личинок оводов.

При псороптозе препарат испытали в этом же хозяйстве на 18 спонтанно зараженных *Psoroptes equi* лошадях. У лошадей отмечали характерные признаки псороптоза, а именно поражения кожи и волосяного покрова в области бедер, подчелюстного пространства, зуд, снижение упитанности. При микроскопическом исследовании соскобов кожи обнаруживали клещей *P. equi*. Препарат задавали лошадям перорально двукратно с интервалом 10 сут. Эффективность празивера учитывали по данным клинического осмотра лошадей, а также результатам исследований соскобов кожи на наличие клещей через 18 сут после лечения.

Производственные испытания празивера при смешанных паразитозах лошадей проводили в СПХ «Неприк» Борского района Самарской области на 116 лошадях при параскаридозе, стронгилятозах и аноплоцефалидозах.

Празивер назначали лошадям путем добровольного поедания с дробленым овсом (2 кг на голову) в дозе 0,2 мг/кг по ивермектину и 1,0 мг/кг по празиквантелу из расчета 1 мл суспензии на 25 кг массы тела.

Эффективность празивера учитывали через 20 сут после дегельминтизации по результатам копроовоскопии.

Результаты и обсуждение

Полученные результаты свидетельствуют о высокой эффективности празивера при гельминтозах лошадей (табл. 1). Эффективность празивера в испытанной дозе составила при параскаридозе 98,08 %, при стронгилезе и альфортиозе 100, делафондиозе 97,72, аноплоцефалидозах 98,84 и циатостомозах 100 %. Следует отметить, что празивер хорошо переносился лошадьми и не оказывал побочного действия на организм животных.

Таким образом, празивер в дозе 0,2 мг/кг по ивермектину и 1,0 мг/кг по празиквантелу показал высокий эффект при гельминтозах лошадей.

1. Результаты испытания празивера при гельминтозах лошадей в опыте по типу «критический тест»

Болезнь	Число животных	Освободилось от инвазии, гол.	Среднее геом. число яиц/личинок гельминтов в г фекалий, экз.		Эффективность, %
			до опыта	после лечения	
Параскаридоз	20	19	172,8±9,0	3,5±0,5	98,08
Стронгилез	17	17	71,0±5,2	0	100
Альфортиоз	15	15	57,6±5,6	0	100
Делафондиоз	10	9	52,6±4,8	1,2±0,3	97,72
Аноплоцефалидозы	12	10	86,2±5,8	1,0±0,3	98,84
Циатостомозы	23	24	114,9±8,2	0	–

Результаты испытания празивера при гастрофилезе и ринэстрозе лошадей приведены в таблице 2 и свидетельствуют о 100%-ной эффективности

препарата в дозе 0,2 мг/кг по ивермектину против личинок *G. intestinalis* и *R. purpureus*.

2. Эффективность празивера при гастрофилезе и ринэстрозе лошадей

Болезнь	Число лошадей в опыте	Освободилось от инвазии, гол.	Обнаружено личинок, экз./гол.		Эффективность, %
			до опыта	после лечения	
Гастрофилез	13	13	17,6±2,3	0	100
Ринэстроз	14	14	11,0±1,4	0	100

При псороптозе лошадей празивер применяли двукратно. При клиническом осмотре лошадей через 18 сут после лечения отмечали рост волосяного покрова на пораженных участках кожи. При микроскопическом исследовании соскобов кожи клещей *P. equi* не обнаруживали. Таким образом, после лечения лошадей празивером отмечали полное выздоровление животных. Число клещей *P. equi* до лечения лошадей составило в 2 г соскобов 14,6±2,0 экз., а через 18 сут после лечения клещей не находили, что указывает на 100%-ную эффективность празивера при двукратном применении против клещей *P. equi*.

Производственные испытания празивера при паразитозах лошадей показали, что препарат хорошо поедался всеми лошадьми, за исключением одной лошади, которой затем препарат задавали индивидуально перорально из бутылки с водой. Празивер хорошо переносился и не оказывал побочного действия на организм лошадей.

При исследовании проб фекалий лошадей после дегельминтизации обнаруживали единичные экземпляры яиц стронгилят и параскарид у отдельных животных.

Экстенсэффективность празивера составила при параскаридозе 97,37 %, стронгилятозах 97,59 и аноплоцефалидозах 100 %.

Число яиц параскарид в 1 г фекалий лошадей снизилось с 68,4±5,2 до 0,7±0,2 экз., т. е. на 99,0 %. Число яиц стронгилят в 1 г фекалий снизилось с 143,4±6,7 до 1,0±0,3 экз., т. е. на 99,31 %. Эффективность препарата составила при аноплоцефалидозах 100 % (табл. 3).

Таким образом, празивер при производственном испытании на 116 лошадях показал высокую эффективность, равную 99,0 % при параскаридозе, 99,3 % – при стронгилятозах и 100 % – при аноплоцефалидозах.

Заключение

Испытания празивера на лошадях показали 98,0%-ную эффективность при параскаридозе, 100%-ную – при стронгилятозах, гастрофилезе и ринэстрозе. При двукратном применении препарата при псороптозе лошадей получена 100%-ная эффективность.

Празивер хорошо переносится лошадьми и не оказывает побочного действия на их организм. При назначении с кормом препарат хорошо поедается и может применяться путем групповой дачи с кормом.

Производственные испытания празивера на 116 лошадях при смешанных паразитарных болезнях показали высокую (98–100 %) эффективность и хорошую переносимость.

3. Результаты производственных испытаний празивера при гельминтозах лошадей по типу «критический тест»

Болезнь	Число животных в опыте	Из них инвазировано, гол.		ЭЭ, %	Среднее число яиц/личинок, экз.		Снижение числа яиц/личинок, %
		до опыта	после лечения		до опыта	после лечения	
Параскаридоз	116	38	1	97,37	68,4±5,2	0,7±0,2	99,0
Стронгилятозы	116	83	2	97,59	143,4±6,7	1,0±0,3	99,3
Аноплоцефалидозы	116	12	0	100	57,8±4,6	0	100

Литература

1. *Антипин Д.Н.* Параскаридоз лошадей. – М.: Сельхозгиз, 1937. – 154 с.
2. *Архипов И.А.* Антигельминтики: фармакология и применение. – М., 2009. – 405 с.
3. *Архипов И.А., Мусаев М.Б., Абрамов В.Е.* К стандартизации методов испытаний и оценки эффективности антигельминтиков // Ветеринария. – 2004. – № 5. – С. 31–35.
4. *Бундина Л.А.* Эффективность алезана при паразитозах лошадей // Ветеринария. – 2008. – № 5. – С. 8–9.
5. *Величкин П.А.* Гельминтозы лошадей. – М.: Россельхозиздат, 1967. – 84 с.

Efficacy of praziver at helminthosis of horses

A.A. Smirnov, E.E. Belova, K.M. Sadov, I.A. Arkhipov

Praziver in a dose of 0,2 mg/kg of ivermectin and 1,0 mg/kg of praziquantel has been tested on 116 horses and has shown 100 % efficacy at gastrointestinal strongylatosis, gastrophilosis and rinoestrosis, 98,0 % – at parascaridosis. Praziver at these doses twice has shown 100 % efficacy at psoroptosis.

Keywords: horses, praziver, efficacy, treatment, parasites.

МЕТОДИЧЕСКИЕ РЕКОМЕНДАЦИИ ПО ИММУНОДИАГНОСТИКЕ И ПРОФИЛАКТИКЕ ОСТРОЙ ФОРМЫ ФАСЦИОЛЕЗА КРУПНОГО РОГАТОГО СКОТА

С.А. ШЕМЯКОВА
кандидат ветеринарных наук
Московская государственная академия ветеринарной медицины и биотехнологии им. К.И. Скрябина, e-mail: sveta11@mail.ru
М.Д. НОВАК
доктор биологических наук
Рязанский государственный агротехнологический университет им. П.А. Костычева, e-mail: peace100@mail.ru

(Одобрены секцией «Инвазионные болезни животных» Отделения ветеринарной медицины Россельхозакадемии 23 сентября 2010 г., протокол № 3)

Фасциолез жвачных животных широко распространен в разных природно-климатических зонах РФ и в других странах мира.

Напряженность эпизоотического процесса обусловлена повсеместным расселением промежуточного хозяина *Fasciola hepatica* – моллюска малого прудовика и его высокой численностью.

Эпизоотическая ситуация по фасциолезу в разных регионах Российской Федерации подтверждает необходимость проведения комплексных профилактических и оздоровительных и мероприятий.

Своевременная и достоверная диагностика – важный этап оздоровительных мероприятий. Используемые в ветеринарной практике лабораторные методы исследований не позволяют объективно оценить эпизоотическую ситуацию. С помощью метода последовательных промываний и различных модификаций копроовоскопических исследований яйца фасциол обнаруживают в фекалиях 45–50 % зараженных животных (Г.А. Котельников, 1984). В период миграции преимагинальных форм фасциол установить диагноз с использованием вышеуказанных методов прижизненного исследования не представляется возможным.

Поэтому практическое значение в диагностике фасциолеза имеет разработка и применение эффективных иммунореагентов для серологических методов. В последние два десятилетия в Российской Федерации и за рубежом достаточно широко апробированы и используются для обнаружения антигенов гельминтов и антител к ним серологические методы: РДПАГ, РНГА, ИФА, ПЦР и др. Ряд тестов применяется и для диагностики трематодозов – фасциолеза, описторхоза, шистосомоза. Антигены получают из различных компонентов трематод.

В качестве иммунодиагностического теста для выявления животных, зараженных *F. hepatica*, сотрудниками ВИГИС (В.В. Клименко, 1997 и др.) предложена реакция диффузионной преципитации в агаровом геле (РДПАГ). Метод рекомендуется использовать для распознавания острой формы фасциолеза.

Однако выполненные в этом направлении исследования в Российской Федерации немногочисленны.

Необходимо уделять внимание разработке иммунореагентов и иммунодиагностических тестов на основе доступного и недорогого источника анти-

гена при условии небольшой трудоемкости, простоты постановки, высокой чувствительности, информативности методов.

Следует учитывать возможность адаптации получаемых диагностических препаратов для общепринятых серологических методов, так как одной из задач является одновременное исследование на фасциолез большого числа животных за непродолжительный период времени.

Методы серологической и аллергической диагностики должны применяться комплексно, планомерно в острый и хронический периоды фасциолеза, а полученные результаты эпизоотологического мониторинга необходимо рассматривать как важный этап оздоровительных и профилактических мероприятий.

Разработка иммунореагентов для иммуноферментного анализа (ИФА), реакции непрямой гемагглютинации (РНГА) и сероэпизоотологический мониторинг при фасциолезе и парамфистоматозах крупного рогатого скота

Как показали результаты многочисленных исследований отечественных и зарубежных авторов, соматические антигены, выделенные из тегумента и кутикулы трематод, цестод и нематод, не обладают высокой специфичностью и при их использовании в методах иммунодиагностики отмечают недостоверные (ложноположительные или ложноотрицательные) результаты.

Научный поиск в этом направлении в последние годы завершился успешной разработкой высокоспецифичных антигенов гельминтов на основе их экскреторно-секреторных продуктов, а также путем получения клеточных гибридом на молекулярно-генетическом уровне.

Высокоэффективными антигенами гельминтов, используемыми в иммунодиагностике гельминтозов, являются экскреторно-секреторные (ESAg). Такие антигены можно получать в большом количестве, а методы их препаративного выделения не трудоемки.

Экскреторно-секреторные соматические антигены F. hepatica, Paramphistomum ichikawai и другие иммунореагенты для ИФА и РНГА. С целью получения антигенов для диагностики фасциолеза и парамфистоматозов крупного рогатого скота в ИФА и РНГА проводят культивирование марит *F. hepatica* и *P. ichikawai* в специальной культуральной среде, представляющей собой 1%-ный раствор глютамина на фосфатно-солевом буфере с добавлением желчи крупного рогатого скота и глюкозы в конечной концентрации 0,5 %.

Живых подвижных фасциол и парамфистом, полученных при убое крупного рогатого скота из желчных ходов печени и рубца на мясокомбинатах, помещают в термос, предварительно заполненный небольшим объемом культуральной среды (100–150 мл) и доставляют в лабораторию.

В культуральной жидкости половозрелых трематод содержат при температуре 37–38 °С в термостате в течение 15–18 ч. К концу этого времени трематоды проявляют слабую жизнедеятельность, часть из них погибает. Затем марит отделяют, а среду, содержащую антигены фасциол и парамфистомат, фильтруют через капрон и центрифугируют при частоте вращения 2500 мин$^{-1}$ в течение 35 мин. Культивирование и другие лабораторные манипуляции проводят отдельно с каждым видом трематод.

Белок, представляющий собой экскреторно-секреторный продукт трематод, выделяют методом высаливания насыщенным раствором сульфата аммония с последующим диализом против дистиллированной воды на холоде. Все операции выполняют с использованием рефрижератора (от 0 до 4 °С). Фракционирование белка осуществляют на сефадексе G-200. Перед фракционированием обработку белка ферментами не проводят. Для элюции белковых фракций последовательно используют ацетатный (pH 6,2–6,5), карбонатно-бикарбонатный (pH 8,7–9,0) и фосфатный (pH=7,2–7,4) буферы. Элюцию и отбор белковых фракций выполняют с интервалами 5–7 мин. В полученных

фракциях экскреторно-секреторных антигенов определяют концентрацию белка. Оптимальные показатели содержания пептидов в образцах после фракционирования – 70–80 мкг/мл.

В последующем проводят тестирование белковых фракций с иммунными сыворотками кроликов, иммунизированных по разработанным схемам общим экскреторно-секреторным антигеном фасциол (ESAgF *F. hepatica*). При этом устанавливают фракции с наиболее высокими показателями активности и специфичности, а также с максимальным содержанием белка. Отбор фракции экскреторно-секреторного антигена осуществляют через 20–25 мин с начала фракционирования.

Изучение белковой структуры экскреторно-секреторных продуктов *P. ichikawai* проводят с использованием таких же методических приемов, как и для ESAgF *F. hepatica*. Время сбора элюата с начала фракционирования на сефадексе G-200 составляет 15–17 мин.

Первоначально в каждой полученной фракции при помощи спектрофотометра устанавливают концентрацию белка в мкг/мл и в kDa.

Иммунизацию кроликов выполняют с использованием общего белка - экскреторно-секреторного антигена ESAgF (*F. hepatica*) и ESAgP (*P. ichikawai*). После хранения в морозильной камере вышеуказанные антигены центрифугируют при тех же параметрах – 2500 мин$^{-1}$ 35 мин.

Супернатант после первоначального определения концентрации белка используют для приготовления ESAg антигенов фасциол и парамфистом.

Антигены в равном объеме с неполным адъювантом Фрейнда (ланолин + вазелиновое масло) вводят кроликам парентерально по следующей схеме: первый день – 1,2 мл подкожно в шесть участков брюшной стенки (по 0,2 мл), 14–15 дни – 1 мл подкожно дробно в область поверхностных лимфатических узлов (без адъюванта), взятие крови из вены уха и полное обескровливание через 8–12 сут после заключительной инъекции антигена.

Для иммунизации кроликов используют экскреторно-секреторные антигены фасциол и парамфистом с концентрацией общего белка 110 и 85 kDa соответственно. Выполняется скрининг гипериммунных сывороток кроликов с очищенными фракциями ESAgF (*F. hepatica*) и ESAgP (*P. ichikawai*) в ИФА и РНГА: специфические антитела к *F. hepatica* – 1 : 2560–1 : 10240 и 1 : 640–1 : 5120 соответственно, к *P. ichikawai* – 1 : 1280–1 : 5120 и 1 : 1280–1 : 2560.

Специфичность и активность соматических антигенов SomAgF (*F. hepatica*) и SomAgP (*P. ichikawai*) при тестировании в ИФА и РНГА значительно меньше: 1 : 320–1 : 1280 и 1 : 80–1 : 160 к IgG фасциол, 1 : 200–1 : 800 и 1 : 40 – 1 : 80 к IgG парамфистом соответственно.

Соматические антигены из фасциол и парамфистом получают путем гомогенизации тегумента половозрелых трематод с последующей обработкой гомогената детергентом «Тритон-Х 100» и центрифугированием при частоте вращения 2500 мин$^{-1}$ в течение 40 мин. Супернатант (надосадочную жидкость) используют для приготовления антигенов. Выделение очищенных соматических антигенов фасциол и парамфистом, а также их фракций проводят по вышеуказанной методике. В полученных иммунологически активных фракциях фасциол и парамфистом концентрация белка составляет не менее 90–110 и 65–85 kDa соответственно.

Эритроцитарные антигенные диагностикумы для РНГА готовят по способу Бойдена (1951) в модификации Каральника (1981).

Для экспериментальных исследований и производственных испытаний используют сыворотки крови крупного рогатого скота, спонтанно зараженного фасциолами и парамфистомами, с титрами антител в ИФА к *F. hepatica* – 1 : 640–1 : 5120 и к *Paramphistomum spp*. – 1 : 320–1 : 2560.

Краткая схема технологических операций по приготовлению антигенных иммунореагентов и эритроцитарных диагностикумов для скрининга на фасциолез и парамфистоматозы с помощью РНГА

II стадия. Получение антигенов.

Операция 1. Получение живых фасциол и парамфистом в условиях мясокомбината.

Операция 2. Выделение экскреторно-секреторных антигенов.

Живых фасциол помещают в 1 % глютамин на забуференном физиологическом растворе с добавлением желчи и 0,5 % глюкозы, выдерживают в термостате при температуре 37–38 °С в течение 15–18 ч. Культуральную жидкость, содержащую ESAgF (*F. hepatica*) и ESAgP (*P. ichikawai*), фильтруют через капрон и центрифугируют. Супернатант после центрифугирования антигенов используют для выделения иммунологически активных фракций. Параметры центрифугирования приведены выше.

Операция 3. Получение соматических антигенов фасциол и парамфистом.

Тегументы половозрелых фасциол и парамфистом гомогенизируют в небольшом объеме фосфатно-солевого буфера с последующей обработкой детергентом и центрифугированием. Надосадочную жидкость используют для приготовления антигена. Параметры разрушения тканей тегумента трематод и центрифугирования антигенов приведены выше.

Операция 4. Выделение очищенных антигенов из экскреторно-секреторных и соматических компонентов фасциол и парамфистом. Основные параметры приведены выше.

III стадия. Приготовление пробных образцов антигенных эритроцитарных диагностикумов с использованием ESAgF (*F. hepatica*) и ESAgP (*P. ichikawai*).

Операция 1. Получение раствора танина.

5 мг танина растворяют в 100 мл фосфатно-солевого буфера на физиологическом растворе pH 7,2.

Операция 2. Обработка 2,5 % взвеси эритроцитов раствором танина.

Соединяют равные количества взвеси эритроцитов и раствора танина, затем выдерживают при комнатной температуре в течение 10 мин.

Операция 3. Отмывание танизированных эритроцитов.

Эритроциты отмывают в фосфатно-солевом буфере двукратным центрифугированием при частоте вращения 1500 мин$^{-1}$ в течение 10 мин.

Операция 4. Сенсибилизация танизированных эритроцитов антигеном.

Равные объемы 2,5 % взвеси танизированных эритроцитов и растворов антигенов соединяют и оставляют в термостате при температуре 37 °С на 18 ч.

Операция 5. Добавление формалина к суспензии сенсибилизированных эритроцитов в конечной концентрации 1 % за один час до окончания сенсибилизации.

Операция 6. Отмывание диагностикума.

Диагностикум отмывают центрифугированием. Осадок ресуспендируют в фосфатно-солевом буфере и трехкратно центрифугируют при частоте вращения 1500 мин$^{-1}$ 10 мин, тщательно перемешивая осадок (сенсибилизированные антигенами эритроциты) с раствором ФСБ после каждого центрифугирования. В заключение объем диагностикума доводят до первоначального.

Краткая схема технологических операций по приготовлению иммунореагентов для скрининга на фасциолез и парамфистомоз с помощью ИФА

Схема постановки иммуноферментного анализа включает следующие этапы:

1. В лунки плоскодонных микротитровальных полистироловых пластин вносят по 50–100 мкл раствора антигена в концентрации по белку 20–40 мкг/мл (разведение 1 : 50); инкубирование на первом этапе проводят в течение одного часа при 37 °С или 10–12 ч при 4 °С в холодильнике, в последующем удаляют раствор антигена встряхиванием, лунки промывают раствором фосфатно-солевого буфера с твином pH 7,2–7,4 (ФСБТ) трехкратно по 200 мкл в каждую.

2. Исследуемые сыворотки крови в двукратных разведениях 1 : 40, 1 : 80, 1 : 160 и т. д. вносят по 50–100 мкл и инкубируют 1,5 ч при 37 °С в термостате, затем удаляют встряхиванием и промывают лунки ФСБТ трехкратно по 200 мкл.

3. Конъюгат против иммуноглобулинов IgG крупного рогатого скота в рабочем разведении 1 : 2000, приготовленный на 50 % нормальной сыворотке крупного рогатого скота или фосфатно-солевом буфере, вносят по 50–100 мкл в лунки и инкубируют 45 мин при 37 °С в термостате; конъюгат удаляют и промывают лунки ФСБТ трехкратно по 200 мкл.

4. Субстрат, содержащий ортофенилендиамин (pH 8,2), растворенный в дистиллированной воде, вносят в лунки по 50–100 мкл; компоненты инкубируют в течение 10–15 мин при комнатной температуре; реакцию останавливают путем добавления равного объема 10%-ного раствора серной кислоты.

Активность и рабочие титры полученных антигенных препаратов устанавливают с использованием иммунных кроличьих сывороток (IgG к ESAg *F. hepatica* и IgG к ESAg *P. ichikawai*) в иммуноферментном анализе и в реакции непрямой гемагглютинации. Кроме того, используют позитивные на фасциолез и парамфистомоз сыворотки крови от спонтанно зараженных трематодами животных (в острый период болезни, август–октябрь).

Оптимальные рабочие разведения экскреторно-секреторных антигенов, используемые для сенсибилизации полистирола (в ИФА), эритроцитов (в РНГА) и для контроля эритроцитарных диагностикумов в реакции торможения гемагглютинации, следующие: ESAgF для ИФА – 1 : 80, ESAgP для ИФА – 1 : 50, ESAgF для РНГА – 1 : 40, ESAgP для РНГА – 1 : 20.

Средние оптимальные рабочие разведения соматических антигенов, используемые для сенсибилизации полистирола планшетов и эритроцитов, следующие: SomAgF для ИФА – 1 : 25, SomAgP для ИФА – 1 : 10, SomAgF для РНГА – 1 : 10 и SomAgP для РНГА – 1 : 5.

При иммунологическом скрининге в гомологичной и гетерологичной системах между антигенами *F. hepatica* и *P. ichikawai* установлен диагностический титр в ИФА на фасциолез – 1 : 160, на парамфистомоз – 1 : 100, в РНГА – 1 : 80 и 1 : 50 соответственно.

Чувствительность ИФА и РНГА при фасциолезе крупного рогатого скота составляет 95,5 и 82,6 % соответственно, при парамфистомозе – 88,4 и 82 % соответственно.

На основании сероэпизоотологического мониторинга в комплексе с послеубойными исследованиями при фасциолезе крупного рогатого скота в хозяйствах Центрального района Российской Федерации подтверждена высокая диагностическая эффективность ИФА и РНГА, оптимальное соотношение специфичности антигенов и чувствительности методов.

Серологический скрининг при помощи ИФА и РНГА является достоверным как при острой, так и при хронической формах фасциолеза крупного рогатого скота. Серопозитивные результаты исследований наблюдают у дегельминтизированных животных, в печени которых фасциолы не обнаружены, но установлены патологические изменения, свойственные для фасциолеза. Показатели серопозитивности сохраняются продолжительный период (4–8 нед), их причиной является сенсибилизация тканей животных экскреторно-секреторными антигенами преимагинальных фасциол.

Практические рекомендации

После широкой апробации в хозяйствах Российской Федерации серологические методы диагностики фасциолеза рекомендуется использовать для эпизоотологического мониторинга. Постановку ИФА и РНГА на фасциолез следует осуществлять в областных и межрайонных ветеринарных лабораториях. Иммуноферментный анализ и реакцию непрямой гемагглютинации с экскреторно-секреторными антигенами *F. hepatica* и *P. ichikawai* рекоменду-

ется применять как в острый, так и хронический периоды фасциолеза и парамфистомоза.

Серологические исследования необходимо проводить в конце пастбищного периода (октябрь), затем после дегельминтизаций (декабрь - январь и апрель).

В племенных хозяйствах в конце лета и осенью рекомендуется дегельминтизировать животных только с симптомами фасциолеза и серопозитивных в ИФА и РНГА.

Контроль эффективности дегельминтизаций в осенний и зимний периоды следует осуществлять через 30 и 60 сут комплексно с использованием серологического и копроовоскопического (зимой) методов диагностики. Осенью (октябрь–ноябрь) первично положительно реагирующих в ИФА или РНГА животных обрабатывают антигельминтными препаратами, эффективными против преимагинальных фасциол (триклабендазол). Зимой дегельминтизации проводят на основании результатов копроовоскопических исследований, используя антигельминтные препараты, эффективные против половозрелых трематод.

При проведении дегельминтизаций крупного рогатого скота в неблагополучных по фасциолезу хозяйствах необходимо учитывать особенности динамики эпизоотического процесса в различных регионах Российской Федерации.

МЕТОДИЧЕСКИЕ РЕКОМЕНДАЦИИ ПО ПРОВЕДЕНИЮ ПРОИЗВОДСТВЕННЫХ ИСПЫТАНИЙ ГЛОБОДЕРОУСТОЙЧИВЫХ СОРТОВ КАРТОФЕЛЯ (ДЕМОНСТРАЦИОННЫЕ ОПЫТЫ)

А.А. ШЕСТЕПЕРОВ
доктор биологических наук
Всероссийский научно-исследовательский институт гельминтологии им. К.И. Скрябина, 117218, Москва, Б. Черемушкинская, 28, тел. (499)124-56-55, e-mail: vigis@ncport.ru
Е.А. КОЛЕСОВА
аспирант
Российский государственный аграрный заочный университет

(Одобрено Комиссией по нематодным болезням растений отделения защиты растений РАСХН 3 апреля 2009 г., протокол № 1)

Прежде чем рекомендовать для хозяйств какой-либо нематодоустойчивый сорт картофеля необходимо провести сравнительную оценку сортов в очаге глободероза. Этой цели служат демонстрационные опыты, которые позволяют выявить положительные и отрицательные стороны сортов и наглядно показать специалистам сельского хозяйства и населению преимущества нематодоустойчивых сортов.

Цель производственных испытаний – проверка в условиях различных почвенно-климатических зон в очагах золотистой картофельной нематоды (ЗКН) эффективности глободероустойчивых сортов картофеля, а также технологий применений сортов в личных, подсобных, фермерских коллективных хозяйствах.

Мы приводим результаты демонстрационного опыта в АПФК «Россия» Гусь-Хрустального района Владимирской области. Предварительно выявили визуальным методом участок картофеля с сильным проявлением глободероза картофеля площадью более 1300 м^2. Весной этот участок разбили на делянки площадью 40 м^2.

Плотность популяции картофельной нематоды определяли перед посадкой и после уборки урожая. С каждой делянки отбирали буром на глубину до 20 см 18–24 первичных образцов объемом 50–60 см^3. Их перемешивали и отбирали два средних образца объемом 0,5 дм^3 (один для фитогельминтологического, другой для агрохимического анализа).

Такой же опыт для сравнения заложили рядом на неинвазированной почве, анологичный по всем основным характеристикам первому опыту, что подтвердил агрохимический анализ почвы (табл.1). Весной и осенью также отбирали почвенные образцы. Посадку, уход проводили по обычной агротехнике. На опытных делянках проводили фенологические наблюдения, учет проявления глободероза и других болезней и вредителей.

Повторность 3-кратная. Размещение вариантов и повторностей осуществляли заблаговременно и схему наносили на план-карту опыта, которую привязывали к постоянным ориентирам. В период вегетации измеряли высоту растений, подсчитывали число стеблей, оценивали цвет, выравненность и покрытие травостоя картофеля, а также определяли число самок и их развитие на корнях (табл. 2).

1. Варианты опыта

№ п/п	Сорт картофеля	На инвазированной почве	На неинвазирбванной почве
1	Гатчинский	1,1	1,2
2	Жуковский ранний	2,1	2,2
3	Фреско	3,1	3,2
4	Расинка	4,1	4,2
5	Адретга	5,1	5,2
6	Невский	6,1	6,2
7	Местный (смесь сортов Гатчинский, Огонек, Невский и др.)	7,1	7,2

В период уборки на каждой делянке учитывали число и массу клубней (стандартных и нестандартных) у 25 растений, число растений на делянке и определяли урожайность картофеля. Кроме того, на каждой делянке определяли массу 100 стандартных и 100 нестандартных клубней картофеля (табл. 3).

В результате проведения полевых испытаний установлено, что нематодоустойчивые сорта Жуковский ранний, Расинка подтвердили свою устойчивость к популяции ЗКН. На корнях не были обнаружены самки и цисты ЗКН, в почве численность яиц и личинок снизилась осенью на 56–90 % (табл. 4). Нематодоустойчивый голландский сорт Фреско снизил численность нематод в почве на 79 %, но на корнях были обнаружены единичные белые, желтые, коричневые самки. У этого сорта наблюдали симптомы глободероза – его развитие составило 36 %. Отмечено отставание в развитие и росте, урожайность снизилась на 21,5 %.

Масса 100 стандартных клубней инвазированных растений была на 35 % меньше, чем у контрольных. У нестандартных клубней масса была меньше, чем у контрольных. У других нематодоустойчивых сортов также проявились симптомы глободероза, поражение ЗКН достоверно не оказало влияние на урожайность картофеля. Восприимчивые сорта Гатчинский, Адретта, Невский и смесь сортов были поражены глободерозом с характерными симптомами. На корнях наблюдали все стадии развития ЗКН. После их выращивания в почве возросла численность яиц и личинок на 48–202 %. Поражение глободерозом привело к уменьшению числа стеблей, клубней, снижению роста и развития растений. Резко снизилась продуктивность и урожайность восприимчивых сортов (на 22–46 %). В меньшей степени были поражены глободерозом растения сорта Невский. Осенью на делянках сорта Невский плотность популяции ЗКН в почве увеличилась в меньшей степени, чем у других восприимчивых сортов картофеля.

Наиболее сильно поражен глободерозом сорт Адретта. Урожайность инвазированных растений снизилась на 48 % за счет уменьшения числа клубней, их массы, увеличения числа нестандартных клубней. На 68,6 % снизилась масса нестандартных клубней. В почве численность яиц и личинок за время вегетации увеличилась в 2 раза.

На неинвазированной почве максимальный урожай (356 ц/га) был зарегистрирован у сорта Невский. У других сортов урожайность была значительно меньше. На инвазированной почве урожайность растений сорта Невский тоже была максимальной (277,5 ц/га). Из нематодоустойчивых сортов наибольшая урожайность отмечена у сорта Расинка.

По вкусовым качествам нематодоустойчивые сорта практически не отличались от стандарта: Невский – 6,1 баллов по 10 балльной шкале, Жуковский ранний – 5,6, Фреско – 7,2, Расинка – 6,7 балла. Самым вкусным оказал-

ся сорт Адретта – 7,8 балла, который больше всех сортов был поражен глободерозом.

2. Инвазированность и продуктивность восприимчивых и устойчивых сортов картофеля на зараженной ЗКН и незараженной почве (полевой опыт)

№ п/п	Сорт		Число клубней			Масса клубней раст/г	Урожайность, ц/га
			стандартных	нестандартных	всего		
1.1	Гатчинский (инвазированный)	1 белая 12 желтых 2 корич.	4,5	4,2	8,7	350	158,2
1.2	Гатчинский (контроль)	0	7,2	4,6	11,8	538	242,3
2.1	Жуковский ранний (инвазированный)	0	5,8	2,9	8,7	488	219,8
2.2	Жуковский ранний (контроль)	0	6,4	3,5	9,9	523	235,5
3.1	Фреско (инвазированный)	единичные цисты	5,8	3,6	8,88	505	227,3
3.2	Фреско (контроль)	0	6,5	3,7	9,2	643	289,5
4.1	Расинка (инвазированный)	0	6,7	3,7	10,7	590	265,5
4.2	Расинка (контроль)	0	6,9	2,3	9,2	553	246,0
5.1	Адретта (инвазированный)	2 белых 21 желтая 8 корич.	3,7	8,0	3,7	243	109,5
5.2	Адретта (контроль)	0	5,9	2,9	8,8	467	210,0
6.1	Невский (инвазированный)	8 желтых 4 корич.	6,2	3,7	9,9	817	277,5
6.2	Невский (контроль)	0	7,8	4,1	Н,9	792	356,3
7.1	Местный (инвазированный)	1 белая 10 желтых 7 корич.	4,9	3,7	8,6	350	175,5
7.2	Местный (контроль) (смесь сортов: Гатчинский, Огонек, Невский)	0	7,3	2,9	10,3	657	295,5

Таким образом, проведение производственных демонстрационных опытов и обобщение их результатов дает возможность оценить эффективность испытанных глободероустойчивых сортов картофеля в снижении плотности популяций ЗКН в почве и их продуктивность в условиях конкретной почвенно-климатической зоны.

3. Влияние зараженности почвы золотистой картофельной нематодой на массу 100 стандартных и нестандартных клубней восприимчивых и нематодоустойчивых сортов картофеля

№ п/п	Сорт	Снижение урожайности, %	Масса стандартных клубней, г	Снижение, %	Масса нестандартных клубней, г	Снижение, %
1.1	Гатчинский (инвазированный)	35,0	7100	16,5	2200	29,1
1.2	Гатчинский (неинвазированный)		8500		3100	
2.1	Жуковский ранний (инвазированный)	6,7	8100	0	1600	8,6
2.2	Жуковский ранний (неинвазированный)		7950		1750	
3.1	Фреско (инвазированный)	21,5	8200	35,4	1700	12,9
3.2	Фреско (неинвазированный)		12700		1950	
4.1	Расинка (инвазированный)	0	8600	8,5	1300	33,3
4.2	Расинка (неинвазированный)		9400		1750	
5.1	Адретта (инвазированный)	48,0	6900	39,5	1100	68,9
5.2	Адретта (неинвазированный)		11400		3500	
6.1	Невский (инвазированный)	22,1	10400	5,5	2000	25,9
6.2	Невский (неинвазированный)		11000		2700	
7.1	Местный (инвазированный)	46,7	8600	17,3	2100	12,5
7.2	Местный (неинвазированный)		10400		2400	
	$НСР_{05}$		1768		238	

4. Изменение численности цист, яиц и личинок ЗКН в 100 см почвы после выращивания восприимчивых и устойчивых сортов картофеля

№ п/п	Сорт	Число цист		Число яиц и личинок		Увеличение (+) или снижение (-) численности, %
		весна	осень	весна	осень	
1	Гатчинский	145	210	9983	18770	88
2	Жуковский ранний	185	95	11225	4935	-56
3	Фреско	182	155	10868	2275	-79
4	Расинка	173	73	10875	1078	-90
5	Адретта	177	210	10312	34170	+202
6	Невский	165	188	10300	15232	+48
7	Местный	150	210	8980	24150	+169