

ISSN 0031-1847

РОССИЙСКАЯ АКАДЕМИЯ НАУК

ПАРАЗИТОЛОГИЯ

ТОМ 58

2024

ВЫПУСК 4



НАУКА
— 1727 —

СОДЕРЖАНИЕ

Том 58, № 4, 2024

Эколого-фаунистические особенности блох в Закавказском предгорном природном очаге чумы Азербайджана	267
<i>Исмаилова Р. И., Нагиева Б. А., Садыхова С. А., Расулзаде З. И., Амирова К. Р., Рустамова М. К., Гаджиалиева Г. Г.</i>	
Влияние цестод, паразитирующих в тонком кишечнике птенцов серебристой чайки, на активность протеаз хозяина	277
<i>Куклина М. М., Куклин В. В.</i>	
New data on helminths of the woodcock <i>Scolopax rusticola</i> (Aves, Charadriiformes) in the middle Volga region (European Russia)	293
<i>Kirillova N. Yu., Kirillov A. A., Spiridonov S. N.</i>	
First report on the occurrence of <i>Microphallus indicus</i> in the fresh water crab, <i>Sartoriana spinigera</i> in Bangladesh	304
<i>Al Wasef, Anup Kumar Adhikary, Abdullah S. M., Uday Kumar Mohanta</i>	
Аннотированный список гельминтов рыб р. Лютога (южный Сахалин)	313
<i>Фролов Е. В., Виноградов С. А., Заварзина Н. К., Новокрепченых С. В.</i>	
Первое обнаружение <i>Paradilepis scolecina</i> (Cestoda: Gryporhynchidae) в реке Ангара	327
<i>Поляева К. В., Чугунова Ю. К.</i>	
Особенности взаимоотношений <i>Myxobolus pronini</i> Liu et al., 2016 (Cnidaria: Myxozoa) – карась серебряный (<i>Carassius auratus gibelio</i>)	333
<i>Батуева М. Д., Абашиев Р. Ю.</i>	
Распространение блохи <i>Monopsyllus Sciurorum Sciurorum</i> (Schränk, 1803) (Siphonaptera, Ceratophyllidae) в природе и зверохозяйствах	338
<i>Ромашова Е. Б., Медведев С. Г.</i>	
К юбилею Александра Юрьевича Рысса	351
<i>Редакционная коллегия журнала «Паразитология»</i>	

CONTENTS

Vol. 58, № 4, 2024

Ecological and faunistic features of fleas in the Transcaucasian mounthill natural plague foci in Azerbaijan	267
<i>Ismayilova R. I., Naghiyeva B. A., Sadikhova S. A., Rasulzade Z. I., Amirova K. R., Rustamova M. K., Hajjialiyeva G. G.</i>	
The influence of cestodes parasitizing in the small intestine of herring gull chicks on the activity of the host proteases	277
<i>Kuklina M. M., Kuklin V. V.</i>	
New data on helminths of the woodcock <i>Scolopax rusticola</i> (Aves, Charadriiformes) in the middle Volga region (European Russia)	293
<i>Kirillova N. Yu., Kirillov A. A., Spiridonov S. N.</i>	
First report on the occurrence of <i>Microphallus indicus</i> in the fresh water crab, <i>Sartoriana spinigera</i> in Bangladesh	304
<i>Al Wasef, Anup Kumar Adhikary, Abdullah S. M., Uday Kumar Mohanta</i>	
Annotated list of fish helminth fauna in the Lyutoga river (southern Sakhalin)	313
<i>Frolov E. V., Vinogradov S. A., Zavarzina N. K., Novokreschennykh S. V.</i>	
The first discovery of <i>Paradilepis scolecina</i> (Cestoda: Gryporhynchidae) in the Angara river	327
<i>Polyaeva K. V., Chugunova J. K.</i>	
Features of relationship between <i>Myxobolus pronini</i> Liu et al., 2016 (Cnidaria: Myxozoa) and the Gibel carp (<i>Carassius auratus gibelio</i>)	333
<i>Batueva M. D., Abasheev R. Yu.</i>	
Distribution of the flea <i>Monopsyllus sciurorum sciurorum</i> (Schränk, 1803) (Siphonaptera, Ceratophyllidae) in the wild and in fur farms	338
<i>Romashova E. B., Medvedev S. G., Kuznetsov Yu. E.</i>	
To the anniversary of Alexander Yu. Ryss	351
<i>Editorial Board of "Parazitologia"</i>	

УДК 595.771

ЭКОЛОГО-ФАУНИСТИЧЕСКИЕ ОСОБЕННОСТИ БЛОХ В ЗАКАВКАЗСКОМ ПРЕДГОРНОМ ПРИРОДНОМ ОЧАГЕ ЧУМЫ АЗЕРБАЙДЖАНА

© 2024 г. Р. И. Исмаилова^{a, b, *}, Б. А. Нагиева^a,
С. А. Садыхова^a, З. И. Расулзаде^a,
К. Р. Амирова^a, М. К. Рустамова^a, Г. Г. Гаджиалиева^a

^a Центр по контролю за особо опасными инфекциями,
ул. М. Шарифли, 159, Баку, AZE1002 Азербайджан

^b Азербайджанский медицинский университет,
ул. С. Вургуна, Баку, AZE1022 Азербайджан

* e-mail: ritaismayil@gmail.com

Поступила в редакцию 22.04.2024 г.

После доработки 10.05.2024 г.

Принята к печати 12.05.2024 г.

По результатам эпизоотологических исследований, проведенных в весенний и осенний сезоны 2020–2023 гг. на участках с различными ландшафтами в Закавказском предгорном природном очаге чумы Азербайджана (Бозчоль, Миль-Муган, Восточный и Западный Джейранчель, Гобустан, Апшерон, полупустыни Килязи, Ситалчай), определены разнообразие видов блох, их распространение и численность. Установлено, что наиболее интенсивная циркуляция блох в Закавказском предгорном природном очаге чумы происходит на участках, ландшафты которых характеризуются определенными экологическими условиями. Возбудитель чумы среди всех отловленных и изученных блох не обнаружен.

Ключевые слова: эпизоотология, эпидемиология, фенология, идентификация, мезоочаг, чума, биоценоз

DOI: 10.31857/S003118472404001X, **EDN:** BOMDSF

Блохи (*Siphonaptera*) являются переносчиками возбудителей природно-очаговых инфекций. Поэтому интерес к их изучению не ослабевает в связи с их ролью в поддержании и распространении ряда вирусных и других заболеваний. Причем эта способность к распространению инфекционных болезней тесно связана с экологическими особенностями их носителей. Известно, что специфический механизм трансмиссивной передачи возбудителя чумы блохами связан с закупоркой (образованием «блока»)

переднего отдела пищеварительного тракта насекомого – преджелудка. Закупорка происходит в результате интенсивного размножения попавших в блоху микробов чумы (Blagburn, Dryden, 2009; МУ 3.1.3012-12 ..., 2012; Котти, 2013).

Каждый вид имеет свои физиологические, эколого-эпизоотологические, ландшафтно-климатические и зоогеографические особенности, которые в значительной степени обуславливают его эпизоотологическое и эпидемиологическое значение (Попов и др., 2005; Котти, 2013; Котти и др., 2021). Как отмечают некоторые авторы (Сунцов, Сунцова, 2006; Абдуллаев и др., 2014), в пределах определенных ландшафтно-экологических территорий в результате длительной эволюции членов эпизоотической триады «грызун–блоха–чумной микроб» переносчиком чумного микроба явились блохи, которые распространены среди грызунов и влияют на течение инфекционного процесса.

Особенности распространения чумы могут быть связаны с географическим расположением природных очагов, благоприятным для распространения основных хозяев и переносчиков чумного микроба. Так, каждый природный очаг имеет особенности, которые могут быть выявлены в ходе проводимых здесь многолетних эколого-эпизоотологических наблюдений (Прохорова, Остапчук, 2014; Котти, Жильцова, 2019). Данные о географическом местоположении во многих случаях облегчают идентификацию, поскольку определенные виды можно встретить в определенной местности (Попов и др., 2005; Moradi et al., 2020).

Цель данной работы – определить разнообразие видов блох, их распространение и численность по результатам эпизоотологических исследований, проведенных на участках с различными ландшафтами в Закавказском предгорном природном очаге чумы Азербайджана.

МАТЕРИАЛ И МЕТОДИКА

Были изучены полевые образцы, полученные сотрудниками эпидемиологической группы Центра по контролю за особо опасными инфекциями в весенний и осенний сезоны 2020–2023 гг. в результате эпизоотологических наблюдений и обследований находящегося на территории Азербайджана Закавказского предгорного природного очага чумы (Бозчоль, Миль-Муган, Восточный и Западный Джейранчель, Гобустан, Апшерон, полупустыни Кялязи, Ситалчай). В ходе лабораторных исследований проводили разбор полевого материала (сбор эктопаразитов с отобранных животных, просмотр субстрата гнезд, клеевых листов и т.д.), определяли видовую принадлежность эктопаразитов и их физиологическое и генеративное состояние. Идентификацию эктопаразитов проводили с применением соответствующих справочников (Тифлов и др., 1977; Ващенко, 1999; Котти, 2013; Котти и др., 2021). Формирование проб для группового или индивидуального исследования проводили в соответствии с действующим нормативно-методическим документом по безопасности работы с патогенными биологическими агентами (ПБА) I–IV групп патогенности. Пробы исследовали на наличие *Yersinia pestis*

бактериологическим и молекулярно-генетическим (ПЦР) методами (Правила биобезопасности в лабораториях, 2010).

Индекс обилия блох рассчитан по формуле $L = \frac{N}{\Sigma i}$,

где N – число эктопаразитов вида, Σi – число гнезд. Всего было обследовано 36 354 образца из гнезд грызунов и 7 939 проб блох. Достоверность различий по годам рассчитывалась с применением стандартных статистических методов расчета и пакета MSO Excel.

РЕЗУЛЬТАТЫ И ОБСУЖДЕНИЕ

Для территорий Закавказского предгорного природного очага чумы (Абшерон-Гобустан, Миль-Карабах, Бозчол, Восточный и Западный Джейранчоль, Ширван) характерен очень сухой и жаркий климат летом с умеренным холодом зимой. В районе полупустынного мезоочага чумы (Килязи-полупустыня, Ситалчай) климат мягкий, сухой. Растительность на этих территориях полиморфна и представлена флорой, более характерной для степных зон. Большое таксономическое разнообразие фауны данного природного очага объясняется многообразием природных условий.

Всего было обследовано 12 родов и 17 видов блох. По результатам работы были определены видовое разнообразие, ареал и ландшафт ареалов (табл. 1).

Таблица 1. Видовое разнообразие блох и их хозяев, ареал и ландшафт территории

Table 1. Species diversity, habitat and landscape of the territory

№	Блоха	Число, %	Грызун	Территория	Местность
1	<i>Xenopsylla conformis</i>	57.66	Краснохвостая песчанка, лесная мышь, обыкновенная полевая мышь, заяц-русак, песчанка Виноградова	Апшерон, Гобустан, Самух, Агстафа, Миль-Муган, Южное нагорье, Гилези	Равнинная, полупустынная, гористая
2	<i>Xenopsylla cheopis</i>	0.57	Черная крыса, краснохвостая песчанка, мелкие грызуны	Апшерон, Гобустан, Газах, Агстафа, Миль-Мугань, Южное нагорье	Пустынная, полупустынная
3	<i>Nosopsyllus mokrzeckyi</i>	5.30	Домовая мышь, барсук, тушканчик, черная крыса, лесная мышь	Гобустан, Апшерон, Газах, Агстафа, Миль-Мугань, Южное нагорье	Степная и лесостепная
4	<i>Ophthalmopsylla volgensis</i>	0.63	Тушканчик, общественная полевка	Гобустан, Семкир	Пустынная, полупустынная
5	<i>Mesopsylla apscheronica</i>	3.31	Тушканчик, общественная полевка	Гобустан, Газах, Агстафа	Горная
6	<i>Pulex irritans</i>	0.40	Лиса, человек	Абшерон	Город, поселок, село
7	<i>Echidnophaga gallinacea</i>	0.10	Ежи, домашние птицы	Абшерон	Степная

Таблица 1. Продолжение

Table 1. Continuation

№	Блоха	Число, %	Грызун	Территория	Местность
8	<i>Nosopsyllus laeviceps</i>	23.44	Крот, лисица, куница-перевязка, домовая мышь, тушканчик, песчанка Виноградова	Агстафа, Самух, Гобустан	Степная, равнинная, гористая
9	<i>Nosopsyllus fasciatus</i>	2.57	Серая крыса, черная крыса, домовая мышь, обыкновенная полевка, лесная мышь, лесная полевка	Самух, Агстафа, Гобустан	Пустынная, полупустынная
10	<i>Nosopsyllus consimilis</i>	0.52	Полевая мышь, лисица, тушканчик, лесная мышь, мелкие грызуны, крот, песчанка Виноградова	Гобустан	Полупустынная, равнинная, гористая
11	<i>Coptosylla caucasica</i>	0.53	Краснохвостая песчанка	Абшерон, Гобустан Сиазань, Шабран	Равнинная, предгорная
12	<i>Ctenocephalides canis</i>	0.20	Собака	Все области	Город, поселок, село
13	<i>Ctenocephalides felis</i>	0.42	Кошка	Все области	Город, поселок, село
14	<i>Ctenophthalmus secundus</i>	4.08	Краснохвостая песчанка, лесная мышь, полевая мышь	Гусар, Сиазань, Хызы	Горная, предгорная
15	<i>Leptopsylla segnis</i>	0.01	Мелкие грызуны, крот, лесная мышь, полевая мышь	Хызы	Долина, берег реки
16	<i>Stenophonia tripectinata</i>	0.23	Краснохвостая песчанка	Апшерон, Агстафа, Газак	Полуостров, равнинная, предгорная
17	<i>Rhadinopsylla ucrainica</i>	0.03	Полевая мышь, краснохвостая песчанка	Апшерон, Агстафа	Полуостров, равнинная, предгорная

Климат природных очагов влияет не на численность переносчиков, а на количество самих блох, особенно рода *Xenopsylla*. Так, эти блохи не могут размножаться в холодную погоду, при относительной влажности ниже 40%, личинки погибают до окукливания (оптимальная температура для блох этого рода близка к 24°C, а относительная влажность более 70%). *X. conformis* паразитирует преимущественно на теле краснохвостой песчанки. Среди всех собранных блох по численности доминировала блоха *X. conformis* (59%) – переносчик *Yersinia pestis* первого порядка, которая была обнаружена во всех изученных природных очагах чумы.

К тому же, как показали наши исследования, видовой состав блох существенно различался в зависимости от климата мезоочагов (рис. 1А, 1В). Так, на территориях Абшерон-Гобустан, Миль-Карабах, Бозчол, Восточный и Западный Джейранчель, Ширван в долевом соотношении преобладали блохи рода *Xenopsylla* (60.2% от всех изученных в данных климатических условиях). На втором месте по частоте встречаемости оказались представители рода *Nosopsyllus* (28.0%). В районе же полупустынного мезоочага чумы (Килязи-полупустыня, Ситалчай), в условиях более холодных, как показали наши исследования, видовое разнообразие очень узкое – всего четыре представителя *Nosopsyllus*, *Ctenophtalmus*, *Xenopsylla* и *Leptopsylla*. На данных участках по частоте встречаемости преобладают блохи рода *Nosopsyllus* (39.8% от всех изученных в более холодных климатических условиях) и *Ctenophtalmus* (28.3%). Согласно полученным данным, блохи рода *Nosopsyllus* могут приспосабливаться как к жарким (особенно летом), так и к холодным климатическим условиям.

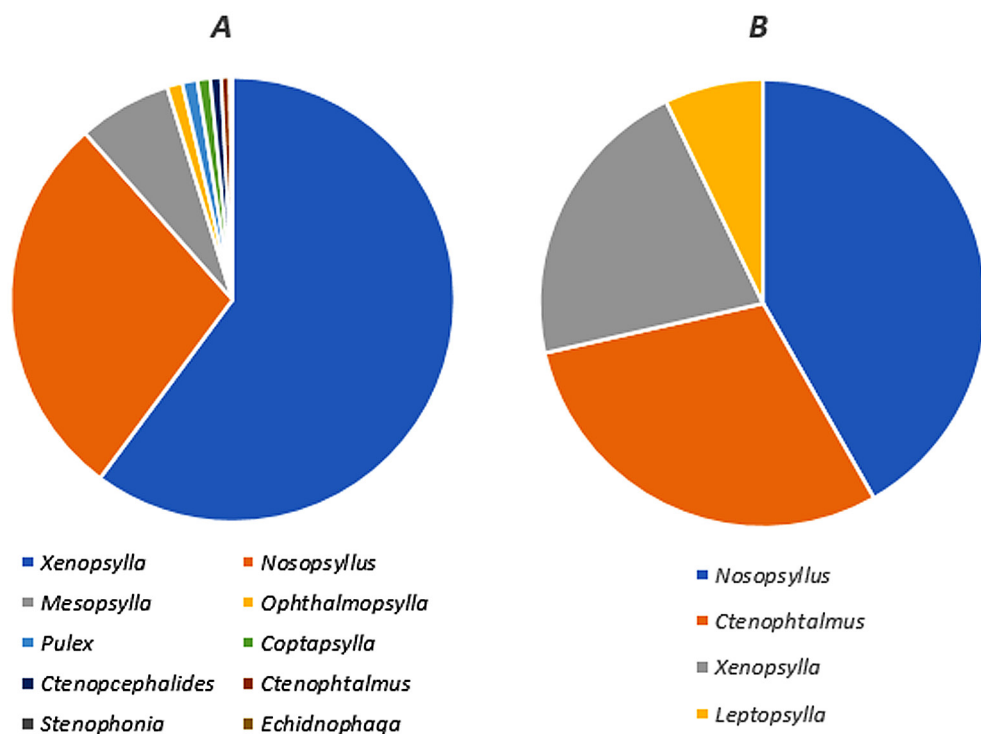


Рисунок 1. Видовая представленность блох в зависимости от климатических условий: А – территории с более мягким климатом (Абшерон-Гобустан, Миль-Карабах, Бозчол, Восточный и Западный Джейранчель, Ширван); В – территории с более холодным климатом (Килязи-полупустыня, Ситалчай).

Figure 1. Species representation of fleas depending on climatic conditions: А – territories with a milder climate (Absheron-Gobustan, Mil-Karabakh, Bozchol, Eastern and Western Jeyranchel, Shirvan); В – territories with a colder climate (Kilazi semi-desert, Sitalchay).

При вовлечении в эпизоотический процесс мелких мышевидных грызунов в распространении инфекции участвуют блохи рода *Nosopsyllus* (*N. mokrzecky*, *N. consimilis*, *N. laeviceps*), которые составляют 29% от общего числа блох, собранных в ходе исследования. По литературным данным, эти блохи считаются малоактивными переносчиками (Абдуллаев и др., 2014).

На диаграмме 2 (рис. 2) представлена динамика численности блох родов *Xenopsylla* и *Nosopsyllus* за изучаемый период. Как видно из диаграммы, за период с 2020 по 2023 год наблюдается статистически значимый рост числа блох *Xenopsylla* ($p < 0.05$). Увеличение численности блох может обеспечить распространение возбудителя чумы в местах обитания грызунов и развитие интенсивных эпизоотий. По сравнению с 2020 г., в 2021 г. наблюдался рост численности блох рода *Nosopsyllus*, а в последующие годы наблюдалось статистически значимое снижение, обусловленное влиянием ландшафтных и биоценологических изменений ($p < 0.05$).

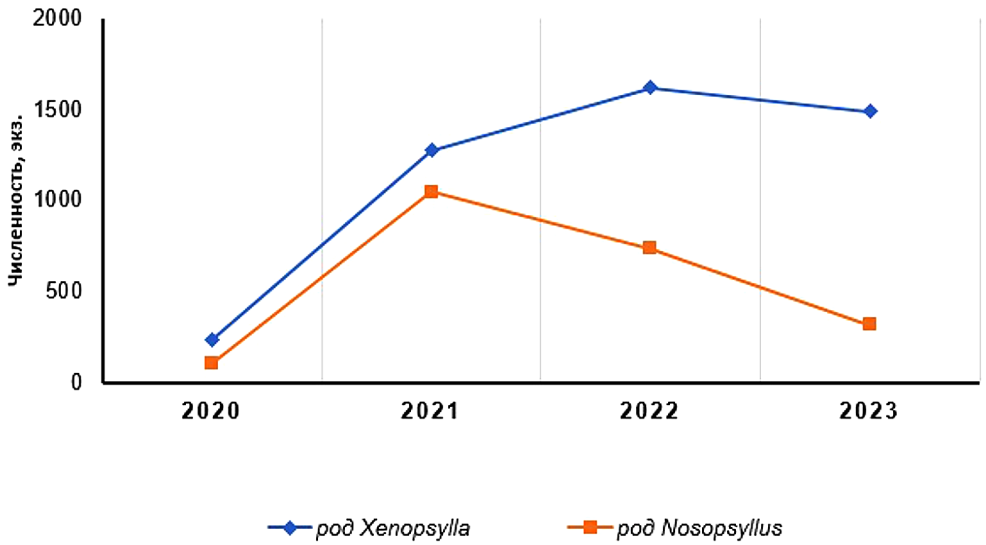


Рисунок 2. Динамика численности блох родов *Xenopsylla* и *Nosopsyllus* по годам.
Figure 2. Dynamics of the number of fleas of the genera *Xenopsylla* and *Nosopsyllus* by years.

Представление об увеличении или уменьшении численности блох дает не только динамика численности, но и анализ индекса обилия. На графике 2 показан индекс обилия блох, собранных за 2020–2023 гг. в Закавказском предгорном природном очаге чумы (рис. 3).

Как видно из рис. 3, индекс обилия блох в изучаемом природном мезоочаге с годами увеличивается. И как указывает величина достоверности аппроксимации линейной линии тренда ($R^2 = 0.9615$), предполагается его дальнейшее увеличение.

Однако, если принимать во внимание климатические условия на всей территории Закавказского предгорного природного очага чумы, то для блох рода *Nosopsyllus* индекс обилия 0.06 для теплого климата и 0.1 – для холодного. Для блох рода *Xenopsylla* индекс обилия 0.1 и 0.01, соответственно.

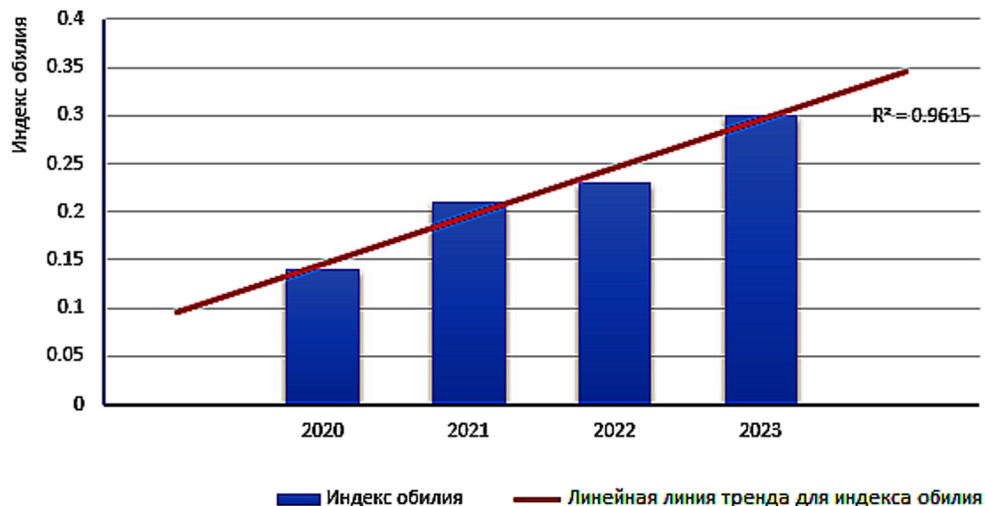


Рисунок 3. Динамика индекса обилия собранных блох по годам.

Figure 3. Dynamics of collected flea abundance index by year.

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Исследованиями установлено, что интенсивность циркуляции блох в Закавказском предгорном природном очаге чумы связана с климатическими условиями ландшафтов. На основании полученных результатов определены благоприятные биотопы для выживания и фенологии блох–переносчиков чумы. Это показывает, что независимо от климатических условий, биоценоза и антропогенных факторов в Азербайджане может быть достаточно переносчиков инфекционных заболеваний. Согласно результатам анализа, у отловленных и изученных блох за период 2020–2023 г.г. возбудитель чумы не обнаружен. Для своевременного выявления эпизоотий среди диких грызунов и кровососущих важно проводить регулярные эпизоотологические обследования в энзоотических по чуме районах. При ослаблении внимания к очагам и, особенно, при крупных социальных потрясениях, стихийных бедствиях, войнах и т.д. эпизоотологическая ситуация на данных территориях в любой момент может выйти из-под контроля, что может вызвать серьезные эпидемические последствия.

ФИНАНСИРОВАНИЕ РАБОТЫ

Данная работа финансировалась за счет средств бюджета Центра по контролю за особо опасными инфекциями (ЦКООИ) Министерства Здравоохранения Азербайджанской Республики. Никаких дополнительных грантов на проведение или руководство данным конкретным исследованием получено не было.

СОБЛЮДЕНИЕ ЭТИЧЕСКИХ СТАНДАРТОВ

В данной работе отсутствуют исследования человека или животных, соответствующих критериям Директивы 2010/63/EU. Эктопаразитов собирали от грызунов и из их нор в соответствии со стандартными операционными процедурами, разработанными Всемирной Организацией Здравоохранения и Центром по контролю за особо опасными инфекциями, и доставляли в лабораторию ЦКООИ в соответствии с «Правилами биологической безопасности в лабораториях» (Laboratory Biosafety Guidelines, 2004; Правила биобезопасности в лабораториях, 2010).

КОНФЛИКТ ИНТЕРЕСОВ

Авторы данной работы заявляют, что у них нет конфликта интересов.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

- Абдуллаев Р.М., Исмаилова Р.М., Мамедов М.К. 2014. Основы эпидемиологии и профилактики чумы. Баку, «Сяда», 224 с. [Abdullaev R.M., Ismailova R.M., Mamedov M.K. 2014. Fundamentals of epidemiology and prevention of plague. Baku, "Syada", 224 pp. (In Azeri)].
- Вашенко В.С. 1999. Роль блох (Siphonaptera) в эпизоотологии чумы. Паразитология 33(3): 198–209. [Vashchenok V.S. 1999. Role of fleas (Siphonaptera) in epizootic plagues. Parasitologiya 33(3): 198–209. (In Russian)].
- Котти Б.К. 2013. Каталог блох (Siphonaptera) фауны России и сопредельных стран. Ставрополь, Альфа Принт, 156 с. [Kotti B.K. 2013. Catalogue of fleas (Siphonaptera) of the fauna of Russia and neighbouring countries. Stavropol, Alfa Print, 156 pp. (In Russian)].
- Котти Б.К., Жильцова М.В. 2019. Значение блох (Siphonaptera) в природных очагах чумы. Паразитология 53(6): 506–517. [Kotti B.K., Zhiltsova M.V. 2019. Significance of fleas (Siphonaptera) in natural plague foci. Parasitologiya 53(6): 506–517. (In Russian)].
- Котти Б.К., Климова Л.И., Ермолова Н.В. и др. 2021. Блохи (Siphonaptera) грызунов восточно-кавказского высокогорного природного очага чумы. Паразитология 55(5): 398–407. [Kotti B.K., Klimova L.I., Ermolova N.V. et al. 2021. Fleas (Siphonaptera) rodents of the East-Caucasian high mountain natural plague. Parasitologiya 55(5): 398–407. (In Russian)].
- МУ 3.1.3012-12 Москва. Методические указания. Сбор, учет и подготовка к лабораторному исследованию кровососущих членистоногих в природных очагах опасных инфекционных болезней. 2012. [Guidelines MU 3.1.3012-12 Moscow. Collection, recording and preparation for laboratory research of blood-sucking arthropods in natural foci of dangerous infectious diseases. 2012. (In Russian)].
- Попов Н.В., Куклев Е.В., Слудский А.А., Тарасов М.А. и др. 2005. Ландшафтная приуроченность очагов чумы дальнего зарубежья. Северная и Южная Америка, Африка, Азия. Проблемы особо опасных инфекций 1: 9–15. [Popov N.V., Kuklev E.V., Sludsky A.A., Tarasov M.A. et al. 2005. Landscape occurrence of plague foci in foreign countries. North and South America, Africa, Asia. Problems of especially dangerous infections 1: 9–15. (In Russian)].

- «Правила биобезопасности в лабораториях» Министерство Здравоохранения Азербайджанской Республики 2010. [“Biosafety rules in laboratories” Ministry of Health of the Republic of Azerbaijan 2010. (In Azeri)].
- Прохорова И.А., Остапчук О.В. 2014. Эпидемиологическое значение блох, вшей и власоедов на территории Костромской области. Вестник КТУ им. Н.А.Некрасова, 6: 36–39. [Prokhorova I.A., Ostapchuk O.V. 2014. Epidemiological significance of fleas, lice and lice eater in the Kostroma region. Bulletin of KTU named after N.A. Nekrasov 6: 36–39. (In Russian)].
- Сунцов В.В., Сунцова Н.И. 2006. Чума: происхождение и эволюция эпизоотической системы (экологические, географические и социальные аспекты). Москва, Товарищество научных изданий КМК, 247 с. [Suntsov V.V., Suntsova N.I. 2006. Plague: Origin and evolution of an epizootic system (ecological, geographical and social aspects). Moscow, Partnership of Scientific Publications KMK, 247 pз. (In Russian)].
- Тифлов В.Е., Скалон О.И., Ростигаев Б.А. 1977. Определитель блох Кавказа. Ставрополь, Ставропольское книжное издательство, 280 с. [Tiflov V.E., Skalon O.I., Rostigaev B.A. 1977. Key to fleas of the Caucasus. Stavropol, Stavropol Book Publishing House, 280 pp. (In Russian)].
- Blagburn B.L., Dryden M.W. 2009. Biology, treatment, and control of flea and tick infestations // Vet. Clin. Small Animal 39: 1173–1200.
- Moradi E., Moradi R., Telmadarray Z., et al. 2020. Diversity of hard tick populations and their geographic variations in northwestern Iran // Authorea. DOI: 10.22541/au.159986457.79759677
- Laboratory Biosafety Guidelines, 2004. Third Edition, WHO, Geneva.

ECOLOGICAL AND FAUNISTIC FEATURES OF FLEAS IN THE TRANSCAUCASIAN MOUNTHILL NATURAL PLAGUE FOCI IN AZERBAIJAN

R. I. Ismayilova, B. A. Naghiyeva, S. A. Sadikhova, Z. I. Rasulzade,
K. R. Amirova, M. K. Rustamova, G. G. Hajjaliyeva

Keywords: epizootology, epidemiology, phenology, identification, meso-foci, plague, biocenosis

SUMMARY

Among all vectors of natural focal infections, fleas are the most active. In this respect, entomological and epizootological monitoring has always been of great importance. This article, based on the material collected from the Transcaucasian foothill natural plague focus, presents the results of a study of flea species diversity, the landscape and geographical area of their distribution.

The goal of this work was to determine the diversity of flea species, their distribution and abundance based on the results of epizootological studies conducted in areas with different landscapes in the Transcaucasian foothill natural plague focus of Azerbaijan.

The material for the study was obtained during epizootological studies and observations conducted in the spring and autumn seasons of 2020–2023. in the Transcaucasian foothill natural plague focus of Azerbaijan (Bozchol, Mil-Mugan, Eastern and Western Jeyranchel, Gobustan, Absheron, semi-deserts of Kilazi, Sitalchay). Collection, packaging, transportation, and marketing of the material were carried out on the basis of relevant biosafety rules and delivered for further study to the Special Dangerous Infections Control Center. In total, 61,087 nest tracks were examined, and 7,939 fleas were collected

and delivered. The material was processed and identified in the laboratory in accordance with the current regulatory and methodological document on the safety of working with pathogenic biological agents (PBA) of pathogenicity groups I–IV. As a result of sample identification, the species composition of fleas was determined and grouped by geographical areas and landscapes. Research was also carried out (using the PCR method) for the presence of the plague causative agent - *Yersinia pestis*.

According to the results of the study, it was found that, regardless of the biocenotic and climatic characteristics of individual sectors of the Transcaucasian foothill natural plague focus of Azerbaijan, there may be enough carriers of infectious diseases and their growth increases over the years. The frequency of occurrence of the prevailing genera of fleas - *Xenopsylla* and *Nosopsyllus*- depends on the natural and climatic conditions of the focus being studied. The analysis for the presence of the plague causative agent among all fleas caught and studied did not give positive results. For the timely detection of epizootics among wild rodents and bloodsuckers, it is important to conduct regular epizootic surveys in enzootic areas for plague.

УДК 598.2:576.895.1+591.111.1

ВЛИЯНИЕ ЦЕСТОД, ПАРАЗИТИРУЮЩИХ В ТОНКОМ КИШЕЧНИКЕ ПТЕНЦОВ СЕРЕБРИСТОЙ ЧАЙКИ, НА АКТИВНОСТЬ ПРОТЕАЗ ХОЗЯИНА

© 2024 г. М. М. Куikliна*, В. В. Куikliн

Мурманский морской биологический институт РАН,

Владимирская, 17, Мурманск, 183010 Россия

*e-mail: MM_Kuklina@mail.ru

Поступила в редакцию 14.03.2024 г.

После доработки 12.04.2024 г.

Принята к публикации 15.04.2024 г.

Определены **общая активность протеаз и активность подклассов протеаз в тонком кишечнике птенцов серебристой чайки *Larus argentatus* (Pontoppidan, 1763) при инвазии цестодами *Tetrabothrius erostris* (Loennberg, 1889) (Cestoda: Tetrabothriidae), *Microsomacanthus ductilus* (Linton, 1927) (Cestoda: Hymenolepididae), *Wardium cirrosa* (Krabbe, 1869) (Cestoda: Aploparaksidae), *Arctotaenia tetrabothrioides* (Loennberg, 1890) и *Alcataenia larina* (Krabbe, 1869) (Cestoda: Dilepididae)**. В тонком кишечнике чаек в местах с наибольшим скоплением ленточных червей (*M. ductilus* в проксимальном фрагменте, *W. cirrosa* в дистальном фрагменте, *A. tetrabothrioides*, *T. erostris* и *A. larina* в медиальном фрагменте) снижалась активность сериновых протеаз. При инвазии *M. ductilus*, *W. cirrosa* и *A. larina* активность цистеиновых протеаз в участках локализации цестод повышалась. Установлено, что все исследованные цестоды адсорбировали на поверхности тегумента ферменты гидролиза белков, большую часть из которых составляли сериновые протеазы. Показано, что гомогенаты цестод *W. cirrosa*, *M. ductilus*, *A. tetrabothrioides*, *T. erostris* и *A. larina* ингибировали активность протеаз хозяина и коммерческого трипсина.

Ключевые слова: цестоды, серебристая чайка, сериновые протеазы, трипсин, ингибиторы протеаз

DOI: 10.31857/S0031184724040021, **EDN:** BOANMV

Согласно современным данным, в тонком кишечнике серебристых чаек *Larus argentatus* (Pontoppidan, 1763), гнездящихся на Мурманском побережье Баренцева моря, обнаружено 10 видов цестод из четырех семейств (Dilepididae, Hymenolepididae, Tetrabothriidae и Aploparaksidae) (Куikliн, Кисова, 2007; Куikliн, Куikliна, 2021).

Гельминтофауна взрослых чаек насчитывает 9 видов ленточных червей, нелетающих птенцов – 6 видов (Kuklin, Kuklina, 2021). Цестоды *Tetrabothrius erostris* (Loennberg, 1889) (Cestoda: Tetrabothriidae), *Microsomacanthus ductilus* (Linton, 1927) (Cestoda: Hymenolepididae), *Alcataenia larina* (Krabbe, 1869) (Cestoda: Dilepididae), *Wardium cirrosa* (Krabbe, 1869) и *W. fryei* (Mayhew, 1925) (Cestoda: Aploparaksidae) паразитируют как у взрослых особей, так и у птенцов. Ленточные черви *Arctotaenia tetrabothrioides* (Loennberg, 1890) (Cestoda: Dilepididae), у которых в качестве облигатного окончательного хозяина выступают кулики (Спаская, Спасский, 1978), паразитировали в тонком кишечнике только у птенцов серебристой чайки (Kuklin, Kuklina, 2021). Сделано предположение, что обнаруженные различия связаны с кормовыми предпочтениями взрослых птиц и птенцов, а также с низкой резистентностью молодых птиц к инвазии неспецифичными гельминтами.

При использовании методов биохимического анализа изучали влияние инвазии ленточными червями на показатели обмена веществ серебристых чаек для оценки их физиологического состояния (Куклина, 2015; Kuklina, Kuklin, 2006). Установлено, что у серебристых чаек (как у взрослых особей, так и у птенцов) при инвазиях цестодами *T. erostris* и *M. ductilus* увеличивалась интенсивность белкового и углеводного обменов и активизировались процессы работы иммунной системы (Куклина, 2015; Kuklina, Kuklin, 2006). Отмечено, что наиболее выраженные нарушения в обмене веществ серебристых чаек, независимо от их возраста, зарегистрированы при высокой интенсивности инвазии указанными видами цестод. Выявленные изменения биохимических показателей могут свидетельствовать о недостатке питания птиц (снижение концентрации триглицеридов), потреблении пищи с низким содержанием белка (снижение концентрации магния) и конкурентных взаимоотношениях гельминтов с хозяином за питательные вещества.

Цестоды используют позвоночных животных в качестве окончательного хозяина и завершают свое развитие в желудочно-кишечном тракте. В последнее время активно проводятся работы по изучению влияния ленточных червей на пищеварительную активность рыб и морских птиц (Куклина, Куклин, 2017; Izvekova, Solovyev, 2016; Kuklina, Kuklin, 2018; Frolova, Izvekova, 2022). Установлено, что заражение цестодами вызывает изменения в активности пищеварительных ферментов, главным образом активности ферментов гидролиза белков – протеаз. Увеличение протеолитической активности наблюдалось в кишечнике у серебристых чаек *L. argentatus* при инвазии *W. cirrosa* и у моевок *Rissa tridactyla* (Linnaeus, 1758) при заражении *A. larina*, в кишечнике щуки *Esox lucius* (Linnaeus, 1758) при заражении *Triaenophorus nodulosus* (Pallas, 1781) (Куклина, Куклин, 2017; Izvekova, Solovyev, 2016; Kuklina, Kuklin, 2018). Снижение активности протеаз в слизистой оболочке кишечника зарегистрировано

у мювки и серебристой чайки в местах локализации *T. erostris*, а также при инвазии *Caryophyllaeus laticeps* (Pallas, 1781) и *Eubothrium rugosum* (Batch, 1786) леща *Abramis brama* (Linnaeus, 1758) и налима *Lota lota* (Linnaeus, 1758), соответственно (Izvekova, Solovyev, 2016; Kuklina, Kuklin, 2016a, 2018; Frolova et al., 2019). Более того, установлено, что общее снижение активности протеаз происходит прежде всего за счет уменьшения активности сериновых протеаз (трипсина и химотрипсина) (Izvekova, Solovyev, 2016; Frolova et al., 2019). Авторы подчеркивали, что независимо от изменений активности протеаз (повышение или понижение их активности в кишечнике хозяина) важная составляющая влияния цестод – способность ингибировать активность протеаз хозяев и активность коммерческого трипсина (Frolova, Izvekova, 2022). Так, установлено, что экскреторно-секреторные продукты и экстракты цестод *T. nodulosus* из кишечника щуки ингибируют активность протеаз (трипсина и химотрипсина) (Frolova, Izvekova, 2022). Авторы отметили, что наиболее высокой ингибирующей активностью обладают экстракты неполовозрелых червей.

Целью работы стало изучение влияния некоторых видов цестод на пищеварительную систему серебристых чаек. Для достижения поставленной цели проведена оценка влияния цестод *A. tetrabothrioides*, *T. erostris*, *A. larina*, *M. ductilis* и *W. cirrosa* на активность протеаз слизистой оболочки тонкого кишечника птенцов серебристой чайки. Выявлены способности цестод адсорбировать на поверхности тегумента протеазы и ингибировать их активность.

МАТЕРИАЛ И МЕТОДИКА

Объект исследования

Материалом для представленного исследования стали птенцы серебристой чайки *L. argentatus* ($n = 23$). Птиц отлавливали в районе островов Гавриловского архипелага Мурманского побережья Баренцева моря (Кандалакшский государственный природный заповедник) в июле 2010, 2015 и 2018 гг.

Птиц усыпляли хлороформом, вскрывали, вырезали желудочно-кишечный тракт и отделяли тонкий кишечник. Тонкий кишечник делили на три фрагмента: проксимальный, медиальный и дистальный. Каждый фрагмент тонкого кишечника вскрывали вдоль, раскрывали и извлекали гельминтов, которых использовали для анализов и экспериментов. Слизистую оболочку тонкого кишечника птиц снимали скребком для биохимического анализа.

Определение способности цестод адсорбировать на поверхности тегумента протеазы хозяина

Для определения способности цестод адсорбировать на поверхности тегумента протеазы хозяина использовали метод последовательной десорбции (Кузьмина, 1976). Цестод, извлеченных из тонкого кишечника серебристых чаек, помещали в 5 мл раствора Рингера для

теплокровных животных (0.9% р-р NaCl, 1.15% р-р KCl, 1.22% р-р CaCl₂, 2.11% р-р KН₂ РO₄, 3.8% MgSO₄, 0.1 М фосфатный буфер, рН 7.4 в 1 л дистиллированной воды) и встряхивали на ротаторе Multi Bio RS-24 (Латвия) в течение 30 с, получая фракцию Д₁. Затем цестод переносили в 5 мл раствора Рингера для теплокровных животных и встряхивали на ротаторе в течение 15 мин, получая фракцию Д₂. Аналогичным образом получены последующие фракции Д₃ и Д₄. Фракции Д₁, Д₂, Д₃ и Д₄ замораживали для последующего биохимического анализа. Цестод использовали для паразитологического анализа, а их гомогенаты – для экспериментального исследования.

Паразитологический анализ

Систематический статус обнаруженных гельминтов устанавливали с использованием определителей и сводок (Спасская, Спасский, 1978; Темирова, Скрыбин, 1978; Бондаренко, Контримавичус, 2006; Ryzhikov et al., 1985). Обнаружены и идентифицированы цестоды: *A. tetrabothrioides*, *T. erostris*, *A. larina*, *M. ductilus* и *W. cirrosa* (табл. 1). Производили подсчет паразитов и рассчитывали значения средней интенсивности инвазии (СИИ) для каждого фрагмента тонкого кишечника.

Таблица 1. Морфологические особенности цестод
Table 1. Morphological features of cestodes

Вид цестод	Морфологические особенности			Источник
	Длина стробилы, мм	Размеры сколекса, мм	Прикрепительный аппарат	
<i>Arctotaenia tetrabothrioides</i>	20–270	Длина 0.191, ширина 0.312	4 присоски (0.14–0.15 мм)	Спасская, Спасский, 1978; наши данные
<i>Tetrabothrius erostris</i>	23–250	Длина 0.26–0.49, ширина 0.28–0.6	4 ботридии (0.25×0.12 мм)	Темирова, Скрыбин, 1978; Ryzhikov et al., 1985
<i>Alcataenia larina</i>	20–100	Ширина 0.33–0.5	4 присоски (0.14–0.2×0.18–0.22 мм) и 20–23 крючьев длиной 0.096–0.118 мм	Ryzhikov et al., 1985; наши данные
<i>Microsomacanthus ductilus</i>	15–25	Ширина 0.18–0.24	4 присоски (диаметр 0.1–0.12 мм) и хоботок с 10 крючьями диорхоидного типа длиной 0.034–0.04 мм	Ryzhikov et al., 1985
<i>Wardium cirrosa</i>	100–180	Ширина 0.18–0.21	4 присоски (0.075–0.075) и хоботок с 10 крючьями аплопаракоидного типа длиной 0.022–0.024 мм	Бондаренко, Контримавичус, 2006; наши данные

Приготовление проб для определения ингибиторной активности цестод

После проведения процедуры последовательной десорбции, описанной выше, цестод еще трижды отмывали раствором Рингера для теплокровных животных, взвешивали и гомогенизировали в этом же растворе для теплокровных животных в соотношении массы к объему 1 : 10. Гомогенаты центрифугировали при 9000 об/мин в течение 5 мин при 4°C на центрифуге Centurion Scientific CR4000R (Britain). Надосадочную жидкость разливали по пробиркам, замораживали и использовали для ингибирования активности протеаз.

Приготовление проб для определения активности протеаз

Навеску слизистой оболочки тонкого кишечника серебристых чашек взвешивали и гомогенизировали в 0.05 М трис-HCl буфере pH 7.5 в соотношении массы к объему 1 : 20. Полученные гомогенаты центрифугировали при 9000 об/мин в течение 5 мин при 4°C на центрифуге Centurion Scientific CR4000R (Britain). Надосадочную жидкость сливали в пробирки, замораживали и использовали для биохимических исследований.

Определение активности протеаз

Общую активность протеаз (трипсин КФ 3.4.21.4, химотрипсин КФ 3.4.21.1 и дипептидазы КФ 3.4.12.18) определяли с использованием 0.3% раствора азоказеина (Sigma, USA) в качестве субстрата, приготовленного на 0.05 М трис-HCl буфере pH 7.5 (Alarcón et al., 2002). К 0.5 мл гомогената слизистой оболочки добавляли 1.0 мл 0.3% раствора азоказеина. Смесь инкубировали при 40°C в течение 1 ч. Реакцию останавливали добавлением 1.0 мл 0.3М ТХУ (трихлоруксусная кислота). Затем центрифугировали при 9000 об/мин в течение 5 мин при +4°C на центрифуге Centurion Scientific CR4000R (Britain). Оптическую плотность супернатанта измеряли в кювете толщиной 1 см при длине волны 440 нм на спектрофотометре Jenway 6305 un/vis (Britain).

Параллельно с анализом общей активности протеаз проводили реакции для определения подклассов протеаз (Alarcón et al., 2002). Использовали ингибиторы: 100 мМ PMSF (фенилметил-сульфонил-флуорид) (Sigma, USA), растворенный в DMSO (диметилсульфоксид) (Sigma, USA), – ингибитор сериновых протеаз; 0.5 М ЭДТА (этилендиаминтетрауксусная кислота) (Sigma, USA), растворенный в 1 М NaOH, – ингибитор металлопротеаз; 1 мМ E-64, растворенный в дистиллированной воде (Sigma, USA), – ингибитор цистеиновых протеаз. К 0.5 мл гомогената слизистой оболочки тонкого кишечника добавляли 50 мкл определенного ингибитора, перемешивали и инкубировали в течение 15 мин при комнатной температуре. Затем проводили измерения протеолитической активности с использованием 0.3% раствора азоказеина, как описано выше (Alarcón et al., 2002).

Активность протеаз представлена в условных единицах (усл. ед.) (значения оптической плотности на 1 г влажной массы ткани слизистой оболочки тонкого кишечника за 1 час). Рассчитано соотношение (%) подклассов протеаз.

Общую активность протеаз и подклассов протеаз измеряли в гомогенатах слизистой оболочки тонкого кишечника птиц и во фракциях D_1 , D_2 , D_3 и D_4 . Общую активность протеаз

определяли при исследовании способности цестод ингибировать активность протеаз в слизистой оболочке тонкого кишечника и активность коммерческого трипсина. При анализе влияния заражения цестодами на протеолитическую активность (протеаз и подклассов протеаз) в слизистой оболочке тонкого кишечника в качестве контроля использовали активности протеаз в слизистой оболочке тонкого кишечника незараженных птенцов серебристых чаек.

Определение ингибирующей способности цестод

Для изучения ингибирующей активности использовали гомогенаты цестод, а в качестве источника протеаз служили гомогенаты слизистой оболочки кишечника птенцов серебристой чайки и коммерческий трипсин (MP Biomedicals, USA) (0.01 мг/мл), растворенный в 0.05 М трис-НСl буфере, pH 7.5. Для определения ингибиторной активности к 0.5 мл гомогената слизистой оболочки или к 0.5 мл раствора трипсина добавляли 100 мкл гомогената ленточных червей и инкубировали в течение 15 мин при комнатной температуре. Параллельно в пробу гомогената слизистой оболочки или раствора трипсина добавляли специфичный ингибитор сериновых протеаз (100мМ PMSF) в объеме 100 мкл, а в контрольную пробу – аналогичный объем раствора Рингера для теплокровных животных. Протеолитическую активность во всех пробах измеряли с использованием 0.3% раствора азоказеина (Alarcón et al., 2002). Результаты ингибирования представлены в процентах от контрольных значений активности протеаз в слизистой оболочке тонкого кишечника и активности коммерческого трипсина.

Статистический анализ

Показатели активностей ферментов и СИИ представлены в виде среднего значения $\pm$ стандартной ошибки ($\pm$ SE). Статистический анализ выполнен с помощью программных пакетов “Microsoft Excel 2010” и STATISTICA 6.0 (StatSoft, Inc., Талса, Оклахома, США). Сравнения между значениями активностей ферментов в тонком кишечнике птенцов серебристой чайки и СИИ проводили с использованием непараметрического критерия Уилкоксона–Манна–Уитни при уровне значимости $p < 0.05$. Изучение взаимосвязи морфометрических параметров цестод и активности протеаз в слизистой оболочке тонкого кишечника серебристых чаек проводили с помощью двухфакторного дисперсионного анализа.

РЕЗУЛЬТАТЫ

Цестоды *A. tetrabothrioides*, *T. erostris*, *A. larina*, *M. ductilus* и *W. cirrosa* паразитировали в тонком кишечнике птенцов серебристой чайки. Установлено, что *A. tetrabothrioides*, *T. erostris*, *A. larina* имели максимальную СИИ в медиальных фрагментах тонкого кишечника птенцов (табл. 2). В проксимальном фрагменте тонкого кишечника в наибольшем количестве обнаружены *M. ductilus*, в дистальном фрагменте – *W. cirrosa*.

Согласно результатам биохимического анализа, общая активность протеаз снижалась при инвазии *M. ductilus* в проксимальном фрагменте, при инвазии *T. erostris* и *A. tetrabothrioides* в медиальном фрагменте и при инвазии *A. larina* в дистальном

фрагменте тонкого кишечника птенцов серебристой чайки относительно контрольных значений ($p < 0.05$) (табл. 3). Общая активность протеаз повышалась в проксимальных фрагментах тонкого кишечника при паразитировании *A. larina*, *T. erostris*, *A. tetrabothrioides* и *W. cirrosa*, а также в медиальном фрагменте при заражении *W. cirrosa* по сравнению с контролем ($p < 0.05$). Достоверные изменения активностей сериновых протеаз в слизистой оболочке тонкого кишечника серебристой чайки зафиксированы главным образом во фрагментах с максимальными значениями СИИ цестодами. Уменьшение активности сериновых протеаз зарегистрировано в проксимальном фрагменте тонкого кишечника при инвазии *M. ductilus*, в медиальном фрагменте – при инвазии *A. tetrabothrioides*, *T. erostris* и *A. larina*, в дистальном фрагменте – при инвазии *W. cirrosa* и *A. larina* относительно контрольных значений ($p < 0.05$). Повышение активности цистеиновых протеаз установлено в медиальном фрагменте при инвазии *M. ductilus* и *A. larina*, а также в дистальном фрагменте при инвазии *W. cirrosa* и *A. larina* ($p < 0.05$). Кроме того, при паразитировании *M. ductilus* в проксимальном фрагменте отмечено снижение активности металлопротеаз в 2 раза по сравнению с аналогичным показателем контрольного значения ($p < 0.05$). В то же время при заражении *A. tetrabothrioides*, *A. larina* и *W. cirrosa* в проксимальном фрагменте зафиксировано увеличение активности металлопротеаз ($p < 0.05$).

При использовании двухфакторного дисперсионного анализа не обнаружены взаимосвязи активности протеаз (общей активности протеаз, активности металлопротеаз, сериновых и цистеиновых протеаз) в слизистой оболочки тонкого кишечника птиц с размерными характеристиками сколексов и стробил цестод *A. tetrabothrioides*, *T. erostris*, *A. larina*, *M. ductilus* и *W. cirrosa*.

Таблица 2. Средняя интенсивность инвазии (среднее значение $\pm$ стандартная ошибка, экз.) цестод во фрагментах тонкого кишечника птенцов серебристой чайки *Larus argentatus*

Table 2. Mean intensity (mean $\pm$ standard error, ind.) of cestodes in the segments of the small intestine of the herring gull chicks *Larus argentatus*

Вид цестод	Фрагменты тонкого кишечника		
	проксимальный	медиальный	дистальный
<i>Arctotaenia tetrabothrioides</i>	0.2 $\pm$ 0.02	95.4 $\pm$ 50.7	14.2 $\pm$ 9.0
<i>Tetrabothrius erostris</i>	1.4 $\pm$ 0.7	7.8 $\pm$ 3.4	1.3 $\pm$ 0.8
<i>Alcataenia larina</i>	3.2 $\pm$ 1.8	16.1 $\pm$ 6.4	3.1 $\pm$ 1.4
<i>Microsomacanthus ductilus</i>	176.2 $\pm$ 25.3	2.8 $\pm$ 1.6	1.9 $\pm$ 1.4
<i>Wardium cirrosa</i>	0.4 $\pm$ 0.03	0.7 $\pm$ 0.3	9.9 $\pm$ 4.6

Таблица 3. Общая активность протеаз и подклассов протеаз в слизистой оболочке тонкого кишечника птенцов серебристой чайки в местах локализации цестод

Table 3. Total activity of proteases and protease subclasses in the small intestine mucosa of the herring gull chicks at the sites of cestode localization

Вид цестод	Общая активность протеаз, усл. ед.	Активность подклассов протеаз		
		Металлопротеазы, усл. ед.	Сериновые протеазы, усл. ед.	Цистеиновые протеазы, усл. ед.
Проксимальный фрагмент тонкого кишечника				
Контроль	1.4 ± 0.2	0.7 ± 0.05	0.6 ± 0.03	0.04 ± 0.01
<i>A. tetrabothrioides</i>	2.2 ± 0.2 *	0.9 ± 0.07	0.9 ± 0.08	0.03 ± 0.01
<i>T. erostris</i>	3.4 ± 0.3 *	1.8 ± 0.5 *	0.8 ± 0.5	0.05 ± 0.01
<i>A. larina</i>	2.1 ± 0.2 *	1.1 ± 0.05 *	0.77 ± 0.06	0.06 ± 0.01
<i>M. ductilus</i>	0.85 ± 0.05 *	0.35 ± 0.03 *	0.3 ± 0.01 *	0.06 ± 0.01
<i>W. cirrosa</i>	2.6 ± 0.3 *	1.7 ± 0.1 *	0.51 ± 0.01	0.03 ± 0.01
Медиальный фрагмент тонкого кишечника				
Контроль	2.0 ± 0.04	1.1 ± 0.3	0.64 ± 0.06	0.03 ± 0.005
<i>A. tetrabothrioides</i>	1.4 ± 0.1*	0.7 ± 0.05	0.31 ± 0.01 *	0.06 ± 0.01
<i>T. erostris</i>	1.3 ± 0.1*	0.8 ± 0.04	0.25 ± 0.02 *	0.06 ± 0.01
<i>A. larina</i>	1.9 ± 0.2	1.0 ± 0.1	0.5 ± 0.05 *	0.09 ± 0.01 *
<i>M. ductilus</i>	1.9 ± 0.2	0.8 ± 0.09	0.7 ± 0.08	0.11 ± 0.01 *
<i>W. cirrosa</i>	2.9 ± 0.3 *	1.2 ± 0.1	1.0 ± 0.1	0.02 ± 0.005
Дистальный фрагмент тонкого кишечника				
Контроль	3.3 ± 0.6	1.1 ± 0.1	1.3 ± 0.4	0.065 ± 0.022
<i>A. tetrabothrioides</i>	2.9 ± 0.3	1.2 ± 0.2	1.3 ± 0.3	0.023 ± 0.005 *
<i>T. erostris</i>	2.5 ± 0.4	1.0 ± 0.1	1.0 ± 0.1	0.05 ± 0.01
<i>A. larina</i>	1.5 ± 0.6 *	0.9 ± 0.1	0.22 ± 0.02 *	0.14 ± 0.05 *
<i>M. ductilus</i>	2.8 ± 0.4	1.1 ± 0.2	1.0 ± 0.2	0.06 ± 0.01
<i>W. cirrosa</i>	2.6 ± 0.3	1.2 ± 0.1	0.7 ± 0.01 *	0.13 ± 0.04 *

Пр и м е ч а н и е. * Различия достоверны относительно контроля, *p* < 0.05.

Установлено, что все исследованные цестоды способны адсорбировать на поверхности тегумента протеолитические ферменты. Во всех фракциях, смытых с поверхности червей, определена активность протеаз. Следует отметить, что активность сериновых протеаз во всех десорбированных фракциях превышала активность металлопротеаз (*p* < 0.05) (рис. 1).

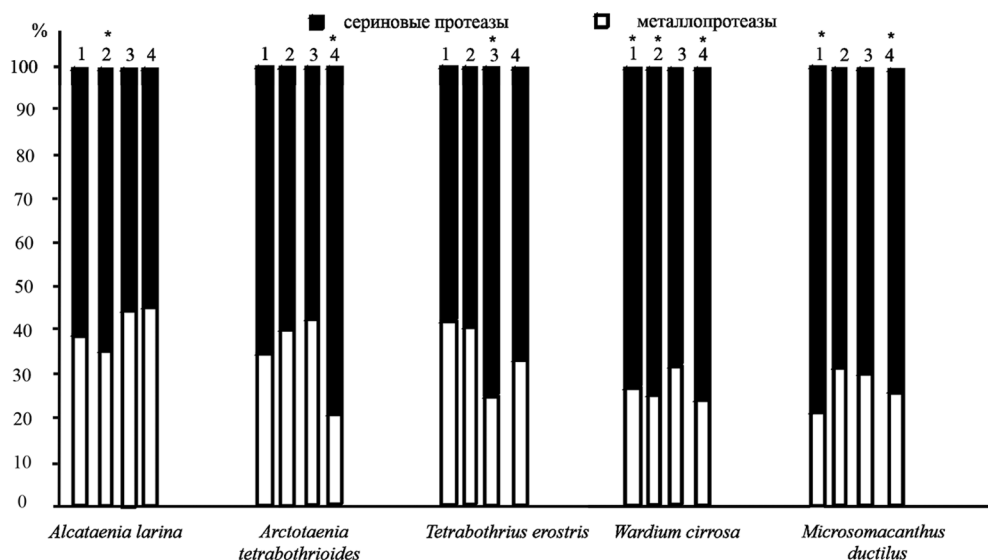


Рисунок 1. Доли сериновых протеаз и металлопротеаз во фракциях, десорбированных с поверхности тегумента цестод *M. ductilus*, *A. tetrabothrioides*, *T. erostris*, *A. larina* и *W. cirrosa* (%). Доля сериновых протеаз превышала долю металлопротеаз (*различия достоверны относительно значений доли металлопротеаз, $p < 0.05$). 1 – фракция Д₁, 2 – фракция Д₂, 3 – фракция Д₃, 4 – фракция Д₄.

Figure 1. The proportion of serine proteases and metalloproteases in different fractions washed of cestode tegument *M. ductilus*, *A. tetrabothrioides*, *T. erostris*, *A. larina* и *W. cirrosa* (%). The proportion of serine proteases exceeded the proportion of metalloproteases (*the differences are significant relative to the values of the proportion of metalloproteases, $p < 0.05$). 1 – fraction Д₁, 2 – fraction Д₂, 3 – fraction Д₃, 4 – fraction Д₄.

Экспериментальные исследования показали, что гомогенаты цестод *A. tetrabothrioides*, *T. erostris*, *A. larina* и *W. cirrosa* ингибировали активность коммерческого трипсина, а значения инактивации имели показатели, аналогичные показателям при действии специфического ингибитора сериновых протеаз – PMSF ($p > 0.05$) (рис. 2).

Кроме того, гомогенаты *T. erostris* и *W. cirrosa* снижали активность протеаз из слизистой оболочки тонкого кишечника птенцов серебристой чайки в большей степени по сравнению с другими видами цестод ($p < 0.05$) (рис. 3). При воздействии на активность протеаз слизистой оболочки гомогенаты червей имели более высокий ингибиторный эффект относительно PMSF. Исключение составил гомогенат *M. ductilus* – значения долей ингибирования активности протеаз при влиянии гомогената *M. ductilus* и PMSF не имели достоверных различий.

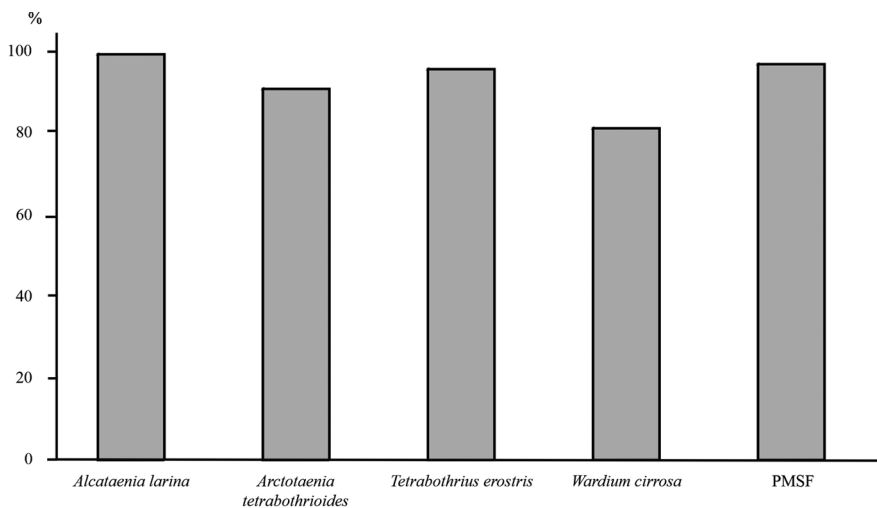


Рисунок 2. Влияние гомогенатов цестод и PMSF на активность коммерческого трипсина (0.01 мг/мл). Представлены доли ингибирования активности коммерческого трипсина гомогенатами цестод и PMSF (%).

Figure 2. Effect of cestode homogenates and PMSF on the activity of commercial trypsin (0.01 mg/ml). The figure shows the proportion of inhibition of commercial trypsin activity by cestode and PMSF homogenates (%).

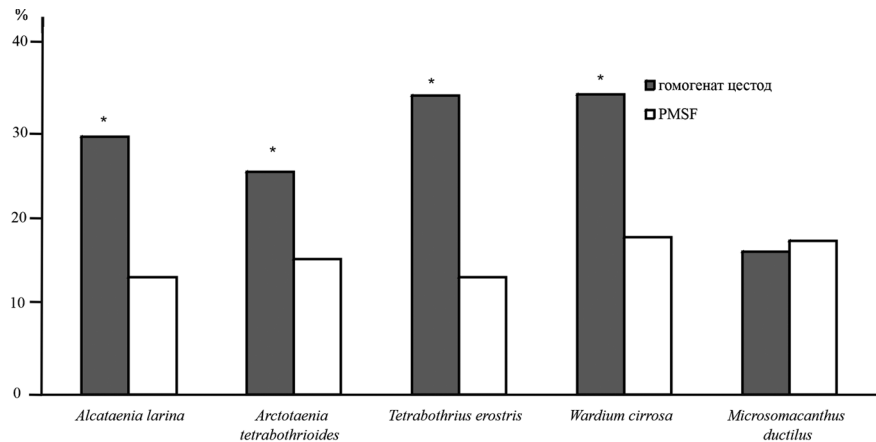


Рисунок 3. Влияние гомогенатов цестод и PMSF на активность протеаз слизистой оболочки тонкого кишечника птенцов серебристой чайки. Представлены доли ингибирования активности протеаз гомогенатами цестод и PMSF (%). Гомогенаты цестод *A. tetrabothrioides*, *T. erostris*, *A. larina* и *W. cirrosa* обладали более высоким ингибиторным эффектом по сравнению с воздействием PMSF (ингибитора сериновых протеаз) (*различия достоверны относительно значений доли ингибирования PMSF, $p < 0.05$).

Figure 3. Effect of cestode homogenates and PMSF on the activity of proteases of the small intestine mucosa in herring gull chicks. The figure shows the proportion of inhibition of protease activity by cestode and PMSF homogenates (%). Cestode homogenates *A. tetrabothrioides*, *T. erostris*, *A. larina* and *W. cirrosa* had a higher inhibitory effect compared with PMSF (serine protease inhibitor) (*differences are significant relative to the values of the proportion of PMSF inhibition, $p < 0.05$).

При изучении особенностей взаимоотношений в системе «паразит–хозяин» исследователи неоднократно отмечали, что протеазы в слизистой оболочке кишечника хозяина наиболее чувствительны к цестодной инвазии (Извекова, Куклина, 2014; Фролова, Извекова, 2018; Izvekova, 2013). Согласно результатам проведенного исследования, в местах локализации цестод с максимальными значениями СИИ (*T. erostris*, *A. tetrabothrioides*, *M. ductilus*) в медиальном фрагменте тонкого кишечника птенцов серебристой чайки снижалась активность протеаз. Повышение активности протеаз отмечено главным образом в проксимальном фрагменте при паразитировании *A. larina*, *T. erostris*, *A. tetrabothrioides* и *W. cirrosa*. Изменения общей протеолитической активности в слизистой оболочке кишечника неоднократно регистрировались при изучении инвазий ленточными червями, окончательным хозяином которых были позвоночные животные – рыбы и морские птицы (Куклина, Куклин, 2017; Фролова, Извекова, 2018; Kuklina, Kuklin, 2011, 2016a, 2016b, 2018; Izvekova, Solovyev, 2016; Frolova et al., 2019). Активность протеаз снижалась у серебристых чаек при инвазии *T. erostris*, *Diphylobothrium dendriticum* (Cobbold, 1858) и у моевок при инвазии *T. erostris*, а повышалась у моевок при инвазии *A. larina*, у серебристых чаек при инвазии *W. cirrosa* (Куклина, Куклин, 2017; Kuklina, Kuklin, 2011, 2016a, 2016b, 2018). На основании полученных результатов было сделано предположение, что процессы повышения или снижения активности протеаз в слизистой оболочке кишечника инвазированного хозяина зависят от морфологических особенностей прикрепительного аппарата цестод (Извекова, Куклина, 2014). При заражении цестодами с мощным прикрепительным аппаратом, оснащенным крючьями заякоривающегося типа и присосками, активность протеаз повышалась из-за повреждения клеток тонкого кишечника хозяина и выхода в просвет кишечника внутриклеточных ферментов (Куклина, Куклин, 2017; Izvekova, Solovyev, 2016; Kuklina, Kuklin, 2011; Frolova et al., 2019). При заражении цестодами, сколекс которых имеет присоски или ботридии, зафиксировано снижение активности протеаз (Фролова, Извекова, 2018; Izvekova, Solovyev, 2016; Kuklina, Kuklin, 2016a, 2016b, 2018).

В настоящем исследовании представлены результаты инвазии пятью видами цестод, различающихся не только особенностями прикрепительного аппарата, но размерами сколексов и стробил (табл. 1). К крупным видам цестод относятся *A. tetrabothrioides* и *T. erostris*, но органы прикрепления на сколексе представлены присосками и ботридиями соответственно (Темирова, Скрыбин, 1978; Ryzhikov et al., 1985, личные данные). Сколексы *M. ductilus*, *A. larina* и *W. cirrosa* оснащены четырьмя присосками и крючьями (Бондаренко, Контримавичус, 2006; Ryzhikov et al., 1985). Цестода *A. larina* обладает самым мощным прикрепительным аппаратом – четыре мускулистые

присоски и 20–23 крупных крючка (Ryzhikov et al., 1985). Из всех представленных цестод размеры стробил *M. ductilus* наименьшие, но диаметр сколекса и размер крючков превышает таковые у *W. cirrosa* (Бондаренко, Контримавичус, 2006; Ryzhikov et al., 1985).

Снижение активности сериновых протеаз в тонком кишечнике птенцов серебристой чайки отмечено в местах массовой локализации червей *M. ductilus*, *A. tetrabothrioides*, *T. erostris*, *A. larina* и *W. cirrosa*. Следует отметить, что указанная тенденция (снижение сериновых протеаз в слизи хозяина при инвазии цестодами с максимальными значениями СИИ) не зависела от морфометрических параметров червей и строения его прикрепительного аппарата. Аналогичные результаты зарегистрированы при заражении синца цестодами *Proteocephalus torulosus* (Batsch, 1786) (Фролова, Извекова, 2018). Исследователи предположили, что этот факт связан с адсорбцией сериновых протеаз хозяина на поверхности тегумента цестод. В ходе настоящего исследования показано, что цестоды *M. ductilus*, *A. tetrabothrioides*, *T. erostris*, *A. larina* и *W. cirrosa* адсорбировали на своей поверхности протеазы, большую часть из которых представляли сериновые протеазы. Известно, что на протяжении всей своей жизни паразиты, в том числе и цестоды, используют ресурсы, производимые хозяином (Dalton et al., 2004). Ленточные черви, лишенные пищеварительной системы, в тонком кишечнике позвоночных животных абсорбируют нутриенты (аминокислоты, моносахариды и др.) и адсорбируют на поверхности тегумента пищеварительные ферменты хозяина (Dalton et al., 2004; Izvekova et al., 2017).

Кроме того, уменьшение активности сериновых протеаз в тонком кишечнике хозяина может быть вызвано ингибированием цестодами их активности. Экспериментальные исследования показали, что *M. ductilus*, *A. tetrabothrioides*, *T. erostris*, *A. larina* и *W. cirrosa* способны инактивировать коммерческий трипсин и протеазы из слизи оболочки тонкого кишечника чаек. Аналогичные результаты получены при изучении влияния цестод *E. rugosum*, *C. laticeps* и *T. nodulosus* из кишечника налим, леща и щуки соответственно на активность протеаз (Frolova et al., 2019). Более того, авторами установлено, что не только экстракты цестод, но и инкубационная среда, в которой содержались цестоды, блокировала протеазы хозяина и коммерческий трипсин (Frolova, Izvekova, 2023). Из гомогената *T. nodulosus* выделили и описали два новых белка типа Кунитца, которые потенциально могут выступать в роли ингибиторов сериновых протеаз хозяина (Rogozhin et al., 2019).

Наряду с этим, повышение активности цистеиновых протеаз зафиксировано в медиальном фрагменте тонкого кишечника при инвазии *M. ductilus* и *A. larina*, в дистальном фрагменте при инвазии *W. cirrosa* и *A. larina*. Ранее установлено, что при инвазии цестодами *A. larina* моевки и *W. cirrosa* серебристой чайки в местах

локализации общая протеолитическая активность также увеличивалась в слизи оболочке тонкого кишечника хозяина (Куклина, Куклин, 2017; Kuklina, Kuklin, 2011). Можно сделать предположение, что увеличение активности цистеиновых протеаз, в состав которых входят лизосомальные ферменты, происходит вследствие повреждения клеток эпителия крючьями прикрепительного аппарата вышеперечисленных цестод (табл. 1). Данные о повышении активности цистеиновых протеаз согласуются с данными об инвазии шуки ленточными червями *T. nodulosus* (Izvekova, Solovyev, 2016).

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

В местах максимального скопления ленточных червей *M. ductilis*, *A. tetrabothrioides*, *T. erostris*, *A. larina* и *W. cirrosa* в тонком кишечнике птенцов серебристой чайки отмечено достоверное снижение активности сериновых протеаз. Такое снижение активности связано с адсорбцией фермента на поверхности тегумента цестод и ингибированием его активности цестодами. Повышение активности цистеиновых протеаз при инвазии цестодами *M. ductilis*, *A. larina* и *W. cirrosa*, вероятно, вызвано повреждением клеток тонкого кишечника прикрепительным аппаратом червей.

БЛАГОДАРНОСТИ

Авторы выражают благодарность Ежову А. В. (Мурманский морской биологический институт РАН, Мурманск, Россия) за помощь в сборе материала, а также администрации и сотрудникам Кандалакшского государственного природного заповедника за помощь в проведении полевых работ (Кандалакша, Россия).

ФИНАНСИРОВАНИЕ РАБОТЫ

Работа выполнена по теме «Экология, физиология и паразитология птиц Арктического бассейна в условиях климатических и антропогенных трансформаций среды обитания» (№124013000721-1) в рамках государственного задания ММБИ РАН.

СОБЛЮДЕНИЕ БИОЛОГИЧЕСКИХ СТАНДАРТОВ

Все процедуры, выполненные в исследованиях с участием животных, соответствовали этическим стандартам, утвержденным правовыми актами РФ, принципам Базельской декларации и рекомендациям Комиссии по биоэтике Мурманского морского биологического института Российской академии наук (Протокол № 4 от 24 февраля 2024 г.).

КОНФЛИКТ ИНТЕРЕСОВ

Авторы данной работы заявляют, что у них нет конфликта интересов.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

- Бондаренко С.К., Контримавичус В.Л. 2006. Аплопаракиды диких и домашних птиц. Основы цестодологии. М., Наука, 443 с. [Bondarenko S.K., Kontrimavichus V.L. 2006. Aploparaksidae of wild and domesticated birds. M., Nauka, 443 pp. (in Russian)].
- Извекова Г.И., Куikliна М.М. 2014. Заражение цестодами и активность пищеварительных гидролаз позвоночных животных. Успехи современной биологии 134 (3): 304–315. [Izvekova G.I., Kuklina M.M. 2014. Infection by cestodes and activity of digestive enzymes in invertebrate hosts. Biological Bulletin Reviews 134 (3): 304–315. (in Russian)].
- Кузьмина В.В. 1976. Применение метода последовательной десорбции α -амилазы с отрезка кишки при изучении мембранного пищеварения у рыб. Вopr. ихтиологии 16 (5): С. 944–946. [Kuz'mina V.V. 1976. Application of the method of sequential desorption of α -amylase from an intestine segment in the study of membrane digestion in fish. Vopr. Ikhtiolog. 16 (5): 944–946. (in Russian)].
- Куikliн В.В., Кисова Н.Е. 2007. Гельминты чаек рода *Larus* Баренцева моря. Вест. Южного Научного Центра 3 (2): 64–71. [Kuklin V.V., Kisova N.E. 2007. Helminths of gulls of the genus *Larus* of the Barents Sea. Vest. YUzhnogo Nauchnogo Centra 3 (2): 64–71. (in Russian)].
- Куikliна М.М. 2015. Биохимические показатели плазмы крови серебристой чайки при инвазии *Tetrahobthrius erostris* (Cestoda: Tetrahobthriidae). Российский паразитологический журнал 4: 79–84. [Kuklina M.M. 2015. Biochemical values of blood in herring gulls at invasion by *Tetrahobthrius erostris* (Cestoda: Tetrahobthriidae). Russian Journal of Parasitology 4: 79–84. (in Russian)]. [https://doi: 10.12737/16664](https://doi.org/10.12737/16664)
- Куikliна М.М., Куikliн В.В. 2017. *Wardium cirrosa* (Cestoda: Aploparaksidae): локализация в кишечнике серебристой чайки и влияние на пищеварительную активность хозяина. Паразитология 51 (3): 213–223. [Kuklina M.M., Kuklin V.V. 2017. *Wardium cirrosa* (Cestoda: Aploparaksidae): localization in the intestine of the herring gull and impact on digestive activity of the host. Parazitologia 51 (3): 213–223. (in Russian)].
- Спасская Л.П., Спасский А.А. 1978. Цестоды птиц СССР. Т. 9. Дилепидиды лимнофильных птиц. М., Наука, 315 с. [Spasskaya L.P., Spasskii A.A. 1978. Cestodes of birds of the USSR. V. 9. Dilepidids of limnophilic birds. M., Nauka, 315 pp. (in Russian)].
- Темирова С.И., Скрыбин А.С. 1978. Основы цестодологии. Тетработриаты и мезоцистоидаты. М., Наука, 186 с. [Temirova S.I., Skryabin A.S. 1978. Fundamentals of cestodology. Tetrahobthryates and mesocystoidates. M., Nauka, 186 pp. (in Russian)].
- Фроloва Т.В., Извекова Г.И. 2018. Влияние заражения цестодой *Proteocephalus torulosus* Batsch, 1786 на активность ферментов в кишечнике синца (*Ballerus ballerus* L.). Паразитология 52 (4): 292–303. [Frolova T.V., Izvekova G.I. 2018. The influence of cestode infection with *Proteocephalus torulosus* Batsch, 1786 on the enzyme activity in the intestine of the zope (*Ballerus ballerus* L.). Parazitologia 52 (4): 292–303. (in Russian)]. [https://doi: 10.7868/S0031184718040042](https://doi.org/10.7868/S0031184718040042)
- Alarcón F.J., Martínez T.F., Barranco P., Cabello T., Díaz M., Moyano F.J. 2002. Digestive proteases during development of larvae of red palm weevil, *Rhynchophorus errugineus* (Olivier, 1790) (Coleoptera: Curculionidae). Insect Biochemistry and Molecular Biology 32: 265–274. [https://doi.org/10.1016/S0965-1748\(01\)00087-X](https://doi.org/10.1016/S0965-1748(01)00087-X)
- Dalton J.P., Skelly P., Halton D.W. 2004. Role of the tegument and gut in nutrient uptake by parasitic platyhelminths. Can. J. Zool. 82: 211–232. <https://doi.org/10.1139/z03-213>

- Frolova T.V., Izvekov E.I., Solovyev M.M., Izvekova G.I. 2019. Activity of proteolytic enzymes in the intestine of bream *Abramis brama* infected with cestodes *Caryophyllaeus laticeps* (Cestoda, Caryophyllidae). Comparative Biochemistry and Physiology, Part B 235: 38–45. <https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2019.05.009>.
- Frolova T.V., Izvekova G.I. 2022. A comparative analysis of the effect of intestinal cestodes in different fish species on proteolytic enzyme activity. Journal of Evolutionary Biochemistry and Physiology 58 (3): 644–651. <https://doi.org/10.1134/S0022093022030024>
- Frolova T.V., Izvekova G.I. 2023. Metabolic adaptation of fish intestinal helminthes: inhibitory ability towards proteases in cestodes *Triaenophorus nodulosus*. Journal of Evolutionary Biochemistry and Physiology 59 (5): 370–377. <https://doi.org/10.31857/S0044452923050042>
- Izvekova G.I. 2013. Activity of digestive enzymes in burbot *Lota lota* (Linnaeus) depending on their infestation with *Eubothrium rugosum* (Batch) (Cestoda, Pseudophyllidae). Inland Water Biol. 6: 57–61. <https://doi.org/10.1134/S1995082913010069>
- Izvekova G.I., Solovyev M.M. 2016. Characteristics of the effect of cestodes parasitizing the fish intestine on the activity of the host proteinases. Biology Bulletin 43: 146–151. <https://doi.org/10.1134/S1062359016010076>
- Izvekova G.I., Frolova T.V., Izvekov E.I. 2017. Adsorption and inactivation of proteolytic enzymes by *Triaenophorus nodulosus* (Cestoda). Helminthologia 54(1): 3–10. <https://doi.org/10.1515/helm-2017-0001>
- Kuklin V.V., Kuklina M.M. 2021. Age Dynamics of Helminth Fauna of the Herring Gull (*Larus argentatus*) in Kola Bay, Barents Sea. Biology Bulletin 48 (8): 1160–1169. <https://doi.org/10.1134/S1062359021080173>
- Kuklina M.M., Kuklin V.V. 2006. Effect of helminthic infestation on the biochemical parameters of gulls of the genus *Larus* in the Barents Sea region. Doklady Biological Sciences 411 (1): 471–474. <https://doi.org/10.1134/S0012496606060135>
- Kuklina M.M., Kuklin V.V. 2011. Peculiarities of protein hydrolysis on the digestive transport surfaces of the intestine of the kittiwake *Rissa tridactyla* and *Alcataenia larina* (Cestoda, Dilepididae) parasitizing it. Biology Bulletin 38 (5): 470–475. <https://doi.org/10.1134/S1062359011050098>
- Kuklina M.M., Kuklin V.V. 2016a. The activities of digestive enzymes as determinant factor in the localization of *Tetrabothrius erostris* (Cestoda: Tetrabothriidae) in the intestine of the herring gull *Larus argentatus* Pontoppidan. Inland Water Biology 9 (2): 189–195. <https://doi.org/10.134/S1995082916010107>
- Kuklina M.M., Kuklin V.V. 2016b. *Diphyllobothrium dendriticum* (Cestoda: Diphyllobothriidae) in the intestinal tract of the herring gull *Larus argentatus*: localization and trophic parameters. Biology Bulletin 43 (4): 329–334. <https://doi.org/10.1134/S1062359016040063>
- Kuklina M.M., Kuklin V.V. 2018. Effect of Cestodal Infestation on the Distribution Pattern of Digestive Enzyme Activities along the Small Intestine of the Kittiwake (*Rissa tridactyla*). Journal of Evolutionary Biochemistry and Physiology 54(4): 292–299. <https://doi.org/10.1134/S0022093018040051>
- Rogozhin E.A., Solovyev M.M., Frolova T.V., Izvekova G.I. 2019. Isolation and partial structural characterization of new Kunitz-type trypsin inhibitors from the pike cestode *Triaenophorus nodulosus*. Molecular & Biochemical Parasitology 233. <https://doi.org/10.1016/j.molbiopara.2019.111217>
- Ryzhikov K.M., Rusavy B., Khokhlova I.G., Tolkatchova L.M., Kornychin V.V. 1985. Helminths of Fish-Eating Birds of the Palaearctic Region II. Academia Publishing House, Czechoslovak Academy of Sciences, Prague, Czechoslovakia, 411 pp.

THE INFLUENCE OF GESTODES PARASITIZING
IN THE SMALL INTESTINE OF HERRING GULL CHICKS
ON THE ACTIVITY OF THE HOST PROTEASES

M. M. Kuklina, V. V. Kuklin

Keywords: cestodes, herring gull, serine protease, trypsin, protease inhibitors

SUMMARY

The activity of proteases and subclasses of proteases in small intestines of the herring gull (*Larus argentatus* (Pontoppidan, 1763)) chicks were determined. Changes of the protease activity in chicks infested by cestodes *Tetrabothrius erostris* (Loennberg, 1889) (Cestoda: Tetrabothriidae), *Microsomacanthus ductilus* (Linton, 1927) (Cestoda: Hymenolepididae), *Wardium cirrosa* (Krabbe, 1869) (Cestoda: Aploparaksidae), *Arctotaenia tetrabothrioides* (Loennberg, 1890) and *Alcataenia larina* (Krabbe, 1869) (Cestoda: Dilepididae) were studied. The activity of serine proteases decreased in the small intestine of gulls at the sites of cestode parasitism with high infestation values (*M. ductilus* in the proximal segment, *W. cirrosa* in the distal segment, *A. tetrabothrioides*, *T. erostris* and *A. larina* in the medial segment). The activity of cysteine proteases increased in the sites of localization of cestodes *M. ductilus*, *W. cirrosa* and *A. larina*. All the studied cestodes adsorbed proteases on the surface of the tegument, most of those were represented by serine proteases. Cestode homogenates of *W. cirrosa*, *M. ductilus*, *A. tetrabothrioides*, *T. erostris* and *A. larina* inhibited the activity of host proteases and the activity of commercial trypsin.

УДК 576.895.1:598.243.3

**NEW DATA ON HELMINTHS OF THE WOODCOCK
SCOLOPAX RUSTICOLA (AVES, CHARADRIIFORMES)
IN THE MIDDLE VOLGA REGION (EUROPEAN RUSSIA)**

**© 2024 N. Yu. Kirillova^a, A. A. Kirillov^{a,*},
S. N. Spiridonov^b**

^a Institute of the Ecology of the Volga Basin of the Russian Academy of Sciences,
Samara Federal Research Scientific Center of the Russian Academy of Sciences,
Komzina str., 10, Togliatti, 445003 Russia

^b Mordovia State Pedagogical University,
Studencheskaya str., 11 a, Saransk, 430007 Russia

* e-mail: parasitolog@yandex.ru

Received April 01, 2024

Revised May 17, 2024

Accepted May 18, 2024

The helminth fauna of the Eurasian woodcock *Scolopax rusticola* was studied in the territory of Mordovia (European Russia) for the first time. Twenty-five specimens of waders were examined using the incomplete helminthological necropsy in April 2019, 2020, 2022. Nine helminth species were found in woodcocks: *Lyperosomum alaudae*, *Scolopacitrema cubrensis*, *Anomotaenia clavigera*, *Fuhrmannolepis scolopacina*, *Aploparaksis pseudofilum*, *Dispharynx nasuta*, *Hadjelia truncata*, *Tetrameres dubia* and *Agamospirura macracanthis*, juv. Among them the trematode *L. alaudae*, nematodes *D. nasuta*, *H. truncata* and *A. macracanthis*, juv. were recorded in *S. rusticola* for the first time. We provide morphological descriptions and photos of these parasites.

Keywords: Scolopacidae, parasites, Mordovia

DOI: 10.31857/S0031184724040033, **EDN:** BOADRH

The Eurasian woodcock *Scolopax rusticola* (Linnaeus, 1758) (Charadriiformes, Scolopacidae) is a numerous migratory wader, widespread in the boreal zone of the Palearctic and inhabiting the forest and forest-steppe zones of Eurasia (Koblik et al., 2014; Birdlife International, 2024). In Mordovia, damb forests are one of the most common breeding grounds for birds of this species and floodplain meadows are their favorite feeding areas (Spiridonov, Grishutkin, 2017).

Despite the extensive range of *S. rusticola* in the world, its helminth fauna has been studied rather poorly and sporadically, not in all parts of the wader range (Lopez-Neyra, 1947; Shorten, 1974; Smogorzhevskaya, 1976; Rysavy, Farkas, 1982; Stepanyan, 1990; Tucker, Heath, 1995; Bondarenko, Kontrimavichus, 2006a, 2006b; Macko et al., 2008a, 2008b; Yoshino et al., 2009; Koblik et al., 2014; Okulewicz, 2014; Paoletti et al., 2016; Sanchez-Garcia et al., 2018; Birdlife International, 2024). On the territory of Russia, woodcock parasites have been studied in the Republic of Karelia; Kaliningrad, Nizhny Novgorod, Yaroslavl Regions; Urals, Buryatia, Yakutia, Primorsky Krai and Sakhalin Island (Bykhovskaya-Pavlovskaya, 1962, 1974; Skrzabin, Sobolev, 1963; Jogis, 1974; Spasskaya, Spassky, 1978; Bondarenko, Kontrimavichus, 2006b; Kostyunin, 2010; Yakovleva et al., 2015; Dorzhiev et al., 2021).

In the territory of the Republic of Mordovia, *S. rusticola* helminths have not been examined; therefore, the purpose of our work was to study the intestinal helminths of the Eurasian woodcock *S. rusticola* in Mordovia.

MATERIALS AND METHODS

The study of woodcock helminths was conducted in the vicinity of two villages – Degilevka (54°9'25" N, 45°40'48" E) and Nerley (54°4'40' N, 45°42'7" E), located in the Bolsheberesnikovskiy district of the Republic of Mordovia. Twenty-five waders were examined by the incomplete helminthological necropsy (Dubinina, 1971). Frozen entrails (mainly the gastrointestinal tract) of woodcocks were kindly provided by local hunters in April 2019, 2020, 2022. Parasitic worms were recovered and preserved in 70% ethanol. Flukes and tapeworms were stained with aceto-carmine, cleared with clove oil, and then mounted in Canada balsam. Nematodes were cleared with lactic acid and mounted in Glycerin-Jelly (Dubinina, 1971; Anikanova et al., 2007; Zander, 2014).

Species of helminths were identified according to Bondarenko, Kontrimavichus (2006b), Skrzabin (1952), Skrzabin, Sobolev (1963), Bykhovskaya-Pavlovskaya (1962), Skrzabin et al., (1965), Sharpilo (1976), Spasskaya, Spassky (1978). A morphological and morphometric descriptions are given for the parasite species first recorded in *S. rusticola*. The measurements of parasites are given in millimeters. The taxonomy of helminths is given according to the Global Cestode Database (<http://tapewormdb.uconn.edu>) and Fauna Europaea (<https://fauna-eu.org>). To characterize the infection of birds with helminths, the following indices were used: prevalence of infection (P, %), intensity range (IR, min-max, specimens) and mean abundance (MA).

RESULTS AND DISCUSSION

A total of nine helminth species were found in *S. rusticola*: three species of Cestoda, two of Digenea and four species of Nematoda (Table 1). The majority of helminths found in waders were adult forms (eight species). Only one nematode, *Agamospirura macracanthis* was represented by a larval stage. The overall infection rate of woodcocks with

helminths was 100%; MA = 609. The most abundant parasites of woodcocks are cestodes (Table 1). All identified cestode species parasitized the small intestine of *S. rusticola*. The most common and numerous cestode species was *Fuhrmannolepis scolopacina* (Table 1).

Eight specimens of the trematode *Lyperosomum alaudae* were found in the gallbladder of two woodcocks. The trematode *Scolopacitrema cubrensis* was found in the cloaca of three out of 25 waders examined (Table 1).

Nematodes are rare woodcock's parasites in Mordovia (Table 1). The specimens of *Tetrameres dubia* were found in the proventriculus of only one woodcock. Six males and seven females of *Dispharynx nasuta* were collected from the proventriculus of two woodcocks. Twelve specimens of *Hadjelia truncata* were found under the gizzard cuticle in five *S. rusticola*. Eleven spiroroid larvae of the nematode *Agamospirura macracanthis* were found in the walls of the small intestine of two waders (Table 1).

Table 1. Helminths of *Scolopax rusticola* in Mordovia

Helminth species	P, %	IR, spec.	MA
<i>Anomotaenia clavigera</i> (Krabbe, 1869)	24.0 ± 8.5	1–14	1.6 ± 0.7
<i>Fuhrmannolepis scolopacina</i> (Lopes-Neyra, 1944)	100.0	40–2430	563.6 ± 118.6
<i>Aploparaksis pseudofilum</i> (Clerc, 1902)	68.0 ± 9.3	15–100	36.8 ± 7.0
<i>Lyperosomum alaudae</i> (Shtrom et Sondak, 1935)	8.0 ± 5.4	1–7	0.3 ± 0.3
<i>Scolopacitrema cubrensis</i> Sudarikov et Rykovsky, 1958	12.0 ± 6.5	1–105	4.8 ± 4.2
<i>Dispharynx nasuta</i> (Rudolphi, 1819)	4.0 ± 4.0	13	0.5 ± 0.5
<i>Hadjelia truncata</i> (Creplin, 1825)	20.0 ± 8.0	1–7	0.5 ± 0.3
<i>Tetrameres dubia</i> Travassos, 1917	4.0 ± 4.0	16	0.6 ± 0.6
<i>Agamospirura macracanthis</i> Sharpilo, 1963, juv.	8.0 ± 5.4	2–9	0.4 ± 0.4

The cestodes *Aploparaksis pseudofilum* and *Fuhrmannolepis scolopacina*, as well as the trematode *Scolopacitrema cubrensis*, are host-specific parasites of birds from the family Scolopacidae. *Anomotaenia clavigera* and *Tetrameres dubia* are common parasites of various species of waders. The trematode *Lyperosomum alaudae* appears to be a facultative parasite of the Eurasian woodcock. Since this fluke is a host-specific parasite of larks. The nematode *Dispharynx nasuta* is a common parasite of birds mainly from the orders Passeriformes and Galliformes. The nematode *Hadjelia truncata* can also parasitize birds of different orders. Juvenile of *A. macracanthis* is apparently a casual parasite of woodcocks. Similar larvae were previously recorded in reptiles in Dagestan and Ukraine (Sharpilo, 1976).

In *Scolopax rusticola*, the trematode *L. alaudae*, nematodes *D. nasuta*, *H. truncata* and *A. macracanthis* were recorded for the first time. Below we provide descriptions of these parasites.

Morphological description of *Lyperosomum alaudae* (based on 8 specimens) (Fig. 1a). Body elongate, tapered at anterior extremity and slightly rounded at posterior end. Body length 3.39–4.77 (4.06), maximum width 0.462–0.560 (0.498). Tegument unarmed. Oral sucker subterminal, 0.185–0.244×0.163–0.222 (0.217×0.204). Ventral sucker, 0.326–0.504×0.308–0.467 (0.437×0.383), located in forebody. Prepharynx usually not observed. Pharynx 0.078–0.089×0.078–0.093 (0.085×0.087). Oesophagus short. Testes, oval, 0.274–0.333×0.182–0.296 (0.300–0.243), lie directly behind ventral sucker, slightly diagonal to each other. Cirrus sac, 0.130–0.158×0.059–0.079 (0.146×0.071), located in front of ventral sucker. Ovary transversely oval, 0.133–0.152×0.148–0.178 (0.145×0.165), is located behind posterior testis. Vitellarium follicular, in two long lateral fields, 0.926–1.407 (1.245), consist of numerous small follicles, in middle third of body. Uterus forms numerous loops, occupies all space in hindbody below the ovary level. Eggs numerous, 0.033–0.039×0.0016–0.022 (0.036×0.020).

Morphological description of *Dispharynx nasuta* (based on 6 males and 7 females) (Fig. 1b, 1c). Body yellowish-white. Cuticle transversely striated. Mouth with two triangular lips. Four convoluted prominent cordons extend from lips base, two on ventral side and two on dorsal side, at distal ends curve back toward anterior extremity. Oesophagus consists of two parts: anterior muscular and posterior glandular.

Male (Fig. 1b). Body length 4.46–6.15 (5.31), width 0.274–0.308 (0.290). Pharynx length 0.067–0.082 (0.075). Total oesophagus length 2.185–2.385 (2.273). Length of muscular part of oesophagus 0.400–0.519 (0.463). Prominent cordons extend from anterior body end to posterior extremity at a distance of 0.280–0.413 (0.345). Spicules of unequal length. Large spicule thin, 0.378–0.430 (0.408) long, arched with a slightly expanded base and a sharp tip. Smaller spicule short club-shaped, 0.149–0.182 (0.168) long, placed at angle to larger one. Tail strongly bent ventrally, 0.296–0.400 (0.359) long, with nine pedunculate papillae pairs (four preanal and five postanal pairs).

Female (Fig. 1c). Body length 6.62–7.70 (7.05), width 0.482–0.615 (0.557). Pharynx length 0.089–0.133 (0.112). Glandular stomach not fully observed. Eggs occupy entire space from anterior end of glandular stomach to posterior body end. Total oesophagus length undetectable. Muscular part of oesophagus 0.593–0.837 (0.713) long. Cordons extend to a distance of 0.453–0.733 (0.560) from anterior end. Tail with rounded tip, 0.126–0.141 (0.133) long. Eggs 0.031–0.035 (0.033)×0.019–0.022 (0.020).

Morphological description of *Hadjelia truncata* (based on two males and six females) (Fig. 2). Body thin, red in females, light yellow in males. Mouth with two well-developed three-lobed lips, extends into cylindrical pharynx. Each lip with two submedial papillae. Cuticle transversely striated.

Male. Body length 6.00–7.38 (6.69), maximum width 0.145–0.178 (0.162). Pharynx length 0.044–0.053 (0.049). Total length of oesophagus 2.084–2.323 (2.204). Tail long,

0.134–0.153 (0.144), with two lateral alae. Tail with six caudal papillae (four preanal pairs and two postanal pairs). Spicules dissimilar, of unequal length. Large spicule 2.076–2.554 (2.315) long; smaller spicule 0.248–0.286 (0.267) long.

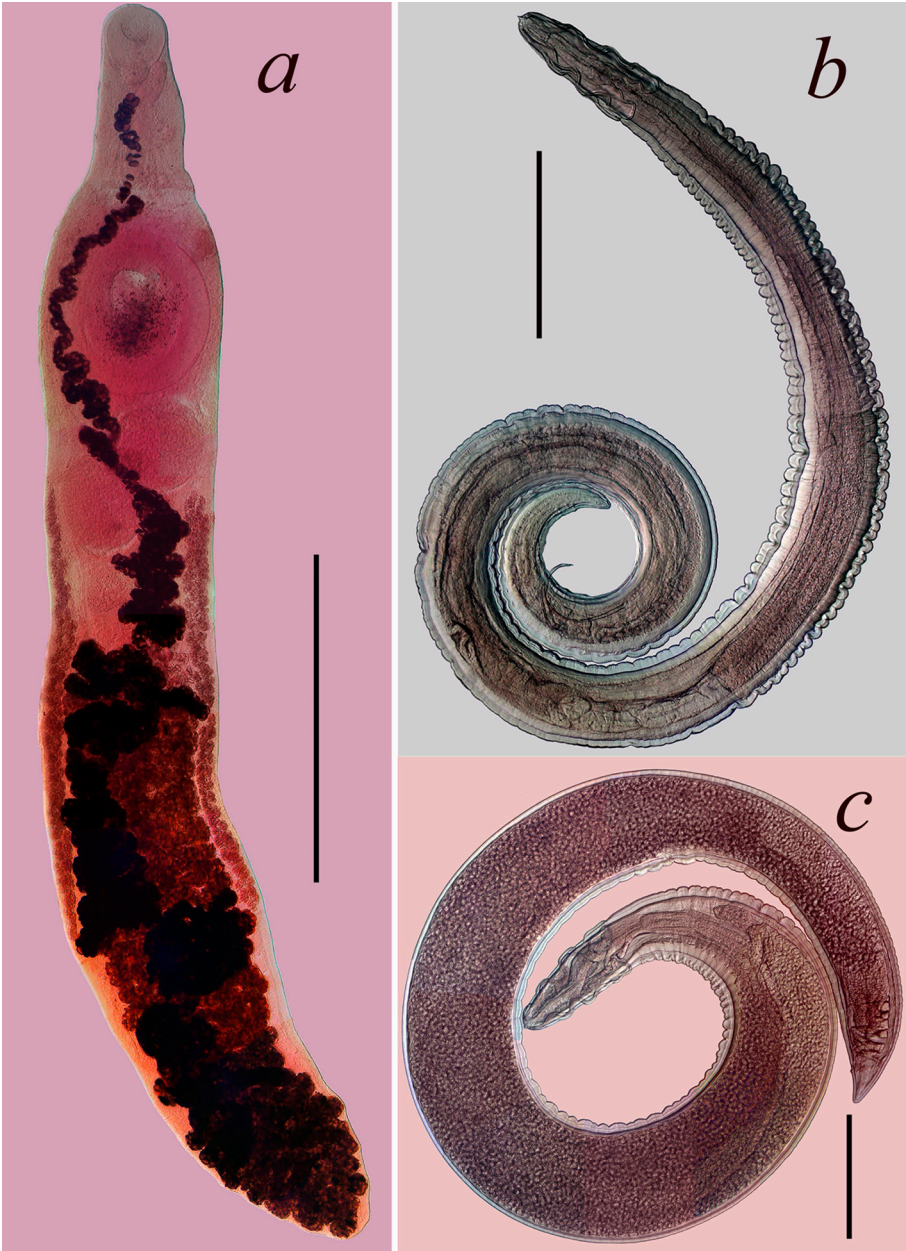


Figure 1. *Lyperosomum alaudae* and *Dispharynx nasuta* from *Scolopax rusticola*:
a – *Lyperosomum alaudae*, whole view; *b* – *Dispharynx nasuta* male, whole view;
c – *Dispharynx nasuta* female, whole view. Scale bars, mm: *a* – 1.0; *b*, *c* – 0.5.

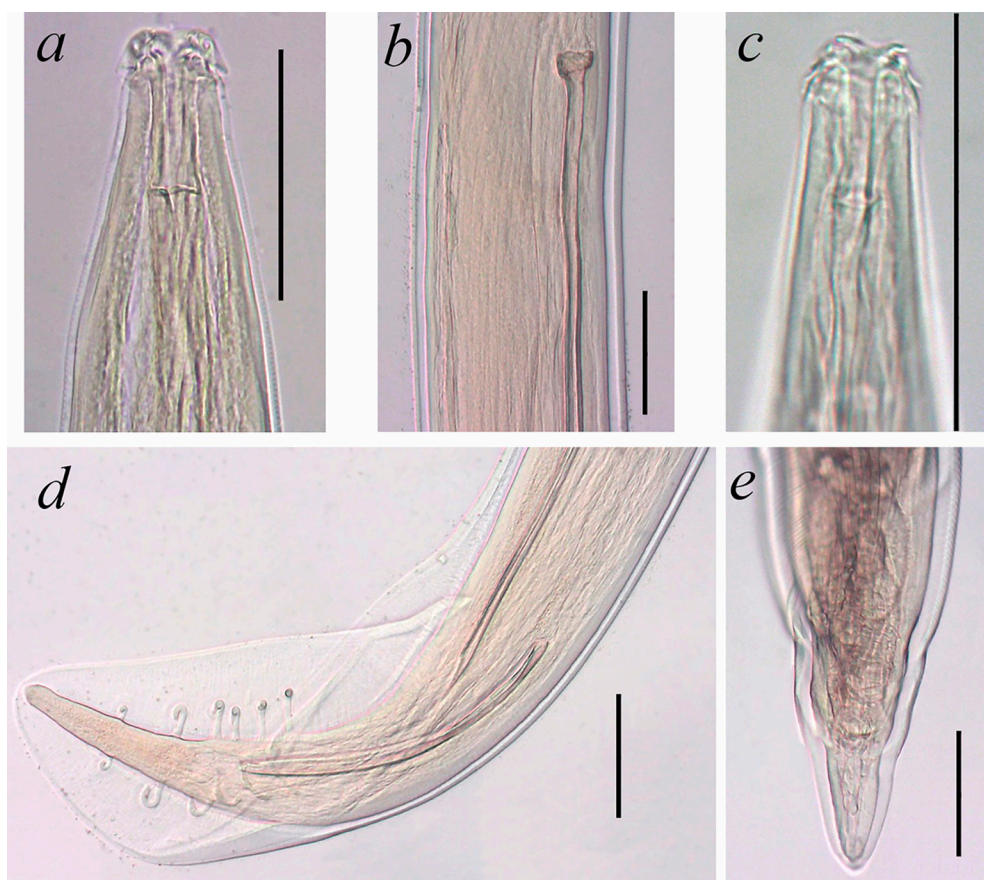


Figure 2. *Hadjelia truncata* from *Scolopax rusticola*:

a – anterior end of male, *b* – anterior end of large spicule, *c* – anterior end of female, *d* – posterior end of male, *e* – posterior end of female. Scale bars 0.1 mm.

Female. Body length 6.62–9.64 (8.31), maximum width 0.230–0.296 (0.271). Pharynx length 0.031–0.045 (0.039). Total length of oesophagus 2.274–3.202 (2.796). Distance from anterior extremity to vulva 1.096–1.596 (1.377). Tale conical and rounded, 0.118–0.172 (0.148).

Morphological description of *Agamospirura macracanthis* larva (based on 11 specimens) (Fig. 3). The description fully corresponds to the description by Sharpilo (1976). Larvae spirally twisted, in connective-tissue capsules in mesentery on the intestine surface. Body length 2.11–2.23 (2.16), maximum width 0.067–0.080 (0.074). Cuticle transversely striated. Mouth with two lips, with ear-shaped outgrowths at the tips. Each lip with two papillae at base. Funnel-shaped mouth turns into short pharynx, 0.026–0.031 (0.028) long. Oesophagus length 0.871–1.045 (0.967). Length of muscular part 0.130–0.179 (0.156); glandular part

0.741–0.867 (0.816). Tail conical, 0.050–0.059 (0.054) long, ending in 6–8 large spines that form a corolla.



Figure 3. *Agamospirura macracanthis*, juvenile from *Scolopax rusticola*:
a – whole view, *b* – anterior end of larva, *c* – posterior end of larva. Scale bar 0.1 mm.

The lifestyle and diet of woodcock affect the species composition of its helminths. All of parasites were acquired by *S. rusticola* through trophic chains. The Eurasian woodcock feeds on earthworms, arthropods and their larvae (mainly beetles, spiders, harvestmen and dipterans) from the forest litter and soil surface (Hoodless, Hirons, 2007; Koblik et al., 2014). These invertebrates may be intermediate hosts for the parasites found in woodcocks in this study (Skrjabin, Sobolev, 1963; Skrjabin et al., 1965; Spasskaya, Spassky, 1978; Bondarenko, Kontrimavichus, 2006b). The development of *L. alaudae*, like other dicrocoeliids, apparently occurs with the involvement of terrestrial gastropods, through which woodcocks become infected with this trematode (Skrjabin, 1952).

The identified helminth fauna of woodcocks from Mordovia is unique in comparison with the structure of the helminth composition in *S. rusticola* from other regions of Russia. The originality is due to the presence of 4 species of parasites, for which the wader turned out to be the new host (*L. alaudae*, *D. nasuta*, *H. truncata*, *A. macracanthis*, juv.) (Table 1). Previously we identified *L. alaudae* from *Anthus trivialis* (Linnaeus, 1758) in the Samara region and from *Turdus philomelos* (Brehm, 1831) and *Ficedula hypoleuca* (Pallas, 1764) in Mordovia (Kirillov, Kirillova, 2013, 2017; Kirillov et al., 2023). Findings of this trematode are also known from *Alauda arvensis* Linnaeus, 1758 in the Stavropol Krai and Nizhny Novgorod region (Skrjabin, 1952; Bykhovskaya-Pavlovskaya, 1962; Kirillov, Kirillova, 2013). Trematodes of the genus *Lyperosomum* Looss, 1899, not identified to the species level, were previously recorded in woodcocks in Karelia (Yakovleva et al., 2015). In our earlier study, we recorded the nematode *D. nasuta* in passerine birds from the Samara region (Kirillov, Kirillova, 2017). *Hadjelia* nematodes were first recorded in waders by Jogis (1974) in the Kaliningrad region. We also found the nematode *H. truncata* in *Merops apiaster* Linnaeus, 1758, *Turdus philomelos* (Brehm, 1831) and *Lanius collurio* Linnaeus, 1758 in the Middle Volga region (Kirillov, Kirillova, 2017).

The remaining 5 species of parasites that we recorded in woodcocks of Mordovia are also characteristic of *S. rusticola* in other parts of its range (Bykhovskaya-Pavlovskaya, 1962; Smogorzhevskaya, 1976; Spasskaya, Spassky, 1978; Bondarenko, Kontrimavichus, 2006b; Okulewicz, 2014; Yakovleva et al., 2015; Dorzhiev et al., 2021).

CONCLUSION

As a result of the first study of woodcock helminths on the territory of Mordovia, we registered nine species of parasitic worms in *S. rusticola* (three cestodes, two trematodes and four nematodes). The lifestyle and diet of the Eurasian woodcock affect its helminth fauna. All helminth species were acquired by *S. rusticola* through trophic chains. The trematode *L. alaudae*, nematodes *D. nasuta*, *H. truncata* and *A. macracanthis* were recorded in the European woodcock for the first time. Thus, *S. rusticola* is a new host for these helminth species. Further studies of woodcock's helminths on the territory of Mordovia require both an increase of the number of birds studied and an expansion of research sites, which will allow a better understanding of the epidemiological processes occurring in wild bird populations.

FUNDING

Our research was carried out within the framework of the State Task № 1023062000002-6-1.6.20;1.6.19 "Land vertebrates of the Middle Volga region and adjacent territories and their parasitic worms: ecological, faunal and biological aspects of the organization and

functioning of communities against the background of natural and anthropogenic changes” of the Institute of Ecology of the Volga River Basin – a branch of Samara Federal Research Centre of the Russian Academy of Sciences.

ETHICS APPROVAL AND CONSENT TO PARTICIPATE

The study was approved by the Bioethics Committee of the Institute of Ecology of the Volga River Basin of RAS (№ 4/24; 31 July 2024). Our research was conducted in compliance with the recommended standards described in the Directive of the European Parliament and of the Council of the European Union of September 22, 2010, “On the protection of animals used for scientific purposes” (EU Directive 2010/63/EU).

CONFLICT OF INTEREST

The authors of this work declare that they have no conflicts of interest.

REFERENCES

- Anikanova V.S., Bugmyrin S.V., Ieshko E.P. 2007. Methods of the collection and studies of helminths of small mammals. Petrozavodsk, Karelian Scientific Center of RAS, 145 pp. [In Russian].
- Birdlife International, *Scolopax rusticola*, Eurasian woodcock. 2024. Available at: <http://datazone.birdlife.org/species/factsheet/22693052> (accessed 25 February 2024).
- Bondarenko S., Kontrimavichus V. 2006a. *Aploparaksis kornyushini* n. sp. (Cestoda: Hymenolepididae), a parasite of the woodcock *Scolopax rusticola* (L.), and its life-cycle. Systematic Parasitology 63: 45–52. <https://dx.doi.org/10.1007/s11230-005-5527-2>
- Bondarenko S.K., Kontrimavichus V.L. 2006b. Essentials of Cestodology. Aploparaksidae of wild and domestic birds. V. 14. Moscow, Nauka, 443 pp. [In Russian].
- Bykhovskaya-Pavlovskaya I.E. 1962. Trematodes in birds of fauna of the USSR. Moscow, Leningrad, Academy of Sciences of the USSR, 407 pp. [In Russian].
- Bykhovskaya-Pavlovskaya I.E. 1974. Trematodes of migratory birds of the Curonian Spit, Parasitological digest 26: 39–80. [In Russian].
- Dorzhiev Ts.Z., Badmaeva E.N., Dugarov Zh.N. 2021. Helminths of wetland birds from the Baikal Siberia: taxonomic diversity and host distribution, Nature of Inner Asia 1(17): 23–65. [In Russian].
- Dubinina M.N. 1971. Parasitological study of birds. Leningrad, Nauka, 139 pp. [In Russian].
- Hoodless A.N., Hirons G.J.M. 2007. Habitat selection and foraging behavior of breeding Eurasian Woodcock *Scolopax rusticola*: a comparison between contrasting landscapes. Ibis 149(suppl. 2): 234–249. <https://dx.doi.org/10.1111/J.1474-919X.2007.00725.X>
- Jogis V.A. 1974. Nematodes in birds from Kaliningrad Oblast and Estonian SSR. Parasitological digest 26: 81–113. [In Russian].
- Kirillov A.A., Kirillova N.Yu. 2013. Trematodes of birds (Aves) from the Middle Volga region. 2. Orders Plagiorchiida, Renicolidia, Strigeida and Schistosomatida. Parazitologiya 47(2): 136–177. [In Russian]. https://www.zin.ru/journals/parazitologiya/content/2013/prz_2013_2_4_Kirillov.pdf
- Kirillov A.A., Kirillova N.Yu. 2017. Faunistic analysis of helminths of birds (Aves) from the Samarskaya Luka. Proceeding of Samara Scientific Center of RAS 19(2): 17–28. [In Russian].
- Kirillov A.A., Kirillova N.Y., Spiridonov S.N. 2023. Trematodes of land birds from the Republic of Mordovia with a checklist of avian trematodes of the Middle Volga region (European Russia). Diversity 15: 330. <https://doi.org/10.3390/d15030330>

- Koblik E.A., Red'kin Ya.A., Kalyakin M.V. et al. (ed. M.V. Kalyakin) 2014. Complete keys to birds of European Russia. V. 2. Moscow, Fiton XXI, 288 pp. [In Russian].
- Kostyunin V.M. 2010. Helminth fauna of terrestrial vertebrates in the Middle Volga region. Nizhny Novgorod, Nizhny Novgorod State Pedagogical University, 225 pp. [In Russian].
- Lopez-Neyra C. 1947. Helmintos de los vertebrados ibericos. V. 3. Granada, CSIC, Instituto Nacional de Parasitologia. 1212 pp. [in Spanish].
- Macko J., Mackova A., Sabolova-Barlakova S. 2008a. *Fuhrmanolepis beskydensis* n.sp. (Cestoda: Dilepididae) from woodcock *Scolopax rusticola* L. (Aves, Charadriiformes) in Slovakia with comments on sytematics and nomenclature of the genus *Fuhrmanolepis* Spassky et Spasskaya, 1965. *Helminthologia* 45(4): 173–180.
- Macko J., Hanzelova V., Dudinak V. 2008b. *Fuhrmanolepis dubinskyi* n. sp. (Cestoda: Dilepididae) from woodcock *Scolopax rusticola* (L.) (Aves, Charadriiformes) in Slovakia. *Helminthologia* 45(3): 130–133.
- Okulewicz A. 2014. Helminths in migrating and wintering birds recorded in Poland. *Annals of Parasitology* 60: 19–24.
- Paoletti B., Di Cesare A., Iorio R., Tavaglione D., Bartolini R., Gatti A. 2016. Survey on intestinal helminth fauna of woodcocks (*Scolopax rusticola*) in Italy. *Veterinaria Italiana* 52: 117–121.
- Rysavy B., Farkas J. 1982. Occurrence of tapeworms in woodcock in Slovakia. *Folia Veterinaria* 12: 261–268. [In Slovak].
- Sanchez-Garcia C., Harris E., Deacon A.C., Bray R., Hoodless A.N. 2018. Is cestode infection intensity associated with decreased body condition in the Eurasian woodcock *Scolopax rusticola*? *Journal of Helminthology* 92(1): 42–48. <https://dx.doi.org/10.1017/S0022149X17000037>
- Sharpilo V.P. 1976. Parasitic worms of reptiles of the USSR). Kiev, Naukova Dumka, 286 pp. [In Russian].
- Shorten, M. 1974. The European woodcock (*Scolopax rusticola*). Fordingbridge, Hampshire, The Game Conservancy Trust, 95 pp.
- Skrjabin K.I. 1952. Essentials of Trematodology. Trematodes of animals and humans. Vol 7. Moscow, Academy of Sciences of the USSR, 762 pp. [In Russian].
- Skrjabin K.I., Sobolev A.A. 1963. Essentials of Nematodology. Spirurates of animals and humans and diseases caused by them. V. 11, part 1. Moscow, Academy of Sciences of the USSR, 511 pp. [In Russian].
- Skrjabin K.I., Sobolev A.A., Ivashkin V.M. 1965. Essentials of Nematodology. Spirurates of animals and humans and diseases caused by them. V. 14, part 3. Moscow, Nauka, 572 pp. [In Russian].
- Smogorzhevskaya L.A. 1976. Helminths of waterfowl and wading birds of the fauna of Ukraine. Kiev, Naukova Dumka, 416 pp. [In Russian].
- Spasskaya L.P., Spassky L.P. 1978. Cestodes of birds in the USSR. Dilepididae of wetland birds, Moscow, Nauka, 320 pp. [In Russian].
- Spiridonov S.N., Grishutkin G.F. 2017. Eurasian woodcock (*Scolopax rusticola*) in the Mordovia. *Proceeding of the National Park «Smolny»* 3: 129–149. [In Russian].
- Stepanyan L.S. 1990. Abstract of the avifauna in the USSR. Moscow, Nauka, 808 pp. [In Russian].
- Tucker G.M., Heath M.F. 1995. Birds in Europe: Their Conservation Status. BirdLife Conservation Series. V. 3. Cambridge, BirdLife International, 600 pp.
- Yakovleva G.A., Lebedeva D.I., Ieshko E.P. 2015. Trematodes in wetland birds of Karelia (based on materials from the 319th USSR Helminthological expedition, 1958–1962). *Proceeding of Karelia Scientific Center of RAS* 2: 95–110. [In Russian].
- Yoshino T., Nakamura S., Endoh D., Onuma M., Osa Y., Teraoka H., Kuwana T., Asakawa M. 2009. A helminthological survey of four families of waterfowl (Ardeidae, Rallidae, Scolopacidae and Phalaropodidae) from Hokkaido, Japan. *Journal of Yamashina Institute for Ornithology* 41: 42–54.
- Zander R.H. 2014. Four water-soluble mounting media for microslides. *Phytoneuron* 32: 1–4.

НОВЫЕ ДАННЫЕ О ГЕЛЬМИНТАХ ВАЛЬДШНЕПА
SCOLOPAX RUSTICOLA (AVES, CHARADRIIFORMES)
СРЕДНЕГО ПОВОЛЖЬЯ (ЕВРОПЕЙСКАЯ РОССИЯ)

Н. Ю. Кириллова, А. А. Кириллов, С. Н. Спиридонов

Ключевые слова: Scolopacidae, паразитические черви, Мордовия

РЕЗЮМЕ

Впервые изучена гельминтофауна вальдшнепа *Scolopax rusticola* на территории Мордовии. Двадцать пять особей куликов были изучены методом неполного гельминтологического вскрытия в апреле 2019, 2020, 2022 гг. Всего у вальдшнепов было отмечено 9 видов гельминтов: *Lyperosomum alaudae*, *Scolopacitrema cubrensis*, *Anomotaenia clavigera*, *Fuhrmannolepis scolopacina*, *Aploparaksis pseudofilum*, *Dispharynx nasuta*, *Hadjelia truncata*, *Tetrameres dubia* и *Agamospirura macracanthis*, juv. Из них трематода *L. alaudae*, нематоды *D. nasuta*, *H. truncata* и *A. macracanthis*, juv. были зарегистрированы впервые у *S. rusticola*. Приведены морфологические описания и фото этих паразитов.

УДК 576.895.1:598.243.3

**FIRST REPORT ON THE OCCURRENCE
OF *MICROPHALLUS INDICUS* IN THE FRESH WATER CRAB,
SARTORIANA SPINIGERA IN BANGLADESH**

**© 2024 Al Wasef, Anup Kumar Adhikary,
S. M. Abdullah, Uday Kumar Mohanta***

Department of Microbiology and Parasitology,

Sher-e-Bangla Agricultural University,

Sher-e-Bangla Nagar, Dhaka, P.O. Box 1207, Bangladesh

*Corresponding author e-mail: ukmohanta.mipa@sau.edu.bd

Received May 05, 2024

Revised July 04, 2024

Accepted July 11, 2024

Sartoriana spinigera is an edible freshwater crab species that plays an important role as an intermediate host of *Microphallus indicus* and *Paragonimus westermani*. *P. westermani*, the lung fluke, has been reported from northeastern India bordering Bangladesh and other parts of India. Nonetheless the existence of *P. westermani* in Bangladesh is yet to investigate. Therefore, the objective of the study was to estimate the prevalence of lung flukes in Bangladesh. During the survey, the metacercariae of food-borne trematodes were investigated from a total of 261 fresh-water crabs collected from different locations in Bangladesh. Only the metacercariae of *M. indicus* were recovered. The overall prevalence of *M. indicus* metacercariae was 26% with intensity of 1–63 per crab. The highest prevalence was recorded from Naogaon district (83.33%), followed by Sirajgonj (57.5%), Rajshahi (40%), Brahmanbaria (16%), Narsingdi (15%), Faridpur (10%), and Sunamgonj (7%). None of the crabs from Rangpur, Thakurgoan, Jashore, Meherpur, Magura, Barguna, Sylhet, Kishorgonj, Cox'sBazar, and Bandarban were infected. Among the water bodies, the highest number of infected crabs was found in the rivers (56%) followed by haor, canal, and ditches (5%). To the best of our knowledge, this study reports *M. indicus* for the first time from Bangladesh.

Keywords: Freshwater crabs, *Sartoriana spinigera*, *Microphallus indicus*, metacercariae, prevalence, Bangladesh

DOI: 10.31857/S0031184724040045, **EDN:** BNSHLY

Crabs are important exportable fishery items and hidden resources of Bangladesh (Ahmed, 1991). Food-borne trematodiasis (FBT) is a neglected tropical disease bearing zoonotic significance. They are transmitted through the consumption of raw or undercooked aquatic foods that harbor the metacercaria affecting humans. More than 40 million people are getting infected and more than 10% of the world's population is at risk of FBT infection (Keiser, Utzinger, 2005, 2009; Sripa et al., 2010; Toledo et al., 2011). The Crustacea-borne trematode infections are caused by fluke parasites belonging to the families Paragonimidae, Microphallidae, Lecithodendriidae, Brachylaimidae etc (Yamaguti, 1971; Anantaraman, Subramoniam, 1976; Janardanan et al., 1987). *Paragonimus westermani* (Kerbert, 1878; Braun, 1899) have been regarded as the most common and widely distributed human pathogen in Asia (Miyazaki, 1974). *Paragonimus heterotremus*, *P. westermani*, *P. miyazakii manipurinus*, and *P. skrjabini* (Chen, 1959) has been reported from Manipur, Nagaland, Arunachol, and Meghalaya states in India (Singh, Singh, 1997; Narain et al., 2003; Singh et al., 2009). Therefore, there is a high chance of their existence in Bangladesh. Hence, the present study was primarily aimed to investigate the occurrence of *Paragonimus* spp. in freshwater crab in different locations in Bangladesh.

Along with *Paragonimus* metacercariae, microphallid metacercariae have also been reported from crabs in Meghalaya, the northeast India (Goswami et al., 2013). The family Microphallidae is a digenean taxon representing more than 160 species from 28 genera and 10 subfamilies (Bray et al., 2008). They are mostly found in the intestines of vertebrates, mainly birds (Martorelli et al., 2004) such as herring gulls, shore-birds and among mammals, especially rodents (Deblock, 2008). Infective metacercarial stages of microphallid flukes commonly occur in Crustacea (Heard, Overstreet, 1983; Pung et al., 2002) and xiphosuran second intermediate hosts, such as crabs, barnacles, and the king crab (Anantaraman, Subramoniam, 1976). Other *Microphallus* spp. reported in India are *Microphallus nicolli* (Anantaraman, Subramoniam, 1976), *M. dicaeacus* (Mukherjee, Ghosh, 1967) and *M. indicus* (Mukherjee, Ghosh, 1967) .

Freshwater crabs play an important role in transmitting metacercariae to the final host. Poor and marginal people of Bangladesh eat freshwater crabs seasonally, and the tribal people eat raw, uncooked, or pickled crabs regularly. As the metacercariae are distributed in northeast India, their prevalence in Bangladesh would not be surprising. Unfortunately, no attempt has been made yet to investigate the crab-borne trematode infection in Bangladesh. Therefore, the present study aimed to test whether trematode metacercariae occur in fresh-water edible crab species, the potential intermediate hosts for digenetic flukes, in selected localities of Bangladesh.

MATERIALS AND METHODS

Sampling area and crab-catching

A total of 261 crabs were collected from different geographic areas of Bangladesh, namely: Bandarban, Sylhet, Sunamgonj, Kishorgonj, Rajshahi, Rangpur, Naogaon, Thakurgoan, Sirajgonj, Barguna, Cox's Bazar, Brahmanbaria, Narsingdi, Meherpur, Jashore, Magura and Faridpur districts. For further studies, the specimens were either preserved in 70% ethanol in a plastic container or kept in the bucket full of water.

Crab identification

For the identification of freshwater crabs, morphological characteristics of each specimen were studied in detail. The color, shape, size of the whole body, the carapace brown chillete color; the texture and shape of the carapace were considered for the crab identification. Species identification was based on by keys and description of Wood-Mason (1871).

Collection and preservation of metacercariae

After removing the carapace and the internal organs, the body and leg muscles were blended in 10.0 mL acid-pepsin (1g pepsin and 1 liter of 0.7% hydrochloric acid (HCl); 1 : 1000) using the blender. Acid-pepsin solution (Artificial gastric juice) was used to facilitate the digestion of the host tissue. Blended crab tissues were incubated at 37°C overnight (Tandon et al., 2007). The subsequent digest was filtered through a wire sieve (1 mm mesh), allowed to sediment, and washed several times. After the removal of the supernatant, the sediment was placed into Petridishes and observed under a binocular microscope. Then, the metacercariae were collected, and counted the number of metacercariae to assess the intensity, and preserved in 70% ethanol at 4°C for further morphological identification.

Whole mounting

The newly collected fresh metacercariae were placed on a glass slide. After adding a few drops of PBS solution, the slide was placed under binocular microscope. The outer shell of the metacercaria was broken down with the help of a needle to remove the pyriform-shaped larva. The larva was straightened, and then the coverslip was placed on it and tied with a thread. The slides were kept in a coplin jar containing 70% alcohol at least overnight, and the flattened specimens were processed for whole mounts. For staining, specimens were transferred to 50% ethanol and distilled water for an hour each. Then specimens were placed in hematoxylin solution for 24 hours. The excessive stain was removed by acid alcohol (3% HCl). The stained specimen was dehydrated with ascending grades of alcohol (70–100%), cleared in xylene and mounted with Canada balsam.

RESULTS

Morphological description of metacercariae

The excysted metacercariae were morphologically identified as *M. indicus* based on the keys and description of Mukherjee and Ghosh (1967). Metacercariae when removed from crabs round (Fig. 1A), cysts elliptical with a prominent thick wall composed of two layers. Outer layer thick but transparent, and inner layer thin. Vitelline glandular cells clearly visible in two opposite poles of encysted metacercariae (Fig. 1B).

On whole mounts, the body is pyriform and minute. The oral sucker is subterminal; ventral sucker post-equatorial (Fig. 1D). Oesophagus is long, bifurcating in mid body region. Intestinal caeca are short, pretesticular and preacetabular (Fig. 1D). Testes are symmetrical, one on either side of ventral sucker; cirrus present, curved at level of caecal bifurcation; cirrus is well-developed. Ovary located on the right side of the ventral sucker or slightly overlapping right testis (Fig. 1D). Vitelline glandular cells are arranged in two groups, one with seven lobes right, other with six lobes left (Fig. 1D). Excretory vesicle is V-shaped (Fig. 1C).

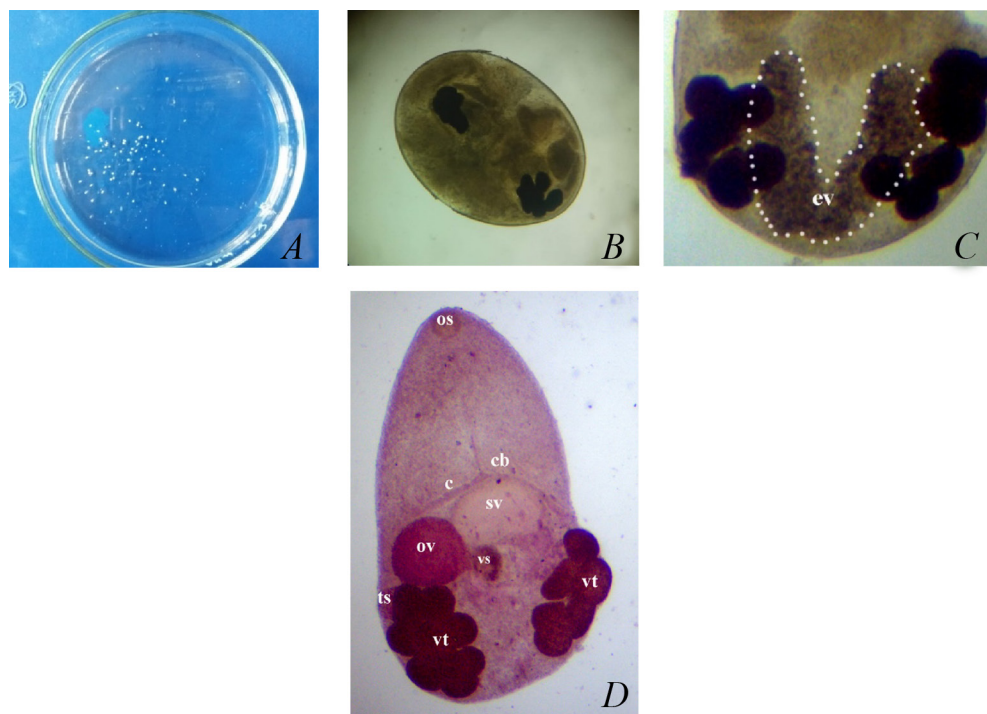


Figure 1. Different body parts of the larval stage of *Microphallus indicus*. *A* – freshly harvested metacercariae of *M. indicus* from infected crabs, *B* – encysted Metacercariae pressed with glass slide (4X), *C* – excretory vesicle ‘V’ shaped (10X), *D* – excysted metacercariae with whole mount (Ventral view). Ovary located on right side of ventral sucker. Vitelline glandular cell in right 8 and in left 7 (10X). os – oral sucker, cb – caecal bifurcation c – caeca, sv – seminal vesicle, vs – ventral sucker, ov – ovary, ts – testes, vt – vitellaria, ev – excretory vesicle.

Identification of metacercariae

These morphological characters of the metacercariae were in accordance with those described by Mukherjee and Ghosh (1967); and Goswami et al. (2013), so they were identified as *M. indicus*. Unlike *M. indicus*, *M. nicolli* metacercariae have a Y-shaped excretory vesicle a 3-layer spherical cyst (Anantaraman, Subramoniam, 1976), and *M. dicaeacus* have multi-layer: outer layer thin; inner layer thick; ovoid cysted with V-shaped excretory pore (Mukherjee, Ghosh, 1967).

Prevalence of microphalid metacercariae

Among the 261 crabs collected, none were found to harbor the metacercariae of *Paragonimus* spp. in any of the areas studied, and 66 (26%) were found to harbor microphalid metacercariae (Table 1). However, the highest metacercarial infection prevalence (83.33%) was observed in the crabs collected from Naogaon, followed by Sirajgonj (57.5%), Rajshahi (40%), Brahmanbaria (16%), Narsingdi (15%), Faridpur (10%), and Sunamgonj (7%). None of the crabs collected from Rangpur, Thakurgoan, Jashore, Meherpur, Magura, Barguna, Sylhet, Kishorgonj, Cox's Bazar and Bandarban were infected (Table 1). The highest intensity of metacercariae was found in crabs from Naogaon (1–63 metacercariae per crab), followed by Narsingdi (4–60 per crab), Sirajgonj (1–33 per crab), Rajshahi (1–12 per crab), Brahmanbaria (2–6 per crab), Faridpur (0–5 per crab), and Sunamgonj (0–5 per crab), respectively.

Table 1. Prevalence and burden of microphallid metacercariae in freshwater crabs collected from 17 districts in Bangladesh

Location	Number of crabs		Prevalence, %	Intensity	Abundance (Mean±SD)	F value
	Examined	Infected				
Sirajgonj	40	23	57.5	1-33	4.78±7.27	*5.70
Naogaon	36	30	83.33	1-63	13.43±14.01	
Rajshahi	10	4	40	1-12	2.0±0.0	
Rangpur	10	0	0	-	-	
Thakurgoan	10	0	0	-	-	
Jashore	10	0	0	-	-	
Faridpur	10	1	10	0-5	0.5±1.58	
Meherpur	10	0	0	-	-	
Magura	10	0	0	-	-	
Barguna	10	0	0	-	-	
Brahmanbaria	25	4	16	2-6	0.6±1.52	
Narsingdi	20	3	15	4-60	3.75±1.29	
Sylhet	15	0	0	-	-	
Sunamgonj	15	1	7	0-5	0.5±1.29	
Kishorgonj	10	0	0	-	-	
Cox'sBazar	10	0	0	-	-	
Bandarban	10	0	0	-	-	
Total	261	66	26			

SD = Standard Deviation. * indicates that statistically 1% level of significance.

The highest prevalence was found in rivers (56%), followed by haor, canal, and ditches (5%) (Table 2). None of the crabs collected from the ponds were found to harbor metacercaria.

Table 2. Prevalence and burden of metacercariae in freshwater crabs according to types of waterbodies

Location	Number of crabs		Prevalence, %	Intensity
	Examined	Infected		
River	121	61	56	1-63
Haor, canal and ditches	100	5	5	1-33
Ponds	40	0	0	-

DISCUSSION

Paragonimus westermani is widely distributed in south and southeast Asian country such as Japan (Miyazaki, 1991), Korea (Miyazaki, 1991), China (Miyazaki, 1991), Vietnam (Doanh et al., 2009), Thailand (Sugiyama et al., 2007), and Sri Lanka (Devi et al., 2010). *P. westermani* are prevalent in the northeast India namely, Nagaland, Arunachol, and Manipur (Narain et al., 2003; Tandon et al., 2007; Devi et al., 2010). Despite of bordering Bangladesh in the east, there was no previous study of *P. westermani* in Bangladesh. In this study, the recovered metacercariae were not morphologically matched with *P. westermani*. In addition, recovered metacercariae morphologically identified to *M. indicus* described by Mukherjee and Ghosh (1967). Although the reasons behind the absence of *P. westermani* are Bangladesh are not clear, the differences in the food habit of most of the people in the country might contribute to the unavailability of the parasites. In the present study, a total of 261 trapped crabs were examined, and identified as *S. spinigera*. The occurrence of *M. indicus* was reported from crabs (*Barytelphusa lugubris*, *Potamiscus manipuriensis*) in northeast India namely, Assam, Meghalaya, Manipur (Athokpam, Tandon, 2013; Goswami et al., 2013), while *M. nicolli* was recovered from Madras, South India (Anantaraman, Subramoniam, 1976). Therefore, the existence of microphallid metacercariae in freshwater crabs in Bangladesh was anticipated. In addition, microphallid metacercariae have also been reported from sand crabs and brackish-water prawns near the south-eastern coast of the Indian subcontinent (Anantaraman, Subramoniam, 1976; Jayasree et al., 2001). A comparison of the morphological features of *M. indicus* (Mukherjee, Ghosh, 1967) described so far from crustacean hosts in India reveals a close similarity to the metacercarial stage recovered in this study. The present study showed that the microphalid metacercaria is distributed in different districts of Bangladesh. Metacercariae of *M. indicus* were also recovered from *Barytelphusa lugubris* and *Potamiscus manipuriensis* in Meghalaya and Assam, and Manipur, respectively (Goswami et al., 2013). In contrast, *Sartoriana spinigera* are abundantly found in the mud soil, and wetlands of Bangladesh, Pakistan, and India (Assam, Meghalaya, Manipur, Arunachal, Bihar, West Bengal). Therefore, they can act as second intermediate hosts of the microphallids in Bangladesh. This study gives an overview on the metacercarial infection of freshwater crabs in Bangladesh. In this study, the overall prevalence of *M. indicus* was 26%, where the intensity from 1 to 63 per crab. The overall

prevalence of microphalid is higher than that reported in Assam (15.70%, Goswami et al., 2013), and Manipur (15%, Athokpam, Tandon, 2013) in India. On the contrary, this prevalence is much lower than the prevalence (91.05%) with extremely high intensity (285/crab) reported from Meghalaya (Goswami et al., 2013) in India. In addition, the intensity of metacercariae of our study is lower than the findings of previous study (Goswami et al., 2013). The variation in the prevalence might be due to the variations in sampling size, different geographic locations, species of intermediate host, and availability of final host.

In this study, the northern parts of Bangladesh showed the highest metacercarial infection, which might be due to availability of intermediate crab hosts and final hosts. These northern regions of Bangladesh are predominantly river based, with year round water availability. So, the crabs and snails inhabit these areas all the year round. AEZ-3, AEZ-4 and AEZ-5 containing northern parts of Bangladesh, namely Naogaon, Rajshahi, Natore, Pabna, and Sirajgonj, conveys common rivers and beels (Chalanbeel), a large water body. Moreover, a large population of wild ducks inhabit these areas, which might transmit eggs to the intermediate hosts via feces.

The present study showed the highest prevalence of microphalid metacercariae in the crabs trapped in rivers (56%) followed by haor, canals, and ditches (5%), and ponds (0%). The intermediate snail host, crayfishes, and crabs can share the habitats in both in Bangladesh and India due to some common rivers. Due to the availability of food and water all over the year, crabs get a good environment in the river where they can complete their life cycle easily. Then, the intermediate hosts, crabs, are predated by the final host like shore birds, herring gulls, jackals, wild ducks, turtles etc. Moreover, water fowl migrate in Bangladesh during winter season which can play an important role in dispersing parasites. Due to the lack of final host at pond and no connection with infected source, there are probably no infections in the ponds.

CONCLUSION

This study investigates the prevalence of *M. indicus* metacercariae in freshwater crabs from different locations in Bangladesh for the first time. However, this study could not detect any metacercariae of *P. westermani* in any of the water bodies examined in Bangladesh. Nevertheless, molecular study of the freshwater crab-borne metacercariae in Bangladesh may provide a more comprehensive information.

ACKNOWLEDGEMENTS

The authors are grateful to University Grants Commission (UGC) of Bangladesh, and Ministry of Science and Technology (MOST), Bangladesh for financial support.

FUNDING

This research was funded by University Grants Commission (UGC) of Bangladesh, and Ministry of Science and Technology (MOST), Bangladesh.

ETHICS APPROVAL AND CONSENT TO PARTICIPATE

All the protocols were performed in studies involving animals were in accordance with the ethical standards of the institution or practice.

CONFLICTS OF INTEREST

The authors have declared that they have no conflicts of interest to this research work

REFERENCES

- Ahmed M.K. 1991. A potential aqua-resource of Bangladesh. Bay of Bengal Program/REP/51, 95–103 p.
- Anantaraman S., Subramoniam T. 1976. On a microphallid metacercaria occurring in the ovaries of the sand crabs *Emerita asiatica* and *Albunea symnista* on the Madras coast. Proceedings of the Indian national science academy B 84(5): 192–199.
- Athokpam V.D., Tandon V. 2013. A survey of metacercarial infections in commonly edible fish and crab hosts prevailing in Manipur, Northeast India. Journal of Parasitic Diseases 39: 429–440.
- Bray R.A., Gibson D.I., Jones A. 2008. Keys to the Trematoda. V. 3 (pp. xv+805). Wallingford: CABI publishing.
- Deblock S. 2008. Family Microphallidae Ward, 1901. In Keys to the Trematoda. Wallingford UK: CABI. V. 3: 451–492.
- Devi K.R., Rekha Narain K., Agatsuma T., Blair D., Nagataki M., Wickramashinghe S. 2010. Morphological and molecular characterization of *Paragonimus westermani* in northeastern India. Acta Tropica 116: 31–38.
- Doanh P.N., Shinohara A., Horii Y., Habe S., Nawa Y. 2009. Discovery of *Paragonimus westermani* in Viet Nam and its molecular phylogenetic status in *P. westermani* complex. Parasitology Research 104: 1149–1155.
- Goswami L.M., Prasad P.K., Biswal D.K., Chatterjee A., Tandon V. 2013. Crustacean-borne infections with microphallid metacercariae (Digenea: Microphallidae) from focal areas in Meghalaya, north-east India. Journal of Helminthology 87(2): 222–229.
- Heard R.W., Overstreet R.M. 1983. Taxonomy and life histories of two North American species of “Carneophallus” (=Microphallus) (Digenea: Microphallidae). Proceedings of the Helminthological Society Washington 50: 170–174.
- Janardanan K.P., Ramanandan S.K., Usha N.V. 1987. On the progenetic metacercaria of *Pleurogenoides ovatus* Rao, 1977 Trematoda Pleurogenitinae from the freshwater crab, *Paratelphusa hydrodromous* Herbst, with observations on its in vitro excystment. Zoologischer Anzeiger 219(5–6): 313–320.
- Jayasree L., Janakiram P., Madhavi R. 2001. Epibionts and parasites of *Macrobrachium rosenbergii* and *Metapenaeus dobsoni* from Gosthani estuary. Journal of Natural History 35(2): 157–167.
- Keiser J., Utzinger J. 2005. Emerging foodborne trematodiasis. Emerging Infectious Diseases 11: 1507–1514.
- Keiser J., Utzinger J. 2009. Foodborne trematodiasis. Journal of Clinical Microbiology 22: 466–483.
- Martorelli S.R., Fredensborg B.L., Mouritsen K.N., Poulin R. 2004. Description and proposed life cycle of *Maritrema novaesealandensis* n. sp. (Microphallidae) parasitic in red-billed gulls, *Larus novaehollandiae scopulinus*, from Otago Harbour, South Island, New Zealand. Journal of Parasitology 90: 272–277.
- Miyazaki I. 1974. Symposium on Epidemiology of Parasitic Diseases. International Medical Foundation of Japan. Lung flukes in the world: Morphology and life history 101–135 p.
- Miyazaki I. 1991. An Illustrated Book of Helminthic Zoonoses. International Medical Foundation of Japan, Tokyo.
- Mukherjee R.P., Ghosh R.K. 1967. On two new trematodes of the genus *Microphallus* Ward 1901). Zoologischer Anzeiger 178 (5/6): 342–347.
- Narain K., Devi K.R., Mahanta J. 2003. Paragonimus and paragonimiasis—a new focus in Arunachal Pradesh, India. Current Science 84(8): 985–987.
- Pung O.J., Khan R.N., Vives S.P., Walker C.B. 2002. Prevalence, geographic distribution and fitness effects of *Microphallus turgidus* (Trematoda: Microphallidae) in grass shrimp (*Palaemonetes* spp.) from coastal Georgia. Journal of Parasitology 88(1): 89–92.

- Singh T.S., Singh K.I. 1997. Three Types of *Paragonimus* Metacercariae Isolated from *Potamiscus Manipurensis*, in Manipur. Indian Journal of Medical Microbiology 15: 159–162.
- Singh T.S., Sugiyama H., Umehara A., Hiese S., Khalo K. 2009. *Paragonimus heterotremus* infection in Nagaland: a new focus of paragonimiasis in India. Indian Journal of Medical Microbiology 27(2): 123.
- Sripa B., Kaewkes S., Intapan P.M., Maleewong W., Brindley P.J. 2010. Food-borne trematodiasis in Southeast Asia: epidemiology, pathology, clinical manifestation and control. Advances in parasitology 72: 305–350.
- Sugiyama H., Morishima Y., Binchai S., Rangsiruji A., Ketudat P. 2007. A new form of *Paragonimus westermani* discovered in Thailand: morphological characteristics and host susceptibility. Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health 38 (Suppl. 1): 87–91.
- Tandon V., Prasad P.K., Chatterjee A., Bhutia P.T. 2007. Surface fine topography and PCR-based determination of metacercaria of *Paragonimus* sp. from edible crabs in Arunachal Pradesh, Northeast India. Parasitology research 102: 21–28.
- Toledo R., Bernal M.D., Marcilla A. 2011. Proteomics of foodborne trematodes. Journal of Proteomics 74 (9): 1485–1503.
- Wood-Mason J. 1871. Contribution to Indian Carcinology on Indian and Malayan Telphusidae. Journal of the Asiatic Society of Bengal 40(2): 189–207.0
- Yamaguti S. 1971. Synopsis of digenetic trematodes of vertebrates. V. I and II. Synopsis of digenetic trematodes of vertebrates. V. I and II.

ПЕРВОЕ СООБЩЕНИЕ ОБ ОБНАРУЖЕНИИ *MICROPHALLUS INDICUS* В ПРЭСНОВОДНОМ КРАБЕ *SARTORIANA SPINIGERA* В БАНГЛАДЕШ

Аль Васеф, Ануп Кумар Адхикари, С. М. Абдуллах, Удай Кумар Моханта

Ключевые слова: пресноводные крабы, *Sartoriana spinigera*, *Microphallus indicus*, метацеркарии, распространенность, Бангладеш

РЕЗЮМЕ

Sartoriana spinigera – это промысловый пресноводный краб, который играет существенную роль в качестве промежуточного хозяина *Microphallus indicus* и *Paragonimus westermani*. Легочная трематода *P. westermani* ранее отмечена в северо-восточной Индии, граничащей с Бангладеш, и в других районах Индии. Мы исследовали 261 экз. пресноводных крабов из разных районов Бангладеш. Обнаружены только метацеркарии *M. indicus*, общая зараженность которыми составили 26% при интенсивности 1–63 личинок в одном крабе. Это первое обнаружение *M. indicus* в Бангладеш. Наибольшее количество зараженных крабов найдено в округе Naogaon (83.33%), меньше их было в Sirajgonj (57.5%), Rajshahi (40%), Brahmanbaria (16%), Narsingdi (15%), Faridpur (10%) и Sunamgonj (7%). Ни один из крабов, собранных в Rangpur, Thakurgoan, Jashore, Meherpur, Magura, Barguna, Sylhet, Kishorgonj, Cox'sBazar и Bandarban, не был заражен трематодами. Наиболее зараженными метацеркариями *M. indicus* оказались крабы из рек (56%), значительно меньше зараженность особей в водно-болотных системах (хаорах), каналах и канавах (5%).

УДК 576.8, 597.5

АННОТИРОВАННЫЙ СПИСОК ГЕЛЬМИНТОВ РЫБ РЕКИ ЛЮТОГА (ЮЖНЫЙ САХАЛИН)

© 2024 г. Е. В. Фролов ^а, С. А. Виноградов ^а,
Н. К. Заварзина ^а, С. В. Новокрещенных ^а, *

^а Сахалинский филиал Всероссийского научно-исследовательского института
рыбного хозяйства и океанографии (СахНИРО),

ул. Комсомольская, 196, г. Южно-Сахалинск, 693023 Россия

* e-mail: novokreshennihsv@sakhniro.vniro.ru

Поступила в редакцию 17.04.2024 г.

После доработки 08.07.2024 г.

Принята к публикации 18.07.2024 г.

Представлены результаты ихтиопаразитологических исследований рыб, выловленных в р. Лютога (южный Сахалин). Используются стандартные паразитологические методы работы (Быховская-Павловская, 1985). Вскрыто 12 видов рыб, шесть из них исследовано впервые: *Carassius gibelio*, *Hypomesus nipponensis*, *Salvelinus curilus*, *Gasterosteus* sp., *Eleginus gracilis*, *Megalocottus taeniopterus*. По результатам оригинальных исследований и литературных данных выявлено 42 вида и неопределенных до вида форм гельминтов, в том числе моногеней 6, цестод 9, трематод 14, скребней 3, нематод 10. У рыб реки Лютога 10 видов пресноводных гельминтов зарегистрированы впервые, новые хозяева в бассейне реки отмечены для 15 видов гельминтов.

Ключевые слова: остров Сахалин, река Лютога, гельминты, пресноводные рыбы, прибрежные рыбы

DOI: 10.31857/S0031184724040057, **EDN:** BNFNGF

Река Лютога – крупнейший водоток юга о. Сахалин. В ней сосредоточены основные нерестовые площади тихоокеанских лососей и других промысловых рыб зал. Анива. На реке развито любительское рыболовство, что делает особенно актуальным изучение паразитофауны ее рыбного населения.

Исследования водной биоты реки Лютога были выполнены в соответствии с календарным планом работ Сахалинского НИИ рыбного хозяйства и океанографии

(в настоящее время Сахалинский филиал ФГБНУ «ВНИРО») в 2011 г. В результате комплексных работ описаны ихтиофауна, макрозообентос, микробиоценозы, фито- и зоопланктон (Никитин и др., 2013; Лабай, 2014; Живоглядова и др., 2016, 2017). При изучении ихтиофауны реки собран паразитологический материал, часть которого была представлена ранее в работах С.Г. Соколова с соавторами (Соколов и др., 2012, 2014; Соколов, Фролова, 2015). Авторами отмечены: *Proteocephalus longicollis* (Zeder, 1800) Benedict, 1900; *Cyathocephalus truncatus* (Pallas, 1781) Kessler, 1868; *Crepidostomum metoecus* (Braun, 1900) Braun, 1900, *Crepidostomum farionis* (Müller, 1780) Lühe, 1909; *Cystidicola farionis* Fischer, 1798; *Pseudocapillaria salvelini* (Polyansky, 1952); *Rhabdochona zacconis* Yamaguti, 1935; *Rhabdochona oncorhynchi* (Fujita, 1921) Fujita, 1927; *Salmonema ephemericidarum* (von Linstow, 1872) Moravec, Santos & Brasil-Sato, 2008.

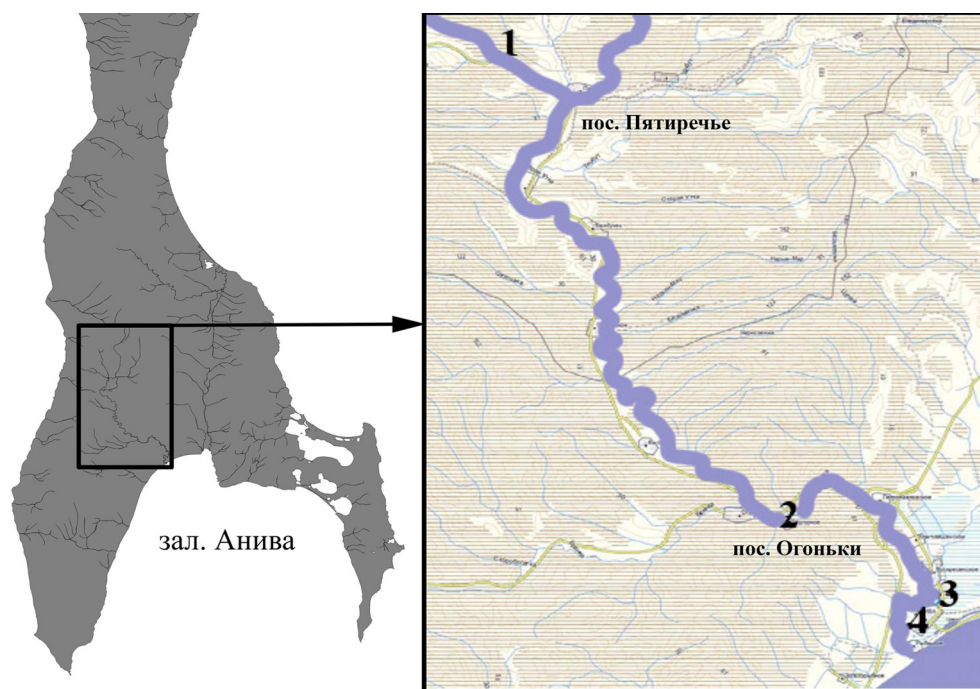


Рисунок 1. Карта-схема участков сбора паразитологического материала: ритраль-эпиритраль (станция № 1), мезоритраль (станция № 2), эстуарная зона (станция № 3), пойменное озеро (станция № 4).

Figure 1. The schematic map of the sites for collecting parasitological material: ritral-epiritral (№ 1), mesotrital (№ 2), estuarine zone (№ 3), floodplain lake (№ 4).

Целью настоящей работы является формирование фаунистического списка гельминтов рыб реки Лугога по оригинальным (исследования в 2011 г.) и опубликованным данным.

Материал для паразитологических исследований был собран в результате ихтиологической съемки на р. Лютога в 2011 г. (Никитин и др., 2013). Для вылова рыб использовали четыре участка (рис. 1): ритраль-эпиритраль (станция № 1), мезоритраль (станция № 2), эстуарная зона (станция № 3) и пойменное озеро (станция № 4). Эколого-географические названия участков реки приведены в соответствии с представлениями В.В. Богатова и А.С. Федоровского (Богатов, Федоровский, 2017).

Таблица 1. Количество и биологические показатели вскрытых рыб р. Лютога в 2011 г.
Table 1. The number and biological indicators of the opened fish of the Lyutoga River in 2011

Вид рыбы	Дата вылова	Номер станции	Колич., экз.	Масса тела, г	Длина (AD), см
Сахалинская краснопёрка-угай <i>Pseudaspius sachalinensis</i> (Nikolskii, 1889)	27.04	3	10	254 ± 47.5	25 ± 1.1
	18.05	3	9	109.3 ± 7.0	19.7 ± 0.3
	21.06	3	10	253.3 ± 37.6	24.3 ± 1.0
	10.11	4	10	107.3 ± 8.8	18.7 ± 0.6
Крупночешуйная краснопёрка-угай <i>Pseudaspius hakonensis</i> (Günther, 1877)	24.08	3	20	278.12 ± 22	24.6 ± 0.7
	10.11	3	15	243 ± 15.3	24.5 ± 0.4
Серебряный карась <i>Carassius gibelio</i> (Bloch, 1782)	24.08	4	5	нет данных	нет данных
Морская малоротая корюшка <i>Hypomesus japonicus</i> (Brevoort, 1856)	10.11	3	3	нет данных	нет данных
Японская малоротая корюшка <i>Hypomesus nipponensis</i> McAllister, 1963	21.06	3	10	12.56 ± 0.65	12.56 ± 0.17
Японский усатый голец <i>Barbatula oreas</i> (Jordan & Fowler, 1903)	18.07	2	15	9.07 ± 1.2	8.5 ± 0.4
Сима <i>Oncorhynchus masou</i> (Brevoort, 1856)	07.10	1	15	6.05 ± 0.6	7.62 ± 0.25
Кунджа <i>Salvelinus leucomaenis</i> (Pallas, 1814)	18.05	3	2	нет данных	нет данных
Южная мальма <i>Salvelinus curilus</i> (Pallas, 1814)	24.08	1	7	нет данных	нет данных
Трехиглая колюшка <i>Gasterosteus</i> sp.	24.08	4	9	нет данных	нет данных
Дальневосточная навага <i>Eleginus gracilis</i> (Tilesius, 1810)	10.11	3	5	247.6 ± 15.8	30.84 ± 0.8
Южная дальневосточная широколобка <i>Megalocottus taeniopterus</i> (Kner, 1868)	10.11	3	10	131 ± 10.1	22.1 ± 0.7

Обловы рыб выполняли ставными сетями длиной 30 м с различным шагом ячеи (25×25, 30×30, 40×40, 50×50, 55×55 мм) и с высотой стенки полотна 2–3 м. В нижнем течении реки использовали закидной невод длиной 40 м, высотой стенки 3.5 м и ячеей 10×10 мм, с мелкочечной (6×6 мм) вставкой в мотне. В небольших притоках в летний период была использована мальковая волокуша длиной 10 м (ячея 3–5 мм) и сачок (ячея 3×3 мм).

Для установления систематического положения рыб использовали определители и атласы (Гриценко, 2002; Леман, Есин, 2008; Линдберг, Легеза, 1965; Линдберг, Кра-сюкова, 1987; Amaoka et al., 1995). В ходе паразитологического анализа вскрыто 155 экз. 12 видов рыб, из них биологическому анализу подвергнуто 7 видов (табл. 1). Использованы стандартные методы сбора и обработки паразитологического материала (Быховская-Павловская, 1985).

В качестве характеристик зараженности использованы: экстенсивность инвазии – количество зараженных рыб (%), индекс обилия – среднее количество паразитов в одной рыбе, а также интенсивность инвазии (минимальное и максимальное количество паразитов в одной рыбе). В случае нерепрезентативных выборок вскрытых рыб, количество паразитов приведено в скобках (экз.). В приводимых литературных данных авторская форма представления зараженности сохранена и выражена следующим образом: перед косой чертой – количество зараженных рыб, после черты – количество обследованных, после запятой – интенсивность инвазии.

Видовые названия рыб указаны в соответствии с таксономическими ревизиями по электронной базе данных Eschmeyer's catalog of fishes <https://www.calacademy.org/scientists/projects/catalog-of-fishes> (дата обращения 07.04.2024). Названия гельминтов приведены в соответствии с представлениями WORMS <https://www.marinespecies.org>.

В результате проведенных исследований у рыб р. Лютога зарегистрировано 42 вида и неопределенных до вида форм гельминтов (в том числе 35 по результатам оригинальных исследований и 7 по литературным данным). Далее в систематическом порядке приведен перечень видов гельминтов с указанием хозяев, места вылова, зараженности и локализации.

Класс Monogenea

Dactylogyrus pseudaspiei Gussev, 1953

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Pseudaspius sachalinensis* (станция № 3, 18.05.11), 15%, 0.35 ± 0.2, 1–4 экз.

Локализация: жаберные лепестки.

Примечание: *D. pseudaspiei* у красноперки *P. sachalinensis* в реке Лютога регистрируется впервые. Описание вида соответствует типовому (Гусев, 1985).

***Dactylogyrus formosus* Kulwies, 1927**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Carassius gibelio* (станция № 4), 3 экз.

Локализация: жаберные лепестки.

Примечание: *D. formosus* у карася *C. gibelio* р. Лютога регистрируется впервые.

Описание вида соответствует типовому (Гусев, 1985).

***Dactylogyrus vastator* Nybelin, 1924**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Carassius gibelio* (станция № 4, 24.08.11), 1 экз.

Локализация: жаберные лепестки.

Примечание: *D. vastator* у карася *C. gibelio* в бассейне р. Лютога регистрируется впервые. Описание вида соответствует типовому (Гусев, 1985).

***Gyrodactylus sedelnikowi* Gvosdev, 1950**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Barbatula oreas* (станция № 2, 18.07.11), 40%, 1.1 ± 0.5 , 1–7 экз.

Локализация: жаберные лепестки.

Примечание: *G. sedelnikowi* гольца *B. oreas* р. Лютога регистрируется впервые.

Описание вида соответствует типовому (Гусев, 1985).

***Gyrodactylus* sp.**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Gasterosteus* sp. (станция № 4, 24.08.11), 5 экз.

Локализация: плавники.

Примечание: идентификация невозможна, в связи с повреждением материала при сборе.

***Paradiplozoon* sp.**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Pseudaspius hakonensis* (станция № 3, 24.08.11), 25%, 1.5–0.7, 2–11 экз.

Локализация: жаберные лепестки.

Примечание: о находке *Paradiplozoon* sp. запланировано отдельное сообщение.

Класс Cestoda

***Khawia parva* (Zmееv, 1936) Kulakovskaya, 1961**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Pseudaspius hakonensis* (станция № 3, 27.04.11, 18.05.11), 1 экз., 1 экз., (станция № 4, 10.11.11), 1 экз.

Локализация: кишечник.

***Pyramicocephalus phocarum* (Fabricius, 1780) Monticelli, 1890 pl.**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Eleginus gracilis* (станция № 3, 10.11.11), 1 экз.

Локализация: полость тела.

***Schistocephalus pungitii* Dubinina, 1959**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Gasterosteus* sp. (станция № 4, 24.08.11), 1 экз.

Локализация: полость тела.

Примечание: *Schistocephalus pungitii* у колюшки *Gasterosteus* sp. р. Лютога регистрируется впервые. Описание вида соответствует типовому (Дубинина, 1987).

***Ligula interrupta* Rudolphi, 1810**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Carassius gibelio* (станция № 4, 28.04.11), 1 экз.

Локализация: полость тела.

Примечание: описание вида соответствует описанию *Digramma interrupta* у М.Н. Дубининой (1987), в соответствии с представлениями WORMS <https://www.marinespecies.org>. вид является синонимом *Ligula interrupta* (Ji et al., 2023).

***Pelichnibothrium* sp. pl.**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Pseudaspius hakonensis* (станция № 3, 28.04.11), 1 экз.

Локализация: пищевод.

Примечание: широко распространенный морской паразит, встречается в значительном количестве в кишечнике и пилорических придатках лососевых рыб, кеты, горбуши и др. (Вялова, 2003). Обнаружение данного паразита в пищеводе (!) у крупноресничной красноперки указывает на случайный характер заражения. Вслед за Е.А. Богдановой (1963) и С.Г. Соколовым (2005) мы объясняем это заглатыванием красноперкой гельминтов, освобожденных из кишечника идущих на нерест лососевых, либо поеданием внутренностей погибших рыб. Локализация паразита и дата обследования особи красноперки косвенно подтверждают это предположение.

***Proteocephalus longicollis* (Zeder, 1800) Benedict, 1900**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Salvelinus leucomaenis* (станция № 3, 18.05.11), 1 экз.

Локализация: кишечник.

Примечание: ранее (Соколов и др., 2014) цестода *Proteocephalus longicollis* регистрировалась у *S. leucomaenis* р. Лютога, близ пос. Высокое, в июле 2001 г.

***Proteocephalus* sp.**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Barbatula oreas* (станция № 2, 18.07.11), 1 экз.

Локализация: кишечник.

Примечание: описание паразита соответствует описанию цестоды, обнаруженной в июле 2001 г. у *B. oreas* р. Лютога у пос. Высокое (Соколов и др., 2014).

Cyathocephalus truncatus (Pallas, 1781) Kessler, 1868

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Cottus amblystomopsis* (р. Лютога у пос. Высокое, июль 2001 г.) 1/2, 1 экз., *Salvelinus leucomaenis* (р. Лютога у п. Высокое, июль 2001 г.), 1/3, 2 экз.

Локализация: кишечник.

Примечание: сведения о находке опубликованы С.Г. Соколовым с соавторами (Соколов и др., 2012).

Nybelinia surmenicola Okada in Dollfus, 1929 pl.

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Pseudaspius sachalinensis* (станция № 3, 21.06.11), 1 экз.

Локализация: кишечник.

Класс Trematoda

***Diplostomum* sp. mtc.**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Barbatula oreas* (станция № 2, 18.07.11), 3 экз.

Локализация: хрусталик.

Примечание: идентификация невозможна в связи с повреждением при сборе материала.

***Diplostomidae* gen. sp. mtc.**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Carassius gibelio* (станция № 4, 24.08.11), 40%, 2.4 ± 1.5 , 5–7 экз.

Локализация: мускулатура.

Примечание: зарегистрированные метацеркарии имеют сходство с *Ciureatrema perlatum* (Ciurea, 1911) Heneberg & Sitko in Heneberg, Sitko & Těšínský, 2019. Для видовой идентификации требуются повторные сборы и молекулярно-генетические исследования.

Crepidostomum metoecus (Braun, 1900) Braun, 1900

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Barbatula oreas* (р. Тиобут у п. Чапланово, бассейн р. Лютоги, июль 2001 г.) 2/7, 1 – 1экз.

Локализация: кишечник.

Примечание: сведения о находке опубликованы С.Г. Соколовым с соавторами (Соколов и др., 2012) под названием *Crepidostomum nemachilus*.

Crepidostomum farionis (Müller, 1780) Lühe, 1909

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Salvelinus leucomaenis* (р. Тиобут у п. Чапланово, бассейн р. Лютоги, июль 2001 г.) 1/4, 2 экз.

Локализация: желчный пузырь (ювенильные особи).

Примечание: сведения о находке опубликованы С. Г. Соколовым с соавторами (Соколов и др., 2012).

Pronoprymna petrowi (Layman, 1930) Bray & Gibson, 1980

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Hypomesus nipponensis* (станция № 3, 21.06.11), 3 экз.

Локализация: кишечник.

Lepidapedon gadi (Yamaguti, 1934) Asena, 1947

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Eleginus gracilis* (станция № 3, 10.11.11), 1 экз., *Megalocottus taeniopterus* (станция № 3, 10.11.11), 1 экз.

Локализация: кишечник.

Liliatrema sobolevi Gubanov, 1953 **mtc.**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Megalocottus taeniopterus* (станция № 3, 10.11.11), 11.8%, 0.3 ± 0.2 , 1–4 экз.

Локализация: мускулатура.

***Heterophyidae* gen. sp. mtc.**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Hypomesus nipponensis* (станция № 3, 21.06.11), 86.6%, 8.6 ± 2.0 , 2–26 экз.

Локализация: чешуйные кармашки.

Podocotyle reflexa (Creplin, 1825) Odhner, 1905

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Eleginus gracilis* (станция № 3, 10.11.11), 100%, 30.8 ± 12.0 , 2–69 экз.

Локализация: кишечник.

Примечание: трематоды соответствует известному в литературе описанию (Blend, et al., 2019; Sokolov et al., 2023).

***Podocotyle* sp.**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Megalocottus taeniopterus* (станция № 3, 10.11.11), 40%, 1.3 ± 0.5 , 2–4 экз.

Локализация: кишечник.

Примечание: описание вида соответствует описанию *Podocotyle* sp. 1, выполненному С.Г. Соколовым с соавторами (Sokolov et al., 2023).

Zoogonoides viviparus (Olsson, 1868) Odhner, 1902

Хозяин (место обнаружения) зараженность: *Pseudaspius sachalinensis* (станция № 3, 27.04.11), 40%, 2.5 ± 1.4 , 1–12 экз., (станция № 3, 18.05.11), 33%, 0.44 ± 0.2 , 1–2 экз., (станция № 3, 21.06.11), 20%, 0.4 ± 0.3 , 1–3 экз., *Pseudaspius hakonensis* (станция № 3, 24.08.11), 30%, 13.9 ± 5.9 , 10–89 экз., (станция № 3, 10.11.11), 53%, 5.4 ± 2.3 , 1–25 экз.

Локализация: кишечник.

Derogenes varicus (Muller, 1784) Looss, 1901

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Megalocottus taeniopterus* (станция № 3, 10.11.11), 60%, 1.9 ± 0.7 , 1–7 экз.

Локализация: желудок.

Brachyphallus crenatus (Rudolphi, 1802) Odhner, 1905

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Hypomesus nipponensis* (станция № 3, 10.11.11), 60%, 0.9 ± 0.3 , 1–2 экз.

Локализация: желудок.

Tubulovesicula lindbergi (Layman, 1930) Yamaguti, 1934

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Salvelinus leucomaenis* (станция № 3, 18.05.11), 17 экз.

Локализация: кишечник.

Класс Palaeacanthocephala

Echinorhynchus gadi Zoega in Müller, 1776

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Megalocottus taeniopterus* (станция № 3, 10.11.11), 1 экз.; *Eleginus gracilis* (станция № 3, 10.11.11) 1 экз.

Локализация: кишечник.

Pseudorhadionorhynchus leuciscus (Krotov & Petrochenko, 1956) Golvan, 1969

Хозяин: *Pseudaspius sachalinensis* (станция № 3, 27.04.11), 50%, 1 ± 0.4 , 1–4 экз., (станция № 4, 10.11.11), 2 экз., *Pseudaspius hakonensis* (станция № 3, 24.08.11, 10.11.11), 75%, 2.25 ± 0.8 , 1–16 экз., 80%, 2.2 ± 0.5 , 1–7 экз.

Локализация: кишечник.

Corynosoma strumosum (Rudolphi, 1802) Luhe, 1904 **juv.**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Megalocottus taeniopterus* (станция № 3, 10.11.11) 17.6%, 0.2 ± 0.1 , 1–2 экз., *Eleginus gracilis* (станция № 3, 10.11.11), 3 экз., *Pseudaspius sachalinensis* (станция № 3, 27.04.11), 3 экз.

Локализация: полость тела.

Класс Nematoda

***Anisakis* sp. 1.**

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Pseudaspius sachalinensis* (станция № 3, 27.04.11, 21.06.11) 60%, 4.2 ± 2.3 , 1–45 экз., 23%, 0.4 ± 0.2 , 1–3 экз., *Pseudaspius hakonensis* (станция № 3, 24.08.11, 10.11.11), 21%, 0.6 ± 0.3 , 1–14 экз., 29.3%, 0.6 ± 0.2 , 1–5 экз., *Eleginus gracilis*, (станция № 3, 10.11.11), 1 экз., *Megalocottus taeniopterus* (станция № 3, 10.11.11), 14.7%, 0.2 ± 0.1 , 1–2 экз.

Локализация: скелетная мускулатура, полость тела.

Contracaecum osculatum (Rudolphi, 1802) Baylis, 1920 l.

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Hypomesus nipponensis* (станция № 3, 10.11.11), 20% 0.2 ± 0.1, 1 экз.

Локализация: полость тела.

Phocanema decipiens (Krabbe, 1878) Myers, 1959 l.

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Hypomesus nipponensis* (станция № 3, 10.11.11), 1 экз., *Eleginus gracilis* (станция № 3, 10.11.11), 1 экз., *Megalocottus taeniopterus*. (станция № 3, 10.11.11) 8.8%, 0.15 ± 0.1, 1–2 экз.

Локализация: скелетная мускулатура, полость тела.

Cystidicola farionis Fischer, 1798

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Hypomesus nipponensis* (станция № 3, 21.06.11), 7/15, 2–7 экз.

Локализация: плавательный пузырь.

Примечание: сведения о находке опубликованы в 2015 г. (Соколов, Фролова, 2015).

Pseudocapillaria (Ichthyocapillaria) salvelini (Polyanski, 1952) Moravec, 1982

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Oncorhynchus masou* (станция № 1, 07.10.11), 2/15, 4–3 экз.

Локализация: кишечник и пилорические придатки.

Примечание: сведения о находке опубликованы в работе Соколова с соавторами (Соколов и др., 2014) под названием *Pseudocapillaria salvelini*.

Salvelinema salmonicola (Ishii, 1916) Margolis, 1966

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Salvelinus curilus* (станция № 1, 24.08.11), 5 экз.

Локализация: плавательный пузырь.

Rhabdochona zacconis Yamaguti, 1935

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Pseudaspius sachalinensis* (станция № 3, 27.04.11, 18.05.11, 21.06.11) 90%, 3.3 ± 0.8, 1–12 экз., 100%, 6 ± 0.4, 1–22 экз., 60%, 2.6 ± 0.7, 1–8 экз., (станция № 4, 10.11.11), 20%, 0.2 ± 0.1, 1 экз., *Pseudaspius hakonensis* (станция № 3, 24.08.11, 10.11.11) 65%, 1.65 ± 0.3, 1–8 экз., 67%, 1.6 ± 0.3, 1–9 экз.

Локализация: желудок, кишечник.

Примечание: сведения о находке нематод *Rhabdochona zacconis* у краснопёрки *Pseudaspius sachalinensis* в р. Лютога опубликованы в работе С.Г. Соколова с соавторами (Соколов и др., 2014).

Rhabdochona oncorhynchi (Fujita, 1921) Fujita, 1927

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Oncorhynchus masou* (станция № 1, 07.10.11), 1/15, 3 экз.

Локализация: кишечник.

Примечание: сведения о находке опубликованы в работе С.Г. Соколова с соавторами (Соколов и др., 2014).

Salmonema ephemeridarum (von Linstow, 1872) Moravec, Santos & Brasil-Sato, 2008

Хозяин (место обнаружения), зараженность: *Oncorhynchus masou* (р. Лютога, близ пос. Высокое, июль 2001), 4/6, 1–15 экз., (станция № 1, 07.10.11), 3/15, 1 экз.

Локализация: пищевод, желудок, пилорические придатки, кишечник.

Примечание: сведения о находке опубликованы в работах С.Г. Соколова с соавторами (Соколов и др., 2012, 2014) под названием *Sterliadochona ephemeridarum*.

Cucullanus truttae Fabricicus, 1794

Хозяин, место обнаружения, зараженность: *Salvelinus curilus* (станция № 1, 24.08.11), 25.6%, 1.7 ± 1.1 , 5–7 экз.

Локализация: кишечник.

Примечание: ранее (Соколов и др., 2012) нематода *C. truttae* регистрировалась у *Salvelinus leucomaenis* р. Лютога, близ пос. Высокое, в июле 2001 г.

По оригинальным и литературным данным отмечено 42 вида и неопределенных до вида форм гельминтов, в том числе моногеней 6, цестод 9, трематод 14, скребней 3, нематод 10.

У рыб реки Лютога 10 видов пресноводных гельминтов зарегистрированы впервые.

Гельминты морского и эстуарного происхождения (17 видов), хотя и отмечены впервые у ряда рыб реки Лютога, являются широко распространенными в ихтиофауне морских прибрежных акваторий о-ва Сахалин.

Новые хозяева в бассейне р. Лютога отмечены для 15 видов гельминтов.

БЛАГОДАРНОСТИ

Авторы выражают благодарность В.Д. Никитину (Сахалинский филиал Всероссийского научно-исследовательского института рыбного хозяйства и океанографии (СахНИРО)) за организацию и проведение ихтиологических работ.

ФИНАНСИРОВАНИЕ РАБОТЫ

Исследование выполнено в рамках государственного задания Федерального государственного бюджетного научного учреждения «Всероссийский научно-исследовательский институт рыбного хозяйства и океанографии» №076-00005-19-00. Никаких дополнительных грантов на проведение или руководство данным конкретным исследованием получено не было.

СОБЛЮДЕНИЕ ЭТИЧЕСКИХ СТАНДАРТОВ

В данной работе отсутствуют исследования человека или животных. Вылов рыб осуществлен на основании разрешений, выданных Федеральным агентством по рыболовству №№ 652019031088, 652019030952.

КОНФЛИКТ ИНТЕРЕСОВ

Авторы данной работы заявляют, что у них нет конфликта интересов.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

- Богатов В.В., Федоровский А.С. 2017. Основы речной гидрологии и гидробиологии. Владивосток, Дальнаука, 382 с. [Bogatov V.V., Fedorovsky A.S. 2017. Fundamentals of river hydrology and hydrobiology. Vladivostok, Dalnauka, 382 pp. (in Russian)].
- Богданова Е.А. 1963. Паразитофауна лососей рек Южного Сахалина. Изв. ГОСНИОРХ 54, 15–47. [Bogdanova E.A. 1963. Parasitic fauna of salmon from the rivers of Southern Sakhalin. Izv. GOSNIORKH 54, 15–47. (in Russian)].
- Быховская-Павловская И.Е. 1985. Паразиты рыб. Руководство по изучению. М., Наука, 121 с. [Bykhovskaya-Pavlovskaya I.E. 1985. Parasites of fish. Study guide. M., Nauka, 121 pp. (in Russian)].
- Вялова Г.П. 2003. Паразитозы кеты (*O. keta*) и горбуши (*O. gorbuscha*) Сахалина. Ю-Сахалинск, СахНИРО, 192 с. [Vyalova G.P. 2003. Parasitoses of the chum salmon (*O. keta*) and the pink salmon (*O. gorbuscha*) Sakhalin. Yu-Sakhalinsk, SakhNIRO, 192 pp. (in Russian)].
- Гриценко О.Ф. 2002. Проходные рыбы острова Сахалин (систематика, экология, промысел). М., ВНИРО, 247 с. [Gritsenko O.F. 2002. Passing fish of Sakhalin Island (systematics, ecology, fishery). M., VNIRO, 247 pp. (in Russian)].
- Гусев А.В. 1985. Монogenea. Определитель паразитов пресноводных рыб фауны СССР. Л., Наука, Т. 2. 17–347. [Gusev A.V. 1985. Monogenea. Determinant of parasites of freshwater fish fauna of the USSR. L., Nauka, v. 2. 17–347. (in Russian)].
- Дубинина М.Н. 1987. Cestoda. Определитель паразитов пресноводных рыб фауны СССР. Л., Наука, Т. 3. 11–70. [Dubinina M.N. 1987. Cestoda. Determinant of parasites of freshwater fish fauna of the USSR. L., Nauka, v. 3. 11–70. (in Russian)].
- Живоглядова Л.А., Лабай В.С., Даирова Д.С. 2017. Сообщества подёнок, веснянок и ручейников малых рек Южного Сахалина на примере притоков р. Лютога. Труды ВНИРО 166: 125–138. [Zhivoglyadova L.A., Labai V.S., Dairova D.S. 2017. Communities of mayflies, springflies and brooks of small rivers of Southern Sakhalin on the example of tributaries of the Lyutoga River. Proceedings of VNIRO 166: 125–138. (in Russian)].
- Живоглядова Л.А., Лабай В.С., Даирова Д.С., Мотылькова И.В., Никитин В.Д., Полтева А.В., Галанина Е.В. 2016. Структура донных сообществ малых рек южного Сахалина в летне-осенний период на примере притоков р. Лютога. Известия ТИНРО 184(1): 178–185. [Zhivoglyadova L.A., Labai V.S., Dairova D.S., Motylkova I.V., Nikitin V.D., Polteva A.V., Galanina E.V. 2016. The structure of bottom communities of small rivers of southern Sakhalin in the summer-autumn period on the example of tributaries of the Lyutoga River. Izvestiya TINRO 184(1): 178–185. (in Russian)]. <https://doi.org/10.26428/1606-9919-2016-184-178-185>
- Лабай В.С. 2014. Сезонная динамика макрозообентоса пойменного озера р. Лютога (южный Сахалин). Чтения памяти В. Я. Леванидова 6: 360–368. [Labai V.S. 2014. Seasonal dynamics of macrozoobenthos

- of the floodplain lake of the Lyutoga River (southern Sakhalin). Readings in memory of V.Ya. Levanidov 6: 360–368. (in Russian)].
- Леман В.Н., Есин Е.В. 2008. Иллюстрированный определитель лососеобразных рыб Камчатки. М., изд-во ВНИРО, 100 с. [Lehman V.N., Esin E.V. 2008. Illustrated determinant of salmon-like fish of Kamchatka. M., VNIRO publishing house, 100 pp. (in Russian)].
- Линдберг Г.У., Лезега М.И. 1965. Рыбы Японского моря и сопредельных частей Охотского и Желтого морей. ч. 2. М., Л., Наука, 391 с. [Lindberg G.U., Legeza M.I. 1965. Fish of the Sea of Japan and adjacent parts of the Okhotsk and Yellow Seas. Part 2. M., L., Nauka, 391 pp. (in Russian)].
- Линдберг Г.У., Красюкова З.В. 1987. Рыбы Японского моря и сопредельных частей Охотского и Желтого морей. М., Л., Наука, ч. 5, 526 с. [Lindberg G.U., Krasnyukova Z.V. 1987. Fishes of the Sea of Japan and adjacent parts of the Okhotsk and Yellow Seas. M., L., Nauka, part 5, 526 pp. (in Russian)].
- Никитин В.Д., Метленков А.В., Прохоров А.П., Сафроненко В.А., Лукьянова Н.С., Галенко К.Г. 2013. Видовой состав и сезонное распределение рыб в реке Лютога (по данным 2011–2012 годов). Труды СахНИРО 14: 55–95. [Nikitin V.D., Metlenkov A.V., Prokhorov A.P., Safronenko V.A., Lukyanova N.S., Galenko K.G. 2013. Species composition and seasonal distribution of fish in the Lyutoga River (according to 2011–2012 data). Proceedings of SakhNIRO 14: 55–95. (in Russian)].
- Соколов С. Г. 2005. Обзор паразитов микижи *Parasalmo mykiss* (Osteichthyes, Salmonidae) полуострова Камчатка. Invertebrate Zoology 2 (1), 35–60. [Sokolov S. G. 2005. A review of parasites of the rainbow trout *Parasalmo mykiss* (Osteichthyes, Salmonidae) of the Kamchatka Peninsula. Invertebrate Zoology 2 (1), 35–60. (in Russian)].
- Соколов С.Г., Атрашкевич Г.И., Протасова Е.Н., Фролова С.Е., Шедько М.Б. 2014. Новые данные о паразитах рыб внутренних водоемов о. Сахалин. Вестник СВНЦ ДВО РАН 4: 85–94. [Sokolov S.G., Atrashkevich G.I., Protasova E.N., Frolova S.E., Shedko M.B. 2014. New data on fish parasites of inland reservoirs of Sakhalin Island. Bulletin of the SVNTS FEB RAS 4: 85–94. (in Russian)].
- Соколов С.Г., Фролова С.Е. 2015. Материалы по паразитофауне рыб Сахалина. Вестник СВНЦ ДВО РАН 2: 90–97. [Sokolov S.G., Frolova S.E. 2015. Materials on the parasitic fauna of Sakhalin fish. Bulletin of the SVNTS FEB RAS 2: 90–97. (in Russian)].
- Соколов С.Г., Шедько М.Б., Протасова Е.Н., Фролов Е.В. 2012. Паразиты рыб внутренних водоемов острова Сахалин Растительный и животный мир островов северо-западной части Тихого океана. Владивосток, Дальнаука, 179–216. [Sokolov S.G., Shedko M.B., Protasova E.N., Frolov E.V. 2012. Parasites of fish in the inland waters of Sakhalin Island Flora and fauna of the islands of the northwestern Pacific Ocean. Vladivostok, Dalnauka, 179–216. (in Russian)].
- Amaoka K., Nakaya K., Yabe M. 1995. The Fishes of Northern Japan. Kitanihon Kaiyo Center, Sapporo, 391 pp.
- Blend C.K., Dronen N.O. & Armstrong H.W. 2019 Occurrence of Podocotyle Dujardin, 1845 (Opcoelidae, Podocotylineae) in three species of deep-sea macrourids from the Gulf of Mexico and Caribbean Sea with an updated key to species and host-parasite checklist. Zootaxa 4638 (4): 507–533.
- Ji S.J., Joo J.W., Kim S.H., Ahn D.H., Kim M.S., Lee J.H., Yang H.M., Lee G.H., Nam E.J., Park T.S., Jöst A.B., Pham H.M., Park J., Park J.H., Keum Y., Karanovic I., Karanovic T. Park J.K., Jung C.L., Min G.S. 2023. Unrecorded species of Korean invertebrates discovered through the project of ‘Discovery of Korean Indigenous Species’ II. Journal of Species Research 12 (1): 68–89.
- Sokolov S., Shchenkov S., Frolov E., Denisova S., Gordeev I. 2023. Molecular and morphological screening of *Podocotyle* spp. (Trematoda: Opcoelidae) sheds light on their diversity in Northwest Pacific and eastern European Arctic, Journal of Helminthology 97(78): 1–11. <https://doi.org/10.1017/S0022149X23000603>

ANNOTATED LIST OF FISH HELMINTH FAUNA
IN THE LYUTOGA RIVER (SOUTHERN SAKHALIN)

E. V. Frolov, S. A. Vinogradov, N. K. Zavarzina, S. V. Novokreschennykh

Keywords: Sakhalin Island, Lyutoga River, helminths, freshwater fish, coastal fish

SUMMARY

Ichthyoparasitological studies of fish caught in the Lyutoga River (southern Sakhalin) have been carried out. 12 species of fish were discovered, six of them were examined for the first time: *Carasius gibelio*, *Hypomesus nipponensis*, *Salvelinus curilus*, *Gasterosteus* sp., *Eleginus gracilis*, *Megalocottus taeniopterus*. According to the results of original research and literature data, 42 species and undefined forms of helminths were noted, including monogenes 6, cestodes 9, trematodes 14, scrapers 3, nematodes 10.

УДК 591.69-755.43-51

ПЕРВОЕ ОБНАРУЖЕНИЕ *PARADILEPIS SCOLECINA* (CESTODA: GRYPORHYNCHIDAE) В РЕКЕ АНГАРА

© 2024 г. К. В. Поляева*, Ю. К. Чугунова

Красноярский филиал ФГБНУ «ВНИРО» («НИИЭРВ»),
ул. Парижской коммуны, 33, Красноярск, 660049 Россия

* e-mail: glechoma21@gmail.com

Поступила в редакцию 17.06.2024 г.

После доработки 19.07.2024 г.

Принята к печати 20.07.2024 г.

Описана первая находка мероцеркоидов цестоды *Paradilepis scolecina* (Rudolphi, 1819) в р. Ангара, бассейн р. Енисей. Три инкапсулированных мероцеркоида найдены в печени плотвы *Rutilus rutilus* (Linnaeus, 1758). Приведены описание, промеры и рисунок одного из обнаруженных паразитов.

Ключевые слова: баклан, плотва, цестода *Paradilepis scolecina*, расселение

DOI: 10.31857/S0031184724040069, **EDN:** BMZNCW

Ихтиопаразитологические исследования реки Енисей и некоторых водных объектов ее бассейна (водоёмы Тывы, Минусинские озера, Красноярское, Саяно-Шушенское и Богучанское водохранилища, левый приток Енисея – р. Кача), проводимые рядом авторов в XX–начале XXI столетия (Бауер, 1948; Спасский, Ройтман, 1960; Спасский и др., 1965; Гундризер, Титова, 1966; Лукьянцева, 1972; Лукьянцева, Лимонова, 1990; Чугунова, Пронин, 2011), включая современные данные (Чугунова, Придачук, 2023), показали отсутствие *Paradilepis scolecina* (Rudolphi, 1819) в паразитофауне рыб.

В мае 2023 г. проведено паразитологическое исследование 15 экз. плотвы из р. Ангара, выловленной в районе села Богучаны (нижний бьеф Богучанского водохранилища) (58°23'30.5 N, 97°26'29.5 E).

Промысловая длина рыб в выборке от 168 до 235 (202.3 ± 4.8) мм, масса от 101 до 331 (192.2 ± 15.9) г. Возраст плотвы от 6+ до 9+ лет.

Вскрытие рыб проводили по общепринятой методике (Быховская-Павловская, 1985). Обнаруженных паразитов окрашивали квасцовым кармином, дифференцировали в подкисленном этаноле, с последующим проведением через спирты возрастающей концентрации и заключением в канадский бальзам. Идентифицировали вид с помощью «Определителя паразитов пресноводных рыб СССР» (1987). Фотосъемка временного препарата мероцеркоида выполнена камерой Canon PowerShot D 10. Для создания рисунка обводили контуры мероцеркоида полученной фотографии в программе Inkscape версии 1.3.2.

В результате исследования в печени одной плотвы обнаружены три мероцеркоида *P. scolecina*, заключенных в прозрачные капсулы. Промысловая длина особи-хозяина составляла 185 мм, масса – 123 г, возраст – 6+ лет, самка. Описание приводится по одному сохранившемуся экземпляру цестоды.

Мероцеркоид *P. scolecina* имеет удлиненное тело длиной 1.3 мм, шириной 0.5 мм. Сколекс инвагирован. Четыре присоски имеют диаметр 0.082 мм. Хоботок вооружен двойной короной из 20 крючьев. Длина больших крючьев 0.1 мм, малых – 0.075 мм. Задняя часть тела мероцеркоида заполнена «известковыми» тельцами (рис. 1).

Размеры мероцеркоида, присосок, крючков, а также количество крючков соответствуют данным, приведенным в «Определителе паразитов пресноводных рыб СССР» (1987).

Дефинитивными хозяевами цестоды *P. scolecina* являются рыбоядные птицы – бакланы рода *Phalacrocorax*. На территории России встречаются 7 видов бакланов, но ареал только одного из них – большого баклана *Phalacrocorax carbo* (Linnaeus, 1758) – находится в Сибири (Коблик и др., 2006).

В конце XX века большой баклан регистрировался в Красноярском крае как редкий залётный или пролётный вид, единичные находки которого отмечались в 1979 и 1981 годах (Рогачева, 1988). В период с 1991 по 2001 гг. в тувинском и саянском каньонах Саяно-Шушенского водохранилища баклан уже характеризовался как обычный и многочисленный вид (Стахеев, 2001: цит. по: Гельд и др., 2015), но первая попытка его гнездования отмечена в 2013 г. в урочище Трёхозёрки Койбальской степи (Республика Хакасия) (Гельд и др., 2015). Крупные колонии большого баклана в настоящее время существуют на озере Убсу-Нур (Монголия). В начале XXI века отмечен рост численности убсунурской популяции баклана (Савельев, Арчимаева, 2020), сведения о составе его паразитофауны отсутствуют. При этом мероцеркоиды *P. scolecina* зарегистрированы у рыб в водоемах сопредельных районов Монголии (Тайширское водохранилище, р. Туин-Гол) и Тывы (оз. Торе-Холь, Убсунурская котловина) (Батуева, 2011; Дугаров и др., 2020; Лебедева и др., 2023).

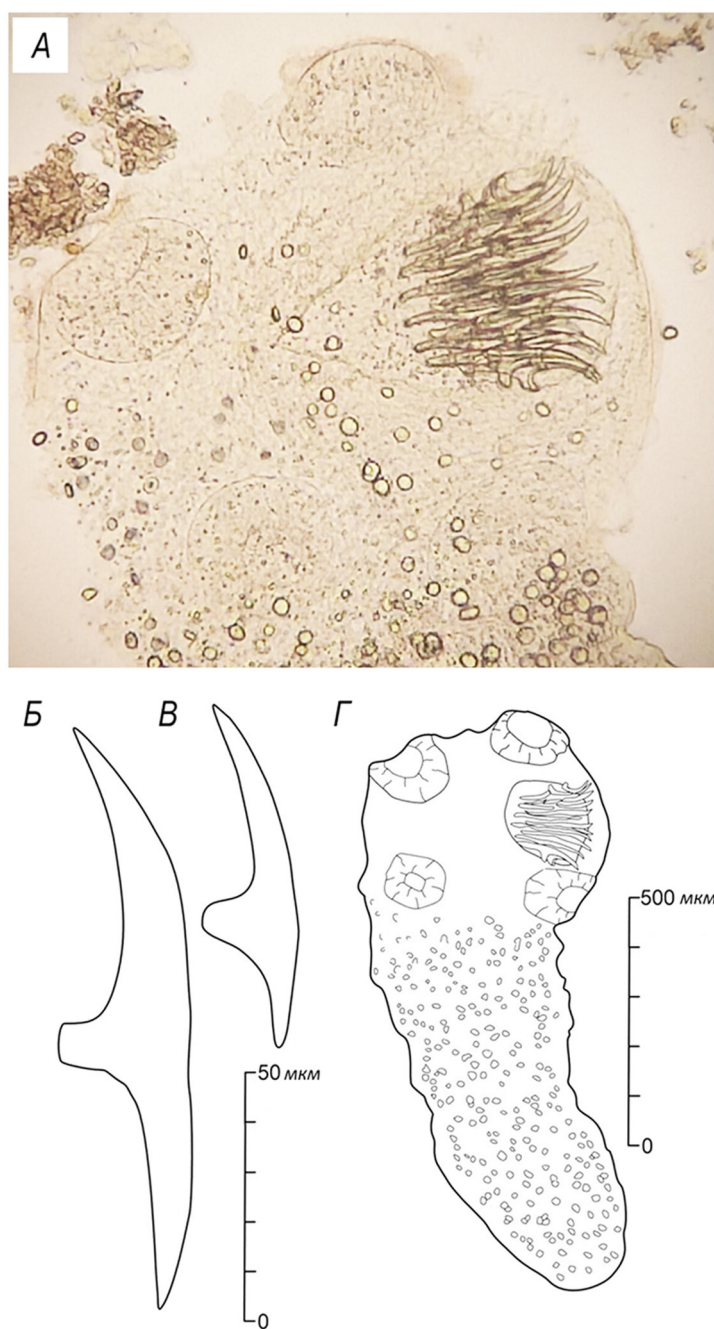


Рисунок 1. *A* – фотография мероцеркоида *Paradilepsis scolecina* из печени плотвы р. Ангара; *Б* – большой крючок; *В* – малый крючок; *Г* – общий вид мероцеркоида.

Figure 1. *A* – photo of the merocercoid *Paradilepsis scolecina* from the liver of the roach of the Angara River; *Б* – a large rostellar hook; *В* – a small rostellar hook; *Г* – a general view of the merocercoid.

Изменения климата, продолжительные и обширные засухи, охватившие Центральную Азию во второй половине XX века с последующим сокращением площади водно-болотных угодий (места гнездования и питания) привели к массовому выселению большого баклана к северным границам ареала – оз. Байкал и другим крупным водным объектам Восточной Сибири (Мельников, 2016). В настоящее время крупные концентрации вида, с большим количеством колоний, на оз. Байкал формируются в дельте р. Селенга, на островах пролива Малое Море, в бухте Песчаной, Чивыркуйском и Баргузинском заливах (Николаев, 2023). При этом наблюдаются увеличение численности популяции байкальского баклана и расселение его на ближайшие водоемы (Елаев и др., 2021). В частности, наблюдатели отмечают птиц на Братском водохранилище (Малеев, 2010). Упоминания о находках мероцеркоидов у рыб или половозрелых цестод *P. scolecina* у больших бакланов оз. Байкал отсутствуют (Русинек, 2007; Елаев и др., 2021), но цестода отмечалась у караса в р. Селенга (Пугачев, 2002).

Таким образом, можно предположить, что цестоду *P. scolecina* на территорию Центральной Сибири в р. Ангара занесли птицы, расселяющиеся в северном направлении из Монголии и Тывы.

БЛАГОДАРНОСТИ

Авторы статьи выражают благодарность ведущему специалисту Красноярского филиала ФГБНУ «ВНИРО» («НИИЭРВ») Клундуку А.В. за помощь в сборе ихтиологического материала, старшему специалисту Красноярского филиала ФГБНУ «ВНИРО» («НИИЭРВ») Зотову С.О. за подготовку рисунка и рецензентам статьи за ценные замечания к работе.

ФИНАНСИРОВАНИЕ РАБОТЫ

Данная работа финансировалась за счет средств бюджета Красноярского филиала ФГБНУ «ВНИРО» («НИИЭРВ»). Никаких дополнительных грантов на проведение или руководство данным конкретным исследованием получено не было.

СОБЛЮДЕНИЕ ЭТИЧЕСКИХ СТАНДАРТОВ

В данной работе отсутствуют исследования человека или животных.

КОНФЛИКТ ИНТЕРЕСОВ

Авторы данной работы заявляют, что у них нет конфликта интересов.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

- Батуева М.Д. 2011. Паразитофауна и структура сообществ паразитов карликового алтайского османа *Oreoleuciscus humilis* Wapachowski, 1889 озера Уст-Нур (бассейн реки Селенги) и реки Туин-Гол (Долина Озер) (Монголия). Паразитология 45 (5): 379–383.

- Бауер О.Н. 1948. Паразиты рыб реки Енисей. Известия ВНИОРХ 27: 97–156.
- Быховская-Павловская И.Е. 1985. Паразиты рыб: руководство по изучению. Л., Наука, 121 с.
- Гельд Т.А., Злотникова Т.В., Пинясова Е.В. 2015. Большой баклан *Phalacrocorax carbo* (Linnaeus, 1758) – новый гнездящийся вид Минусинской котловины. Экологический мониторинг и биоразнообразие 3: 62–67.
- Гундризер А.Н., Титова С.Д. 1966. Паразиты промысловых рыб Тувинской АССР и динамика их численности. Вопросы зоологии (материалы к III совещанию зоологов Сибири), Томск, 50–52.
- Дугаров Ж.Н., Бурдуковская Т.Г., Хамнуева Т.Р., Балданова Д.Р., Куksин А.Н. 2020. Паразиты алтайского османа *Oreoleuciscus* sp. (Cypriniformes, Cyprinidae) в озере Топе-Холь (Убсунурская котловина, Тыва). Паразитология 54(5): 423–429. DOI: 10.31857/S1234567806050053
- Елаев Э.Н., Доржиев Ц.З., Ананин А.А., Пыжьянов С.В., Янкус Г.А., Бадмаева Е.Н., Мокридина М.С., Базаров Л.Д. 2021. Экология питания и эпизоотологическое значение большого баклана (*Phalacrocorax carbo*) в период вторичной экспансии Байкальского региона. Юг России: экология, развитие 16(4): 47–55. DOI: 10.18470/1992-1098-2021-4-47-55
- Коблик Е.А., Редькин Я.А., Архипов В.Ю. 2006. Список птиц Российской Федерации. М., Товарищество научных изданий КМК, 256 с.
- Лебедева Д.И., Мэндсайхан Б., Зайцев Д.О. 2023. Паразиты рыб Тайширского водохранилища (Западная Монголия). VII съезд Паразитологического общества: итоги и актуальные задачи, Петрозаводск, 16–20 октября 2023, 195–196.
- Лукьянцева Е.Н. 1972. Паразитофауна рыб Минусинских озер – фауна, экология, зоогеография. Автореф. дис. ... канд. биол. наук. Томск, 17 с.
- Лукьянцева Е.Н., Лимонова Л.В. 1990. Паразиты рыб Саяно-Шушенского водохранилища. В кн.: Паразиты и болезни гидробионтов Ледовитоморской провинции. Новосибирск, 74–81.
- Малеев В.Г. 2010. Интересные встречи птиц в лесостепи левобережья Ангары (Иркутская область). Байкальский зоологический журнал 2(5): 102.
- Мельников Ю.И. 2016. Современная фауна птиц котловины озера Байкал и особенности её формирования. Известия Иркутского государственного университета. Серия Биология. Экология 16: 62–83.
- Николаев Я.В. 2023. Современное состояние наших знаний о роли большого баклана в экосистеме озера Байкал. Развитие жизни в процессе абиотических изменений на Земле 4: 132–135. DOI: 10.24412/cl-34446-2023-4-132-135
- Определитель паразитов пресноводных рыб фауны СССР. 1987. Т. 3. Паразитические многоклеточные (2-я часть). Л., Наука, 583 с.
- Пугачев О.Н. 2002. Каталог паразитов пресноводных рыб Северной Азии. Книдарии, моногенеи, цестоды. СПб. Труды ЗИН РАН, 248 с.
- Рогачева Э.В. 1988. Птицы Средней Сибири. Распространение, численность, зоогеография. М., Наука, 309 с.
- Русинек О.Т. 2007. Паразиты рыб озера Байкал. М., Товарищество научных изданий КМК, 571 с.
- Савельев А.П., Арчимаева Т.П. 2020. Экология экспансивно развивающейся убсунурской популяции большого баклана *Phalacrocorax carbo*. Русский орнитологический журнал 29(1893): 962–967.
- Спасский А.А., Ройтман В.А. 1960. Фауна трематод, цестод и скребней рыб верховьев Енисей. Вопросы ихтиологии 15: 183–192.
- Спасский А.А., Ройтман В.А., Трофименко В.Я. 1965. Гельминты рыб Тувинской АССР (по материалам 306 СГЭ 1056–1957 гг.). Материалы к научной конференции Всесоюзной общества гельминтологов, часть II, декабрь 1965, 231–236.

- Стахеев Д.В. 2001. Материалы орнитологического мониторинга зоны Гидроэлектрокомплекса Саяно-Шушенской ГЭС. Экология Южной Сибири: материалы Южно-сибирской междунаро. науч. конф. студентов и молодых учёных, Красноярск, Т. 1, 113.
- Чугунова Ю.К., Придачук В.В. 2023. Динамика паразитофауны плотвы *Rutilus rutilus* (Linnaeus, 1758) с начала существования Богучанского водохранилища. Рыбоводство и рыбное хозяйство 17 (2): 118–128.
- Чугунова Ю.К., Пронин Н.М. 2011. Компонентные сообщества паразитов и взаимодействие паразитофаун промысловых рыб реки Кача (бассейн Енисея). Сибирский экологический журнал 18(1): 77–85.

THE FIRST DISCOVERY OF *PARADILEPIS SCOLECINA*
(CESTODA: GRYPORHYNCHIDAE) IN THE ANGARA RIVER

K. V. Polyaeva, J. K. Chugunova

Keywords: cormorant, roach, cestode *Paradilepis scolecina*, colonization

SUMMARY

The first discovery of merocercoids of cestode *Paradilepis scolecina* (Rudolphi, 1819) in The Angara River, the basin of the The Yenisei River. Three merocercoids were found in the liver of roach *Rutilus rutilus* (Linnaeus, 1758). The description and measurements of one of the discovered merocercoids are given.

УДК 593.5:597.5

**ОСОБЕННОСТИ ВЗАИМООТНОШЕНИЙ
MYXOBOLUS PRONINI LIU ET AL., 2016 (CNIDARIA, MYXOZOA) –
КАРАСЬ СЕРЕБРЯНЫЙ (*CARASSIUS AURATUS GIBELIO*)**

© 2024 г. М. Д. Батуева^а, *, Р. Ю. Абашеев^б

^аИнститут общей и экспериментальной биологии Сибирского отделения РАН,
Улан-Удэ, 670047 Россия

^бБурятский государственный университет,
Улан-Удэ, 670000 Россия
*e-mail: badmm@rambler.ru

Поступила в редакцию 27.02.2024 г.

После доработки 28.03.2024 г.

Принята к публикации 30.03.2024 г.

Приведены сведения об особенностях локализации *Myxobolus pronini* у карася серебряного (*Carassius auratus gibelio*). Нами проведен анализ взаимоотношений в системе паразит–хозяин. В полости тела карася обнаружены большие массы спор, окруженные соединительнотканной капсулой. Развитие вегетативных форм *M. pronini* начинается в экзокринной ткани панкреаса серебряного карася.

Ключевые слова: *Myxobolus*, гистология, карась серебряный, панкреас, брюшная полость

DOI: 10.31857/S0031184724040070, **EDN:** BMWRTS

Микоспоридии – широко распространенные у рыб паразиты, насчитывающие свыше 2000 видов. Наиболее разнообразен род *Myxobolus* (1255 видов) (Eiras et al., 2021), представители которого являются преимущественно специфичными тканевыми паразитами всех органов хозяина (Fiala et al., 2015). Кроме того, среди хозяев–карповых рыб отмечено наибольшее количество видов этого рода (более половины) (Liu et al., 2019).

Фауна микоспоридий серебряного карася хорошо исследована и составляет 48 видов (Eiras et al., 2005, 2014, 2021). Это широко распространенный инвазионный вид в Евразии из Китайско-Амурской фауны (Molnár et al., 2018). *C. a. gibelio* давно попал в водосбор Байкала через естественные водоемы, связанные с р. Амур. Карио-тип серебряного карася в бассейне оз. Байкал неизвестен.

В озере Байкал у серебряного карася найдены виды: *Myxobolus pronini* Liu, Batueva, Zhang, Zhang, Li, Li, 2016; *M. zhaltzanovae* Batueva, Liu, Zhang, Voronin, Naydanov, Abasheev, 2023; *M. nekrasovae* Batueva, Vlasenko, Solovyev, Abasheev, 2023. При описании *M. pronini* нами были представлены только морфология миксоспор и молекулярные данные 18S rDNA *M. pronini* (Liu et al., 2016), нет гистологического описания локализации *M. pronini* в хозяине и характера патогенеза.

МАТЕРИАЛ И МЕТОДИКА

Нами проведено ихтиопаразитологическое исследование 125 экз. карася серебряного (*C. a. gibelio*) из р. Баргузин (бассейн оз. Байкал, Россия) (53°62'60" с.ш., 109°68'32" в.д.) в марте, июне, июле, августе 2015–2021 гг. Проводилось полное и специальное паразитологическое вскрытие (Быховская-Павловская, 1985) рыб в возрасте от 3+ до 6+.

Плазмодии выделяли из печени и брюшной полости рыб. Миксоспоры заключали в глицерин-желатин для дальнейшей микроскопии (Донец, Шульман, 1973).

Зараженные фрагменты тканей фиксировали в 10% формалине и растворе Буэна, заливали в парафин, делали срезы, окрашивали гематоксилином, эозином и трихромом по Маллори для выявления соединительнотканых волокон. Гистологическое описание плазмодиев и морфологический анализ спор выполнены с помощью светового микроскопа (Axio Imager M.2, Carl Zeiss; Германия).

РЕЗУЛЬТАТЫ И ОБСУЖДЕНИЕ

Плазмодии *M. pronini* отмечены в брюшной полости и панкреасе серебряного караса (рис. 1; 2а). Панкреас карповых представлен скоплением специализированных клеток, локализующихся в печени, брыжейке, жировой ткани кишечника и селезенке. Экзокринная часть представлена ацинусами в виде долек, упакованных в соединительнотканную капсулу (Mokhtar, 2015).

Экстенсивность инвазии паразитом в полости тела караса в течение года составляла 15–25%, а в панкреасе плазмодии *M. pronini* были найдены только летом при зараженности 6%.

Ранние стадии развития *M. pronini* локализовались в секреторных ацинусах панкреаса (рис. 2б). Паразит постепенно разрушает экзокриноциты и ацинусы, что приводит к скоплению зрелых спор в соединительнотканых капсулах долек. Воспалительная реакция выражается в генерации большого числа коллагеновых волокон фибробластами вокруг спор (рис. 2в). В последующем происходят гипертрофия соединительнотканых долек панкреаса и отторжение инцистированных скоплений спор в брюшную полость. Цисты достигали размеров 1.5 см, были достаточно эластичными, устойчивыми к механическому воздействию (рис. 2г).

Хотя гепатопанкреас как место паразитирования ранее был отмечен для *Myxobolus wulii* от аллогенного карпа *Cyprinus carpio* (Zhang et al., 2010) и для *Myxobolus jialingensis* от касатки-скрипуна *Tachysurus fulvidraco* (Gao et al., 2010), подробного гистологического описания паразито-хозяинных взаимоотношений нет.

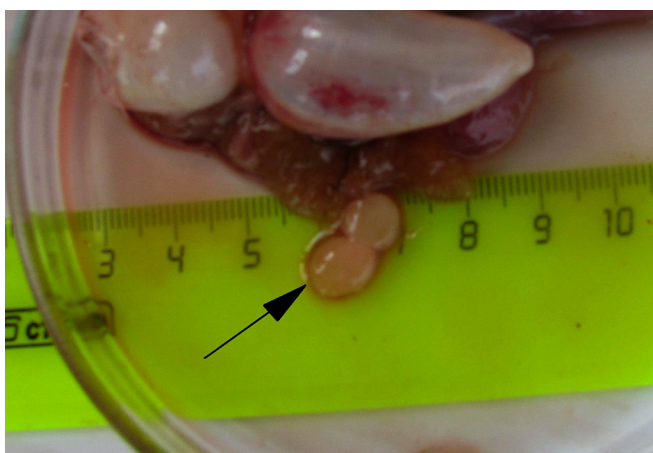


Рисунок 1. Плазмодии *Myxobolus pronini* (стрелка) в брюшной полости серебряного карася.
Figure 1. Plasmodia of *Myxobolus pronini* (arrow) in the abdominal cavity of the gibel carp.

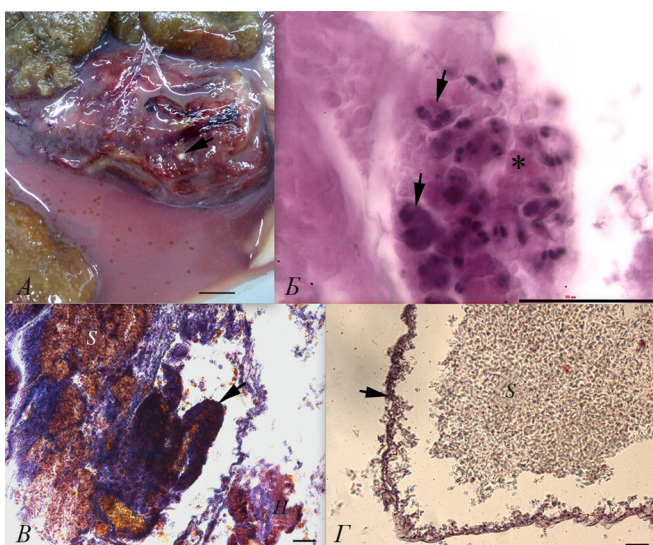


Рисунок 2. *А* – одиночная циста (стрелка) в гепатопанкреасе серебряного карася.
Б – гистологический срез экзокринной ткани панкреаса (звездочка) серебряного карася с развивающимися спорами *Myxobolus pronini* (стрелки). *В* – споры (*S*), окруженные коллагеновой капсулой долек экзокринных ациусов панкреаса (стрелка), и панкреас (*H*), связанный с кровеносными сосудами. Окраска по Маллори. *Г* – споры (*S*) *Myxobolus pronini* в брюшной полости, окруженные слоем коллагеновых волокон (стрелка).
 Окраска по Маллори. Масштаб: *А* – 1 см; *Б–Г* – 50 мкм.

Figure 2. *A* – solitary cyst (arrow) in the hepatopancreus of the gibel carp. Scale 1 cm.
B – histological section of the pancreas exocrine tissue (arrow) of the gibel carp with developing spores of *Myxobolus pronini* (arrows). H&E. *Г* – pancreas (*H*), connected with blood vessels. Mallory staining. (*в*); Spores (*S*) of *Myxobolus pronini* in the abdominal cavity surrounded by a layer of collagen fibers (arrow). Mallory staining. Scale (*Б–Г*) 50 μm.

Представители рода *Myxobolus* – тканевые паразиты, поэтому находки в полости тела хозяина редки. В брюшной полости *Salminus maxillosus* ранее был отмечен *Myxobolus macroplasmoidal* Molnár, Ranzani-Paiva, Eiras et Rodrigues, 1998 (Molnár et al., 1998). Цисты *M. macroplasmoidal* также имели крупные размеры (свыше 1 см). Однако нет описания гистопатологии паразита. Авторы предположили, что развитие *M. macroplasmoidal* связано с тканями хозяина.

Таким образом, обнаружение *M. pronini* в тканях подтверждает, что данная локализация характерна для видов *Myxobolus*.

ФИНАНСИРОВАНИЕ РАБОТЫ

Работа выполнена при поддержке гранта Бурятского госуниверситета №23-01-0502, а также базового проекта Минобрнауки РФ FWSM-2021-0002, № государственной регистрации 121030900141-8.

СОБЛЮДЕНИЕ ЭТИЧЕСКИХ СТАНДАРТОВ

Все применимые международные, национальные и/или институциональные принципы ухода и использования животных были соблюдены.

КОНФЛИКТ ИНТЕРЕСОВ

Авторы данной работы заявляют, что у них нет конфликта интересов.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

- Быховская-Павловская И.Е. 1985. Паразитологическое исследование рыб. Руководство по изучению. Л., Наука, 121 с. [Bykhovskaya-Pavlovskaya I.E. 1985. Parasitological study of fish. Study Guide. L., Nauka, 121 pp. (in Russian)].
- Донец З.С., Шульман С.С. 1973. О методах исследования миксоспоридий. Паразитология 7: 191–193. [Donec Z.S., Shulman S.S. 1973. On methods of studies of myxosporidians (Protozoa, Cnidosporidia). Parazitologiya 7: 191–193. (in Russian)].
- Mokhtar D.M. 2015. Histological, histochemical and ultrastructural characterization of the pancreas of the grass carp (*Ctenopharyngodon idella*). European Journal of Anatomy 19 (2): 145–153.
- Eiras J.C., Cruz C.F., Saraiva A., Adriano E.A. 2021. Synopsis of the species of *Myxobolus* (Cnidaria, Myxozoa, Myxosporea) described between 2014 and 2020. Folia Parasitologica 68: 012. <https://doi.org/10.14411/fp.2021.012>
- Eiras J.C., Molnar K., Lu Y.S. 2005. Synopsis of the species of *Myxobolus* Butschli, 1882 (Myxozoa: Myxosporea: Myxobolidae). Systematic Parasitology 61: 1–46. <https://doi.org/10.1007/s11230-004-6343-9>
- Eiras J.C., Zhang J.Y., Molnár K. 2014. Synopsis of the species of *Myxobolus* Butschli, 1882 (Myxozoa: Myxosporea, Myxobolidae) described between 2005 and 2013. Systematic Parasitology 88: 11–36. <https://doi.org/10.1007/s11230-014-9484-5>
- Fiala I., Bartošová-Sojčková P., Whipps C.M. 2015. Classification and Phylogenetics of Myxozoa. In: Okamura B., Gruhl A., Bartholomew J.L. (eds). Myxozoan Evolution, Ecology and Development. Springer International Publishing, Switzerland, 85–110.
- Gao L., Zhang J., Yang C., Zhao Y. 2020. *Myxobolus jialingensis* n. sp. (Myxozoa: Myxobolidae) infecting urinary bladder and hepatopancreas of yellowhead catfish *Tachysurus fulvidraco* from China. Zootaxa 4819 (1): 179–186. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4819.1.10>

- Liu X.H., Batueva M.D., Zhao Y.L., Zhang J.Y., Zhang Q.Q., Li T.T., Li A.H. 2016. Morphological and molecular characterization of *Myxobolus pronini* n. sp. (Myxozoa: Myxobolidae) from the abdominal cavity and visceral serous membranes of the gibel carp *Carassius auratus gibelio* (Bloch) in Russia and China. *Parasites & Vectors* 9: 562. <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1836-3>
- Liu Y., Lövy A., Gu Z., Fiala I. 2019. Phylogeny of Myxobolidae (Myxozoa) and the evolution of myxospore appendages in the *Myxobolus* clade. *International Journal for Parasitology* 49: 523–530. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2019.02.009>
- Molnár K., Nyeste K., Székely C. 2018. Parasitology is a tool for identifying the original biotope of the gibel carp (*Carassius auratus gibelio* Berg, 1932). *Pisces Hungarici* 12: 87–94.
- Molnár K., Ranzani-Paiva M.J., Eiras J.C., Rodrigues E.L. 1998. *Myxobolus macropasmodialis* n. sp. (Myxozoa: Myxosporidia), a parasite of the abdominal cavity of the Characid Teleost, *Salminus maxillosus* in Brazil. *Acta Protozoologica* 37: 241–245.
- Zhang J.Y., Yokoyama H., Wang J.G., Li A.H., Gong X.N., Ryu-Hasegawa A., Iwashita M., Ogawa K. 2010. Utilization of tissue habitats by *Myxobolus wulii* Landsberg & Lom, 1991 in different carp hosts and disease resistance in allogynogenetic gibel carp: redescription of *M. wulii* from China and Japan. *Journal of Fish Diseases* 33: 57–68. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.2009.01102.x>

FEATURES OF RELATIONSHIP BETWEEN *MYXOBOLUS PRONINI* LIU ET AL., 2016 (CNIDARIA, MYXOZOA) AND THE GIBEL CARP (*CARASSIUS AURATUS GIBELIO*)

M. D. Batueva, R. Yu. Abashev

Keywords: *Myxobolus*, histology, gibel carp, pancreas, abdominal cavity

SUMMARY

Histological description of the location sites of *Myxobolus pronini* in the gibel carp (*Carassius auratus gibelio*) is given, together with the analysis of host-parasite relations. It was revealed that large spore masses surrounded by a connective tissue capsule are found in the body cavity. The development of vegetative forms of *M. pronini* begins in the exocrine tissue of the pancreas of the Prussian carp.

УДК 595.775.1

РАСПРОСТРАНЕНИЕ БЛОХИ
***MONOPSYLLUS SCIURORUM SCIURORUM* (SCHRANK, 1803)**
(SIPHONAPTERA, CERATOPHYLLIDAE)
В ПРИРОДЕ И ЗВЕРОХОЗЯЙСТВАХ

© 2024 г. Е. Б. Ромашова ^{а, *}, С. Г. Медведев ^{б, **}, Ю. Е. Кузнецов ^{с, ***}

^{а, с} ФГБОУ ВО «Санкт-Петербургский государственный университет ветеринарной медицины»,
ул. Черниговская, д. 5., Санкт-Петербург, 196084 Россия

^б Зоологический институт РАН,
Университетская наб. 1, Санкт-Петербург, 199034 Россия

* e-mail: elizavettarom@mail.ru

** e-mail: smedvedev@zin.ru, sgmed@mail.ru

*** fish2017@yandex.ru

Поступила в редакцию 18.07.2024 г.

После доработки 14.08.2024 г.

Принята к публикации 16.08.2024 г.

Паразит обыкновенной белки (*Sciurus vulgaris* (L., 1758)) – блоха *Monopsyllus sciurorum sciurorum* (Schrank, 1803) – обнаруживается на всей территории Европы и Западной Сибири на 70 видах хозяев, а также паразитирование данной блохи у норок является большой проблемой для звероводства ряда стран Европы. Проанализированы видовой состав хозяев и условия паразитирования *M. s. sciurorum* на норках в звероплемзаводе ООО «ЗПЗ Савватьево» в Тверской обл.

Ключевые слова: блохи, *Monopsyllus sciurorum* (Schrank, 1803), паразито-хозяинные связи, *Neovison vison*

DOI: 10.31857/S0031184724040082, **EDN:** BDHGYI

Блоха *Monopsyllus sciurorum* (Schrank, 1803) – один из представителей наиболее крупного семейства отряда блох – Ceratophyllidae. Род *Monopsyllus* в настоящее время насчитывает 13 видов и три подвида. Ранее этот таксон рассматривался в качестве одного из четырех подродов рода *Ceratophyllus*, виды которого паразитируют преимущественно на птицах. Однако позднее подрод *Monopsyllus* был выделен Ф. Смитом в отдельный род (Traub et al., 1983).

Ареал блохи *M. s. sciurorum* охватывает обширную территорию Евразии, где в лесных биоценозах равнин и гор блоха паразитирует на видах млекопитающих, которые

заселяют дупла птиц. Тем не менее в качестве основного хозяина блохи *M. s. sciurorum* наиболее часто указывается обыкновенная белка (*Sciurus vulgaris* (L., 1758)).

Основой для настоящей работы послужили сборы блох от норок, разводимых в звероплемзаводе ООО «ЗПЗ Савватьево» в Тверской обл. Это крупнейшее в России предприятие было создано в 1967 г. В настоящее время поголовье норок насчитывает более 60000 особей. На зверьках периодически отмечается высокая численность различных эктопаразитов. Однако видовой состав этих паразитов, включая блох, ранее не был изучен.

Шкурки норок с уникальным окрасом меха, выведенных путем селекции, ценятся на российском и международном рынках (Балакирев и др., 2009; Балакирев, 2021; Войтюк, Мачнева, 2021). На оценку качества пушнины влияют дефекты, обусловленные эктопаразитами норок. Кровососущие насекомые и клещи вызывают постоянное беспокойство и зуд, что приводит к повреждению кожи, снижению густоты и качества шерстного покрова и уменьшению репродуктивного потенциала. При высокой интенсивности инвазии (ИИ) отмечается гибель новорожденных детенышей и молодых особей (Ромашова, Кузнецов, 2021).

Блохи *M. s. sciurorum*, паразитирующие на фермерских норках, оказывают негативное влияние на звероводство ряда стран. Наиболее подробно вопросы борьбы с блохами освещены в Дании (Larsen, 1995, 1996, 2016; Larsen et al., 2005, 2018), а также на территории бывшей ЧССР (Jurík, 1976). **Сильное заражение блохами вызывает анемию, плохой рост, а также гибель молодняка.** Кроме того, блохи являются потенциальными переносчиками патогенных организмов, например, вируса плазмодитоза (Larsen et al., 2005). Отмечается, что блохи отрицательно влияют не только на состояние выращиваемых на ферме норок, но и на условия труда персонала зверохозяйства.

В настоящей статье проанализированы видовой состав хозяев и условия паразитирования *M. s. sciurorum* на норках в звероплемзаводе ООО «ЗПЗ Савватьево» в Тверской обл.

МАТЕРИАЛ И МЕТОДИКА

Звероплемзавод ООО «ЗПЗ Савватьево» по разведению пушных зверей находится на расстоянии шести километров к востоку от Твери на берегу р. Орша. Тверская обл. расположена в центре европейской части России. Для этого региона характерен умеренно-континентальный климат, переходный от типично континентального к более влажному приморскому.

Исследования проводили с июля по август в 2022 и 2023 годах. Блох счесывали с помощью гребешков и фиксировали в 70% этаноле. Постоянные тотальные баальзамные препараты изготавливали по общепринятой методике (Иофф, Скалон, 1954; Иофф и др., 1965). По методикам, представленным в этих же пособиях, а также по образцам фондовой коллекции блох Зоологического института РАН (ЗИН РАН), С.-Петербург, осуществляли определение видовой

принадлежности экземпляров. Морфологические особенности блох изучали с помощью микроскопа «LeicaDM 2500 LED». Все собранные с норок блохи принадлежали к одному виду – *M. s. sciurorum*. На лисицах и соболях блохи обнаружены не были.

Для расчета корреляции показателей температуры и влажности и динамики численности блох за основу были взяты данные метеорологической станции № 563481 «Emmaus». Станция расположена в шести километрах к северу от звероплемзавода.

Обработку полученного цифрового материала проводили с использованием вариационной статистики. Использован парный критерий Вилкоксона при помощи программного обеспечения Microsoft Excel 2016.

Распространение и паразито-хозяйинные связи белчьев блохи *Monopsyllus s. sciurorum*

Блохе *M. sciurorum* присущ широкий транспалеарктический, Европейско-Сибирско-Турано-Иранский тип ареала. Ареал номинативной формы *M. s. sciurorum* охватывает всю Европу – от Азорских островов до Урала, а также Западную Сибирь (Тюменская область, заповедник «Малая Сосьва»). В северной части Европы *M. s. sciurorum* известен на Британских островах и в Скандинавии (до центральной Финляндии), в Прибалтике, Карелии и на Кольском полуострове (Мурманская область). В южной части Европы номинативный подвид распространен на Пиренеях, Альпах, Апеннинском и Балканском полуостровах. Кроме того, этот подвид распространен в Малой Азии, на Кавказе (Северный и Большой Кавказ, а также Закавказье) и Ближнем Востоке (Палестина) (Иофф, Скалон, 1954; Тифлов и др., 1977; Traub et al., 1983). Другая форма вида – *M. sciurorum asiaticus* (Ioff, 1936) – распространена в Средней Азии (Узбекистан, Таджикистан, Туркмения) и на сопредельных территориях (Афганистан и Синьцзян-Уйгурский автономный округ), где часто отмечается на соне-полчок (*Glis glis* L., 1766) (Иофф и др., 1965). Подвиды различаются длиной и формой вершины дигитоида (подвижного пальца) половой клешни и степенью развития 8-го стернита брюшка. Следует заметить, что на обыкновенной белке в Евразии паразитирует другой представитель сем. Ceratophyllidae – блоха *Tarsopsylla octodecimentata* (Kolenati, 1863), которая наиболее многочисленна в холодные месяцы (Traub et al., 1983).

Сведения о хозяевах *M. s. sciurorum* представлены в многочисленных публикациях. Блохи *Monopsyllus sciurorum* размножаются массово в белчиных гнездах с мая по октябрь (Lipatova et al., 2015). Однако этих блох, как и блох – паразитов птиц рода *Ceratophyllus*, вместе с иксодовыми клещами часто находят при сборе с растительности «на флаг» (Csanády, Stanko, 2023). Таким образом, этому виду присущ активный поиск прокормителей, среди которых отмечаются многие виды млекопитающих и птиц. Согласно литературным данным, блоха *Monopsyllus s. sciurorum* зарегистрирована на 70 видах хозяев (Larsen, 1995). Так, кроме широко распространенной обыкновенной белки, блохи *M. s. sciurorum* в качестве прокормителя используют другие виды рода *Sciurus*, а также других млекопитающих, ведущих древесный образ жизни. Среди них отмечаются представители сем. Gliridae – сони родов *Dryomys*, *Muscardinus*, *Eliomys* и *Glis*, а также летяги рода *Pteromys*. Кроме того, блохи *M. s. sciurorum* обнаруживаются и на других лесных млекопитающих. Среди грызунов указываются мышинные рода *Apodemus*

и хомяковые родов *Microtus*, *Clethrionomys* и *Arvicola*, среди хищных – куницы родов *Martes* и *Meles*, кошки рода *Felis*, генетты рода *Genetta*, волки рода *Canis* и лисицы рода *Vulpes*.

В западной части ареала, например, на севере Испании (провинция Бургос), в качестве хозяев *M. s. sciurorum* указываются обыкновенная полевка (*Microtus arvalis* Pallas, 1778), а среди хищных – лесной кот (*Felis silvestris* Schreber, 1777), лесная куница (*Martes martes* L., 1758) и генетта (*Genetta genetta* L., 1758) (Domínguez, 2004; Domínguez-Peñafiel et al., 2011).

В Словакии, помимо белки, блохи *M. s. sciurorum* в качестве прокормителя используют сонь (например, орешниковую (*Muscardinus avellanarius* L., 1758) и лесную (*Dryomys nitedula* Pallas, 1778) сонь) и спорадически поражают мышиных: полевую мышь (*Apodemus agrarius* Pallas, 1771), желтогорлую мышь (*A. flavicollis* Melchior, 1834), рыжую (*Clethrionomys glareolus* Schreber, 1780) и подземную (*Microtus subterraneus* de Selys-Longchamps, 1836) полевок (Cyprich et al., 2001; Csanády, Stanko, 2023). Беличьи блохи также были собраны с обыкновенных ежей (*Erinaceus europaeus* L., 1758), у хищных – с лесной куницы (*Martes martes* (Linnaeus, 1758), обыкновенной лисицы (*Vulpes vulpes* L., 1758), волков (*Canis lupus* форма *familis* L., 1758), также ежегодно фиксируются случаи нападения на людей.

На северо-востоке Франции, в Национальном лесу Сенар, блохи *M. s. sciurorum* составляли 73.6% в сборах с сибирского бурундука (*Tamias sibiricus* Laxmann, 1769), который был сюда интродуцирован (Pisanu et al., 2008). Другой интересный пример приуроченности *M. s. sciurorum* к беличьим отмечен на севере Италии. Сюда, в провинцию Варезе была интродуцирована краснобрюхая белка (*Callosciurus erythraeus* Pallas, 1779), распространенная в Юго-Восточной Азии. Кроме другого широко распространенного в Европе эктопаразита – иксодового клеща (*Ixodes ricinus* L., 1758), на краснобрюхой белке были обнаружены многочисленные (50%) блохи *M. s. sciurorum* (Mazzamuto et al., 2016).

Номинативный подвид в тех частях Южной Европы, где обыкновенная белка отсутствует, отмечается на кавказской (персидской) белке (*Sciurusa nomalus* Gmelin, 1778), так и на разных видах сонь (соне-полчке, садовой, лесной и орешниковой соне). Так, на юге Бельгии более 3500 блох были сняты с 54 особей садовой сони (*Eliomys quercinus* L., 1766) и из 58 гнезд грызунов. При этом только блоха *M. s. sciurorum* была наиболее многочисленна и наиболее регулярно отмечалась во всех сборах (Libois, 2016).

На территории Малой Азии в Турции *M. s. sciurorum* также является специфическим паразитом обыкновенной белки, но и на территории Европы отмечается как на хищных (куницы), так и на многих видах грызунов, включая малоазиатскую мышь (*Apodemus mystacinus* Danfordet Alston, 1877) и другие виды лесных и полевых мышей рода *Apodemus* (Keskin, Dik, 2023).

Так, в Италии численность блох *M.s. sciurorum* варьировала в зависимости от сезона и плотности хозяев на участке. Белки, пойманные весной, были более заражены, чем пойманные осенью и зимой, а животные, живущие в местах с высокой плотностью населения, были более заражены, чем животные, живущие в популяциях со средней и низкой плотностью (Romeo et al., 2014).

Кроме того, блохи *M. s. sciurorum* обнаружены в гнездах многих птиц: чечеток, ястребов, сов, гоголей, канюков, пищух, воронов, больших крохалей, китоглазов, синиц, сорок, дятлов,

сипух и дятлов. Почти все из перечисленных видов – крупные неворобьиные птицы, с крупными гнездами. У указанных хищных птиц гнезда обычно возобновляются, т. е. существуют не один год на одном и том же месте, на старом гнезде. Пищуха и синица, а также дятлы, совы, сипухи и гоголи – виды-дуплогнездники, и их гнезда с большой вероятностью ежегодно заселяются другими птицами. Находки блох *M. s. sciurorum* на чечетках и китоглавах, вероятно, случайные. Маленькие гнезда чечеток – разовые. Они имеют форму лотка на дереве или кусте. Также разовыми являются гнезда китоглавов, которые располагаются или на земле, или на плавающем острове тростника.

Таким образом, блохи *M.s. sciurorum* отмечаются на широком круге млекопитающих и птиц, обитающих как в лиственных, так и в хвойных лесах и редколесьях в умеренных и прохладных регионах, но главным образом в теплые месяцы года, а осенью и зимой их численность снижается (Egri, Tersztyánszky, 1985; Cyprich et al., 1999).

В Датской лаборатории по борьбе с вредителями были проведены исследования биологии *M. s. sciurorum* и борьба с ними с помощью инсектицидов (Larsen, 1995, 1996; Clark et al., 1997, 1999). В лаборатории эту блоху успешно выращивали на желтогорлых мышах, европейских мышах (*A. sylvaticus* L., 1758) и домовых мышах (*Mus musculus* L., 1758). Согласно результатам предварительных исследований, оптимальное развитие блохи от яйца до взрослой особи варьировало от 23 до 32 дней (Larsen, 1995). Для исследований яйцекладки и стадий развития флаконы отставляли в темноте в инкубаторах при температуре $23 \pm 1^\circ\text{C}$ и относительной влажности $80 \pm 5\%$.

РЕЗУЛЬТАТЫ

Территория «ЗПЗ Савватьево» делится на пять зон: норковую, лисью и соболиную фермы, а также кормокухню и ветеринарный участок. По данным «ЗПЗ Савватьево», на 1 января 2023 г. численность поголовья норок составляло 50752, лисиц – 1867, соболей – 3080 особей. Зоны разделены забором, что исключает проникновение животных на другие фермы. Звероводы каждого подразделения работают только на своем объекте и не взаимодействуют с другим персоналом без предварительного прохождения санитарного пропуска.

Для дальнейшего изложения материала важно отметить, что все норки зверохозяйства «Савватьево» были импортированы из других стран в несколько этапов. Так, в 2010 г. из Польши было завезено 5500 особей, в 2013, 2014 и 2015 годах из Дании завезли соответственно 2260, 2184 и 2710 особей. Кроме того, в 2016 г. 237 зверьков поступило из Белоруссии.

На территории зверохозяйства для содержания зверьков установлены шеды. Шед представляет собой полукрытое строение, т.е. навес с двускатной крышей без наружных стен. Среднюю часть шед занимает проход для обслуживающего персонала. Кормление норок осуществляется автоматически при помощи кормового раздатчика, по обе стороны которого находятся сетчатые клетки с теплым деревянным домиками

с соломенной подстилкой для отдыха и создания гнезда. Остальную часть клетки занимает выгульная зона.

В период гона самцов подсаживают в клетку к самке. В отдельной клетке может содержаться до трех взрослых зверьков (две самки и один самец). Щенки отсаживаются от самок через 45 дней после рождения, и, таким образом, наиболее высокая численность прокормителей блох в клетках приходится на период с мая по август. Численность норок в зверохозяйстве непостоянна: забой самцов и части самок производится в марте и ноябре.

Нами были обследованы в 2023 г. волосяной покров норок, а также их гнезда и шеды. Всего было осмотрено 600 норок из трех шедов. В двух шедов содержатся самки основного поголовья, в одном шед – самцы. Возраст обследованных животных более 1 года. Экстенсивность инвазии (ЭИ) составила до 40% ИИ составила от 5 до 20 экземпляров на одном животном. Данные за 2020-2022 гг. по зараженности норок блохами взяты из ветеринарной документации хозяйства.

Результаты многолетних наблюдений температуры воздуха в Тверской области за период 2020–2023 гг. и их ретроспективный анализ представлены на рис. 1. Согласно имеющимся данным, среднегодовая температура воздуха (°C) составила: в 2020 г. +9.4, в 2021 г. +8.5, в 2022 г. +9.0, в 2023 г. +9.3, значения находятся примерно в одинаковом диапазоне. Однако в 2020 г. зарегистрированы наиболее высокие показатели температуры за январь и февраль, т.е. это была самая теплая зима.

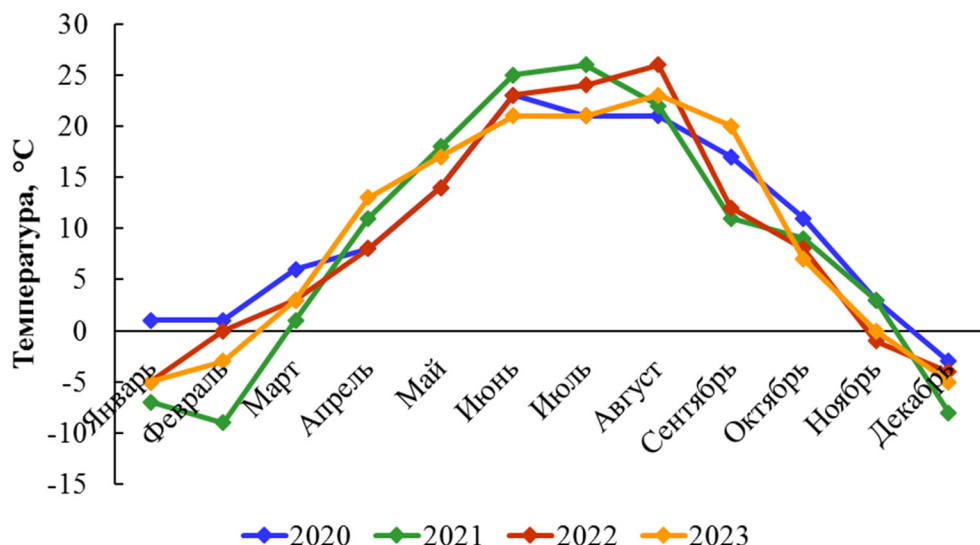


Рисунок 1. Динамика средней температуры воздуха в Тверской области за период с 2020 по 2023 г. согласно данным метеорологической станции № 563481 “Emmaus”.

Figure 1. Dynamics of average air temperature in Tver Province for the period from 2020 to 2023 according to the data of meteorological Station № 563481 “Emmaus”.

При ретроспективном анализе и сопоставлении средних температур и ЭИ блохами у норок было обнаружено, что статистически значимых различий не прослеживается. Тем не менее количество зараженных животных и интенсивность заражения в 2020 г. было достоверно больше, чем в другие годы. Данный факт связан с теплой зимой и, как следствие, сохранением инвазионного начала в окружающей среде (рис. 2).

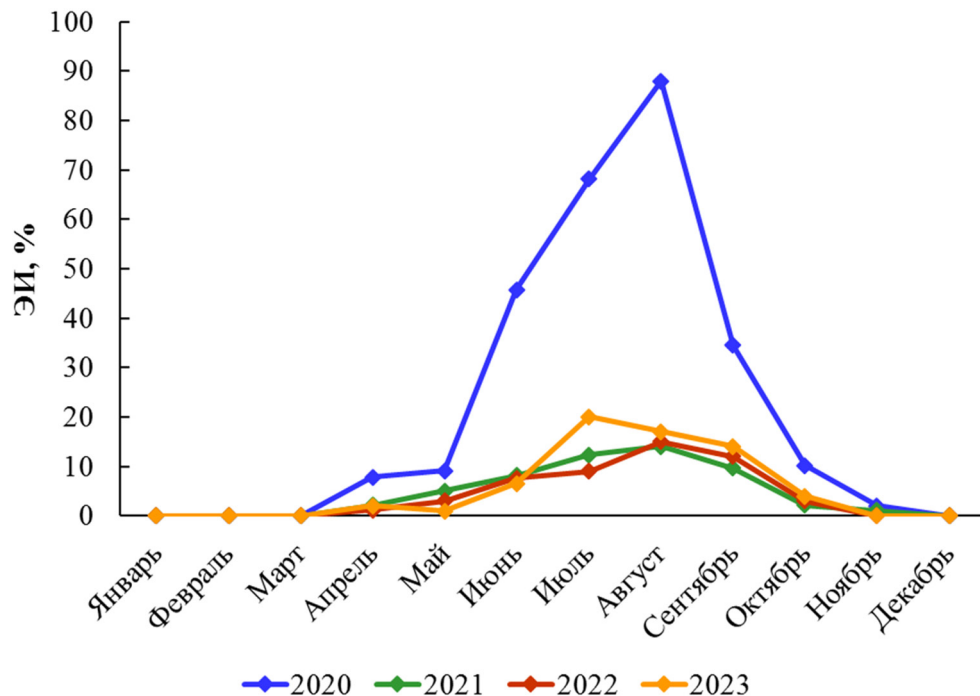


Рисунок 2. Ретроспективный анализ ЭИ (%) блох у норок в период с 2020 по 2023 г. (ООО «ЗПЗ Савватьево»).

Figure 2. Retrospective analysis prevalence of infection fleas in minks from 2020 to 2023 (“Savvatyevo”).

Аналогичный вывод можно сделать и на основании данных (при наложении средних температур и ИИ блох у норок) рис. 3. С ноября по март 2020 г. ИИ эктопаразитов крайне низкая. Однако с наступлением устойчивых высоких положительных температур с мая по сентябрь регистрируется наибольшая ИИ – 49.1 экз. за 4 года исследований. Согласно опросным данным, полученным от персонала, в зверохозяйстве низкая частота нападения блох отмечается также в холодный период года – с октября по март. Рост количества нападений увеличивается с апреля и остается высокой до сентября.

Средняя температура воздуха и средняя ИИ за период с мая по сентябрь в 2021, 2022 и 2023 годах примерно одинаковая и составляет 20.4°C и 9.8 экз., 19.8°C и 9.3 экз.,

20.4°C и 11.7 экз. соответственно. Низкотемпературные зимние месяцы за три года сформировали динамику по ИИ эктопаразитов норок.

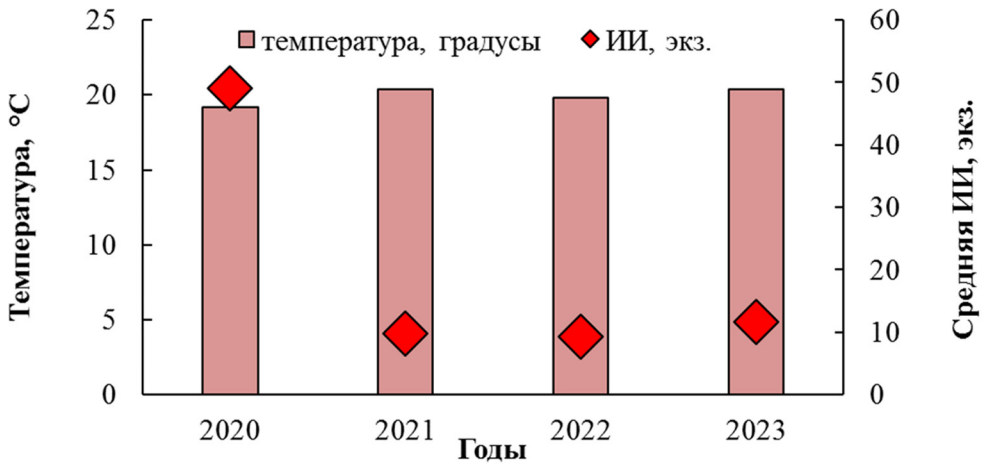


Рисунок 3. Средняя температура воздуха и ИИ блох у норок в период с мая по сентябрь 2020–2023 гг. (ООО «ЗПЗ Савватьево»).

Figure 3. Average air temperature and intensity of infection fleas in minks from May to September 2020–2023 (“Savvatyevo”).

Также количество осадков в разные месяцы в период с мая по сентябрь в 2020 г. достоверно выше, чем в другие годы (рис. 4). Таким образом, и ИИ в период с мая по сентябрь в 2020 г. достоверно выше, чем в другие годы.

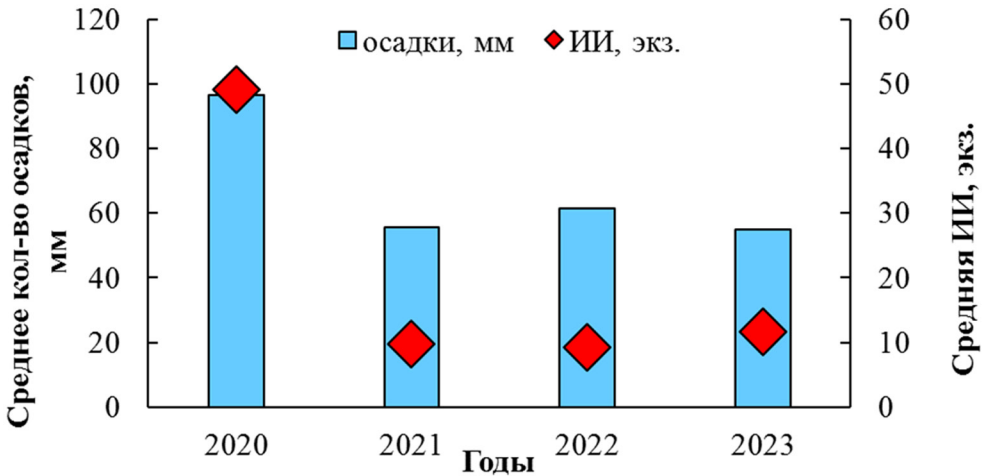


Рисунок 4. Среднее количество осадков и ИИ блох у норок в период с мая по сентябрь в 2020–2023 гг. (ООО «ЗПЗ Савватьево»).

Figure 4. Average rainfall and intensity of infection fleas in minks from May to September 2020–2023 (“Savvatyevo”).

В Тверской обл. осадки по сезонам года распределяются неравномерно. Большая часть осадков приходится на теплое время года – в период с мая по сентябрь, максимальные осадки выпадают в июле и августе, наименьшее количество осадков отмечается в холодное время года – в декабре и январе.

Из рис. 5 видно, что в 2020 г. наблюдалось максимальное годовое количество атмосферных осадков – 736 мм. Пик осадков (144 мм) и максимальные средние температуры зарегистрированы в июле. Таким образом, наибольшая ЭИ (88%) зарегистрирована в августе что свидетельствует о благоприятных условиях для развития эктопаразитов.

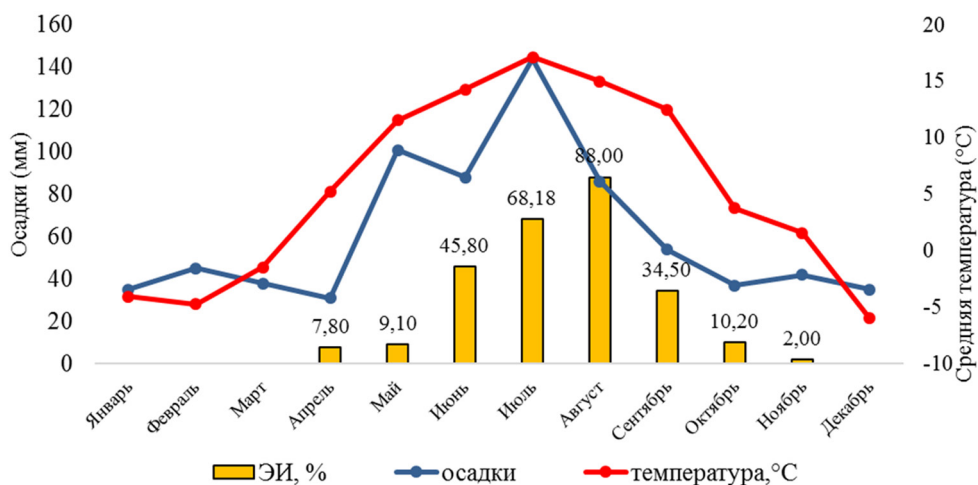


Рисунок 5. Зараженность (ЭИ, %) блохами у норок в зависимости от средних значений температуры воздуха и осадков за 2020 г. (ООО «ЗПИЗ Савватьево»).

Figure 5. Prevalence of infection fleas in minks depending on average temperature and precipitation for 2020 (“Savvatyevo”).

Таким образом, кривая ИИ и ЭИ блох у норок в течение года напрямую зависит от климатических условий окружающей среды – температурного режима и количества осадков. Пики ИИ эктопаразитов приходятся на годы, когда регистрируются теплая зима, а также теплые и с наибольшим количеством осадков последние весенние, все летние и первые осенние месяцы (май–сентябрь). Низкая зараженность пушных зверей в зимний период объясняется минусовыми температурами, которые являются неблагоприятным условием для прохождения блохами полного цикла развития от яйца до имаго. Однако в данные периоды паразит находится в стадии яйца или куколки, а с наступлением теплого весеннего сезона происходит развитие паразита.

ОБСУЖДЕНИЕ

По имеющимся данным, на норках, разводимых в зверохозяйствах России, не отмечалось обнаружение *Monopsyllus s. sciurorum*. Наиболее вероятным представляется завоз блох *M. s. sciurorum* в «ЗПЗ Савватьево» из зверохозяйств Польши и Дании как на стадии имаго на зверьках, так и на стадиях яйца, куколки, личинки с подстилкой щенков. Климат Тверской обл., наличие мест развития и доступность прокормителя в условиях шедового содержания обеспечивают высокую численности блох данного вида.

Можно также предположить, что еще один вариант попадания на территорию зверохозяйства блохи *M. s. sciurorum* – занос из местных природных биотопов. Видовой состав блох, паразитирующих на белках и других мелких млекопитающих на территории Тверской обл., до настоящего времени остается не изученным. Исследования молекулярного-генетического разнообразия различных популяций блохи *M. s. sciurorum* позволят уточнить пути заражения норок «ЗПЗ Савватьево».

Шеды регулярно обрабатываются (согласно регламенту, не менее двух раз в месяц) инсектицидами в форме дустов НПО «Гарант». Его действующими веществами служат фосфорорганическое соединение фентион и пиретроид дельтаметрин. Кроме того, клетки обжигают огнем после забоя. Тем не менее в местах содержания норок высокая численность блох периодически восстанавливается. Устойчивость воспроизведения популяции блох обеспечивается поголовьем племенных самок и самцов возрастом от 2 до 4 лет. Кроме того, дезинсекция проводится в центральном проходе шеда с бетонированным полом. Места же развития блох – подстилка внутри гнездовых домиков – не обрабатывается. Использованная подстилка регулярно заменяется в гнездовых домиках и выбрасывается на землю под клеткой. Таким образом, внутри пространства шедов сохраняются благоприятные условия для развития личинок блох в теплое время года. Расстояние от места выплода имаго в подстилке до гнездовой клетки в среднем около полуметра, что, вероятно, позволяет активно мигрирующему имаго *M. s. sciurorum* достигать своего прокормителя.

ФИНАНСИРОВАНИЕ РАБОТЫ

Работа выполнена на базе коллекции Зоологического института РАН (ЗИН РАН), С.-Петербург (УФК ЗИН рег. № 2-2.20) по теме «Разработка современных основ систематики и филогенетики паразитических и кровососущих членистоногих» (Гос. регистрационный номер 122031100263-1) Министерства науки и высшего образования.

СОБЛЮДЕНИЕ ЭТИЧЕСКИХ СТАНДАРТОВ

В данной работе отсутствуют исследования человека и животных, соответствующих критериям Директивы 2010/63/EU.

КОНФЛИКТ ИНТЕРЕСОВ

Авторы данной работы заявляют, что у них нет конфликта интересов.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

- Балакирев Н.А. 2021. Современное состояние клеточного пушного звероводства в мире. Кролиководство и звероводство 3: 9–15. [Balakirev N.A. 2021. Current state of caged fur farming in the world. Rabbit and fur farming 3: 9–15 (in Russian)].
- Балакирев Н.А., Масалов В.Н., Михеева Е.А. 2009. Состояние и перспективы развития клеточного пушного звероводства. Вестник ОрелГАУ 4. URL: <https://cyberleninka.ru/article/n/sostoyanie-i-perspektivy-razvitiya-kletochnogo-pushnogo-zverovodstva> (дата обращения: 05.05.2024). [Balakirev N.A., Masalov V.N., Mikhееva E.A. 2009. State and prospects for the development of caged fur farming. Bulletin of OrelSAU 4. URL: <https://cyberleninka.ru/article/n/sostoyanie-i-perspektivy-razvitiya-kletochnogo-pushnogo-zverovodstva> (date of access: 05/05/2024)].
- Войтюк М.М., Мачнева О.П. 2021. Состояние и перспективы пушного звероводства в России. Инженерное обеспечение в реализации социально-экономических и экологических программ АПК материалы международной научно-практической конференции / Курганская государственная сельскохозяйственная академия им. Т.С. Мальцева (Лесниково). Курган, 2021: 241–245. [Voytyuk M.M., Machneva O.P. 2021. State and prospects of fur farming in Russia. Engineering support in the implementation of socio-economic and environmental programs of the agro-industrial complex, materials of the international scientific and practical conference / Kurgan State Agricultural Academy named after. T.S. Maltseva (Lesnikovo). Kurgan, 2021: 241–245. (in Russian)].
- Иофф И.Г., Микулин М.А., Скалон О.И. 1965. Определитель блох Средней Азии и Казахстана. М., Медицина, 371 с. [Ioff I.G., Mikulin M.A., Skalon O.I. 1965. Identifier of fleas of Central Asia and Kazakhstan. M., Medicina, 371 s. (in Russian)].
- Иофф И.Г., Скалон О.И. 1954. Определитель блох Восточной Сибири, Дальнего Востока и прилегающих районов. М., Медгиз, 276 с. [Ioff I.G., Skalon O.I. 1954. Flea Identifier for Eastern Siberia, the Far East and Adjacent Regions. M., Medgiz, 276 s. (in Russian)].
- Ромашова Е.Б., Кузнецов Ю.Е. 2021. Наиболее распространенные эктопаразитозы у пушных зверей при клеточном содержании. Современные проблемы общей и прикладной паразитологии: Сборник научных статей по материалам XV национальной научно-практической конференции памяти профессора В.А. Ромашова (25 ноября 2021 г., Воронеж) / Воронежский государственный аграрный университет им. Императора Петра I: 169–177. [Romashova E.B., Kuznetsov Yu.E. 2021. The most common ectoparasitoses in fur-bearing animals kept in cages. Modern problems of general and applied parasitology: Collection of scientific articles based on the materials of the XV National Scientific and Practical Conference in memory of Professor V.A. Romashova (November 25, 2021, Voronezh) / Voronezh State Agrarian University named after Emperor Peter I: 169–177. (in Russian)].
- Тифлов В.Е., Скалон О.И., Ростигаев Б.А. 1977. Определитель блох Кавказа. Ставрополь, Ставроп. книжн. изд-во, 280 с. [Tiflov V.E., Skalon O.I., Rostigaev B.A. 1977. Caucasus Flea Identifier. Stavropol', Stavrop. knizhn. izd-vo, 280 s. (in Russian)].

- Clark F., Deadman D., Greenwood M., Larsen K., Pudnay S. 1999. Effects of feeding on the Circadian rhythm of *Ceratophyllus sciurorum* (Siphonaptera: Ceratophyllidae). *Journal of Vector Ecology* 24 (1): 78–82.
- Clark F., Deadman D., Greenwood M., Larsen K.S. 1997. A circadian rhythm of locomotor activity in newly emerged *Ceratophyllus sciurorum*. *Medical and Veterinary Entomology* 11: 213–216.
- Csanády A., Stanko M. 2023. Contribution to the knowledge of fleas (Siphonaptera) in the nests of *Micromys minutus* and *Muscardinus avellanarius* in north-eastern Slovakia *Biodiversity and Environment* 15 (1): 20–24.
- Cyprich D., Krumpál M., Vachova E. 1999. Host spectrum of *Ceratophyllus sciurorum* (Schränk, 1803) (Siphonaptera) in Central Europe. *International Studies on Sparrows* 26: 29–48.
- Cyprich D., Spitalská E., Krumpál M. 2001. Seasonal dynamics of *Ceratophyllus sciurorum sciurorum* (Schränk, 1803) (Siphonaptera) in Slovakia. *Wiadomości Parazytologiczne* 47 (1): 49–59.
- Domínguez G. 2004. North Spain (Burgos) wild mammals ectoparasites. *Parasite* 11 (3): 267–272. Режим доступа: doi:10.1051/parasite/2004113267
- Domínguez-Peñañel G., Giménez-Pardo C., Gegúndez M., Lledó L. 2011. Prevalence of ectoparasitic arthropods on wild animals and cattle in the Las Merindades area (Burgos, Spain). *Parasite* 18 (3): 251–260. Режим доступа: doi:10.1051/parasite/2011183251
- Egri B., Tersztyánszky G. 1985. Mass occurrence of *Ixodes ricinus* and of *Monopsyllus sciurorum* [*Ceratophyllus sciurorum*] on a red squirrel (*Sciurus vulgaris*) [in Hungary]. *Magyar Allatorvosok Lapja* 40 (9): 550. [In Hungarian].
- Jurík M. 1976. *Monopsyllus sciurorum* (Schränk, 1781) akoparazit v chovochnoriek v CSSR. Zpráva o činnosti Československé zoologické společnosti 7–9: 11–14.
- Keskin A., Dik B. 2023. The first data on the ectoparasites (ticks, lice and fleas) of the stone marten, *Martes foina* (Erxleben) in Türkiye. *Arthropods* 12 (3): 141–147.
- Larsen K.S. 1995. Laboratory rearing of the squirrel flea *Ceratophyllus sciurorum sciurorum* with notes on its biology. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 76 (3): 241–246.
- Larsen K.S. 1996. The squirrel flea *Ceratophyllus sciurorum sciurorum*. Danish Pest Infestation Laboratory Annual Report: 51–53.
- Larsen K.S. 2016. Resistance demonstrated in fleas from Danish mink farms. *Dansk Pelsdyravl* 4: 50.
- Larsen K.S., Sciuto M., Dahl J. 2018. The use of phoxim and bendiocarb for control of fleas in farmed mink (*Mustela vison*). *Acta Veterinaria Scandinavica* 60 (58). Режим доступа: 10.1186/s13028-018-0412-6
- Larsen K.S., Siggurdsson H., Mencke N. 2005. Efficacy of imidacloprid, imidacloprid/permethrin and phoxim for flea control in the Mustelidae (ferrets, mink). *Parasitology Research* 97 (1): 107–112. Режим доступа: doi: 10.1007/s00436-005-1453-0
- Libois R. 2016. On the fleas and louse (Insecta: Siphonaptera and Anoplura) of the garden dormouse, *Eliomys quercinus* (L., 1766) in Belgium. *Annales de la Société entomologique de France* (N. S.) 52: 1–8. Режим доступа: 10.1080/00379271.2016.1188529
- Lipatova I., Stanko M., Paulauskas A., Spakovaite S., Gedminas V. 2015. Fleas (Siphonaptera) in the Nests of Dormice (Gliridae: Rodentia) in Lithuania. *J. Med. Entomol.* 52(3): 469–474. Режим доступа: 10.1093/jme/tjv033
- Mazzamuto M.V., Pisanu B., Romeo C., Ferrari N., Preatoni D., Wauters L.A., Chapuis J.-L., Martinoli A. 2016. Poor Parasite Community of an Invasive Alien Species: Macroparasites of Pallas's Squirrel in Italy. *Annales Zoologici Fennici* 53: 00–00. Режим доступа: 10.5735/086.053.0209
- Pisanu B., Marmet J., Beauclournu J., Chapuis J.-L. 2008. Diversité du cortège en Siphonaptères chez le tamia de Sibérie (*Tamias sibiricus* Laxmann) introduit en Forêt de Sénart (Ile-de-France). *Parasite* (Paris, France) 15 (1): 35–43. Режим доступа: 10.1051/parasite/2008151035

- Romeo C., Wauters L.A., Ferrari N., Lanfranchi P., Martinoli A., Pisanu B., Preatoni D.G., Saino N. 2014. Macroparasite fauna of alien grey squirrels (*Sciurus carolinensis*): composition, variability and implications for native species. PLoS ONE 9 (2): 1–8. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0088002>
- Traub R.E., Rothschild M., Haddow J.F. 1983. The Ceratophyllidae: key to the genera and host relationships, with notes on their evolution, zoogeography and medical importance. University Press, Cambridge, XV+288 p.

DISTRIBUTION OF THE FLEA
MONOPSYLLUS SCIURORUM SCIURORUM (SCHRANK, 1803)
(SIPHONAPTERA, CERATOPHYLLIDAE)
IN THE WILD AND IN FUR FARMS

E. B. Romashova, S. G. Medvedev, Yu. E. Kuznetsov

Keywords: fleas, *Monopsyllus s. sciurorum* (Schrank, 1803), host-parasite relations, Neovison vison.

SUMMARY

The parasite of the common squirrel (*Sciurus vulgaris* (L., 1758)) is the flea *Monopsyllus sciurorum sciurorum* (Schrank, 1803), it is found throughout Europe and Western Siberia, it parasitizes 70 species of hosts. Also, the mink flea is a big problem for fur farming in some European countries. We analyzed the species composition of hosts and the conditions of parasitism of *M. s. sciurorum* on minks in the fur breeding farm of «Savvatyevo» in the Tver region.

К ЮБИЛЕЮ АЛЕКСАНДРА ЮРЬЕВИЧА РЫССА

Редакционная коллегия журнала «Паразитология»*
Межрегиональная общественная организация Паразитологическое общество
(Паразитологическое общество при РАН)**

*Зоологический институт РАН,
Университетская наб., 1, Санкт-Петербург, 199034 Россия*

**e-mail: parazitologiya@zin.ru*

***e-mail: parsoc@zin.ru*



DOI: 10.31857/S0031184724040094, **EDN:** ВМАОСН

7 марта 2024 г. исполнилось 70 лет со дня рождения видного отечественного нематолога, доктора биологических наук Александра Юрьевича Рысса. Александр Юрьевич – выпускник Ленинградского (ныне Санкт-Петербургского) государственного университета по кафедре зоологии беспозвоночных. Сразу по окончании университета в 1976 г. он пришел работать в Зоологический институт АН СССР, где прошел путь от стажера-исследователя до главного научного сотрудника. А.Ю. Рысс – ученый мирового

уровня, его имя широко известно специалистам в нашей стране и за рубежом как одного из ведущих мировых лидеров в области таксономии, филогенетики, экологии, эволюции и биогеографии фитонематод. Он автор более 200 научных работ, включая монографию и главы в монографиях. Научными интересами Александра Юрьевича охвачены различные аспекты нематологии – морфология, экология, эволюция фитонематод и особенности их взаимоотношений с растениями-хозяевами и насекомыми-переносчиками. На протяжении последних лет А.Ю. Рысс активно исследует группу стволовых фитонематод, среди которых возбудители опасных заболеваний деревьев – вилта хвойных и лиственных пород. Им выполнена серия таксономических работ, созданы компьютеризованные определительные ключи, предпринят совместно с коллегами молекулярно-филогенетический анализ стволовых фитонематод. Результаты этого анализа существенно уточнили представления о филогении стволовых фитонематод и решили конфликт между их молекулярной и классической таксономией, основанной на морфологических признаках. Предпринятое Александром Юрьевичем изучение природных очагов стволовых нематод позволило ему разработать методы оценки вероятности превращения оппортунистических патогенов в истинных патогенов лесных и парковых сообществ, а также выявить нематод-антагонистов переносчиков опасных грибных и нематодных инфекций, которых можно в перспективе использовать в качестве агентов биологического метода защиты растений. Анализируя огромную совокупность накопленных материалов, Александр Юрьевич сформулировал новые представления об эволюции жизненных циклов стволовых нематод, обосновал их происхождение от участников детритной пищевой сети и наметил последовательные этапы становления жизненных циклов в коадаптации с насекомыми-переносчиками и растениями-хозяевами.

Широкая эрудиция и высокий научный авторитет А.Ю. Рысса подтверждаются его разветвленными контактами с ведущими отечественными и зарубежными коллективами нематологов, многочисленными обращениями к нему за квалифицированной консультативной помощью. Он охотно делится своим богатым опытом с коллегами и учениками, успешно руководит работой аспирантов. А.Ю. Рысс – один из создателей и первый Президент Российского общества нематологов. Он внес большой вклад в укрепление Паразитологического Общества при РАН (ПО) на посту Ученого Секретаря (2004-2013 гг.) этого общества и продолжает свою плодотворную деятельность и поныне, будучи членом Центрального Совета ПО. Он входит в состав редколлегии журнала «Паразитология», является секционным редактором “*Zoosystematica Rossica*” и ассоциированным редактором “*Russian Journal of Nematology*”.

Редакционная коллегия журнала «Паразитология», Паразитологическое общество, коллеги и друзья поздравляют Александра Юрьевича Рысса со столь значимым юбилеем и желают ему здоровья, благополучия и плодотворного продолжения творческой активности на благо паразитологии и зоологии.