

УДК 591.69-438-512.222(665.2)

**ВСТРЕЧАЕМОСТЬ *SCHISTOSOMA MANSONI*
(TREMATODA: SCHISTOSOMATIDAE)
У *BIOMPHALARIA PFEIFFERI* (GASTROPODA: PLANORBIDAE)
В ВОДОЁМАХ ПРЕФЕКТУРЫ КИНДИЯ (ГВИНЕЙСКАЯ РЕСПУБЛИКА)**

© 2025 г. Е. В. Дмитриева¹, С. Диаките², П. Койвоги², Н. В. Пронькина¹, В. А. Уппе¹,
Л. Конате², М. Д. Соу², А. М. Балде², М. Камара³, Д. М. Полевой¹, Р. В. Мачкевский¹,
Е. А. Водясова¹, И. Кейта², А. И. П. Диалло²

¹ФГБУН ФИЦ «Институт биологии южных морей имени А. О. Ковалевского РАН»,
Севастополь, Российская Федерация

²Центр морских и прибрежных исследований Гвинеи, Конакри, Гвинейская Республика

³Институт прикладной биологии, Киндия, Гвинейская Республика

E-mail: evdmitrieva@ibss-ras.ru

Поступила в редакцию 23.02.2025; после доработки 23.03.2025;
принята к публикации 12.08.2025.

На территории Гвинейской Республики, в западной области префектуры Киндия, в 8 пресноводных водоёмах найдены моллюски родов *Biomphalaria* и *Bulinus* — промежуточные хозяева trematod рода *Schistosoma*, патогенных для человека. Моллюски *Bulinus* были свободны от шистосом, в то время как биомфалярии были ими заражены. В 4 водоёмах выявлены очаги заражённости моллюсков этим паразитом. На основе морфологического анализа раковин заражённых моллюсков установлена их принадлежность к виду *Biomphalaria pfeifferi*. Особенности движения, форма тела, внутренняя анатомия и морфометрические характеристики церкарий, выходящих из моллюсков, соответствовали таковым *S. mansoni*. Полученные последовательности участка ITS1 рДНК показали 100%-ную идентичность с аналогичными локусами *S. mansoni*, паразитирующих у людей и крыс из Африки и Бразилии. В то же время они отличались от таковых ближайшего вида, *S. rodhaini*, на 6 нуклеотидных замен, а от таковых его гибридов с *S. mansoni* — на 2–6 замен. Филогенетический анализ показал достоверное (100 %) включение секвенированной пробы в кластер с другими последовательностями *S. mansoni* и дистанцирование от линий *S. rodhaini* и гибридов *S. rodhaini* × *S. mansoni*. Этот результат подтверждает идентификацию вида как *S. mansoni*. Данные о встречаемости этого паразита у моллюсков, а также последовательности его ДНК получены для территории Гвинеи впервые. В целом заражённые моллюски (32 экз.) имели достоверно большие средние размеры раковин, чем незаражённые (1110 экз.). Анализ влияния ряда факторов среды на встречаемость моллюсков *B. pfeifferi* и их заражённость trematodами *S. mansoni* не выявил их зависимости от pH, насыщенности кислородом и температуры воды в пределах изменчивости этих показателей в период исследования (октябрь — ноябрь). Отмечена относительная толерантность биомфалярий к дефициту кислорода в воде, что способствует, очевидно, их встречаемости в загрязнённых экскрементами водах и создаёт условия для заражения моллюсков миграциями шистосом. Показана связь присутствия шистосом в биоценозе с определёнными характеристиками среды, а именно со стоячей или медленно текущей водой и с наличием обильной прибрежной растительности. Кроме того, все водоёмы, в которых найден паразит, находились в черте города. Полученные результаты важны для разработки мер борьбы с шистосомозом в регионе.

Ключевые слова: *Schistosoma*, шистосомоз, природный очаг заражения, промежуточный хозяин, *Biomphalaria*, ITS1 рДНК, Гвинейская Республика

Шистосомоз человека — тропическое заболевание, связанное с паразитированием шести видов trematod рода *Schistosoma* Weinland, 1858, из которых два, *S. haematobium* (Bilharz, 1852) и *S. mansoni* Sambon, 1907, вызывают 99 % случаев заражения шистосомозом в мире. Всемирная организация здравоохранения рассматривает шистосомоз как одно из наиболее тяжёлых тропических заболеваний. Около 90 % случаев приходится на Африку [Onasanya et al., 2021]. Более того, в последние два десятилетия отмечен рост заражённости африканского населения шистосомозом [Salari et al., 2020]. Миграция населения из Африки на Евразийский континент, потепление климата и связанные с этим риски вселения в новые районы моллюсков — промежуточных хозяев trematod делают изучение различных аспектов экологии шистосом актуальным не только для африканских государств, но и для других стран, в том числе для России. Так, из литературы известно о недавнем распространении шистосомоза на Корсике и в Португалии, в частности среди жителей, не посещавших районы его естественного распространения [Gabrielli, Garba Djirmay, 2023].

Распространение шистосомоза связано с двумя факторами — с загрязнением воды человеческими экскрементами с яйцами паразита и с наличием заражённых моллюсков в естественных водоёмах. Существующие программы контроля концентрируются на инфицированности населения, однако источником заражения человека являются свободноплавающие личинки — церкарии, продуцируемые паразитирующими у моллюсков спороцистами шистосом. Даже если предотвратить попадание в воду яиц паразита, уже заражённые моллюски будут некоторое время производить новых церкарий. Кроме того, «человеческие» виды *Schistosoma* могут паразитировать в других млекопитающих [Aula et al., 2021], так что животные-резервуары позволяют инфекции циркулировать независимо от участия человека. Поэтому для контроля распространения шистосомоза недостаточно проводить профилактику и лечить инфекцию у людей: необходим также мониторинг встречаемости паразита у моллюсков в водоёмах.

Трематодам, вызывающим шистосомозы человека, а также другим представителям семейства *Schistosomatidae* Stiles & Hassall, 1898, к которому они принадлежат, посвящено большое количество исследований разной направленности — от изучения их морфологии, биологии и экологии до геномных и транскриптомных работ, а также разработки ПЦР-диагностики (например, [Alzaylaee et al., 2020; Gandasegui et al., 2016; Sato et al., 2018]). Однако с учётом разнообразия климатических условий в регионах, где встречаются эти гельминты, распространённости и вариабельности их хозяев — моллюсков, возможного включения в паразитарные системы «человеческих» шистосом в различных районах разнообразных резервуарных и случайных хозяев (как окончательных, так и промежуточных) [Aula et al., 2021] и возникновения межвидовых гибридов [De Elías-Escribano et al., 2025; Savassi et al., 2020; Webster et al., 2013] данных об их морфологических, экологических и молекулярно-генетических характеристиках в различных местообитаниях по-прежнему недостаточно. Так, в отношении территории Гвинейской Республики сведения по встречаемости видов *Schistosoma* у моллюсков в доступной литературе отсутствуют. Отметим, что в монографии [Brown, 2005] наличие *S. mansoni* и *S. haematobium* у моллюсков *Biomphalaria pfeifferi* (Krauss, 1848) и *Bulinus globosus* (Morelet, 1866) в Гвинее констатируется на основе регистрации trematod у населения и встречаемости в регионе обоих видов моллюсков, которые являются основными хозяевами данных паразитов в Африке. В базе генетических данных GenBank NCBI (National Center for Biotechnological Information) среди 556 222 записей по различным фрагментам ДНК шистосом нет депонированных нуклеотидных последовательностей представителей этого рода из Гвинейской Республики [Nucleotide database, 2024].

В настоящее время известно о двух патогенных для человека видах рода *Schistosoma*, которые встречаются у населения на территории Гвинеи, — *S. mansoni* и *S. haematobium*. Оба они автохтонны для Гвинейской Республики [Aula et al., 2021]. Согласно данным анализа обследований, проведённых в 1989–2019 гг., заражённость населения в разных районах колеблется

от 1 до 15 % [Guilavogui et al., 2023]. Однако в отдельных публикациях приведены значительно более высокие показатели. Так, в регионе Лесная Гвинея встречаемость *S. mansoni* у школьников достигала 86,1 %, а *S. haematobium* — 75 % [Hodges et al., 2011]. Кроме того, в соседнем со страной районе (Гвинея-Бисау, Камерун, Экваториальная Гвинея, Габон и Нигерия) встречается ещё один вид, паразитирующий у человека, — *S. guineensis* [Kane et al., 2003; Webster et al., 2006]; выявлены и межвидовые гибриды [Savassi et al., 2020]. На территории Гвинейской Республики этот вид шистосом пока не обнаружен. С учётом того, что определение видов на основе морфологии яиц (наиболее распространённый метод идентификации возбудителей шистосомозов) может быть неточным, особенно в отношении гибридов [De Elías-Escribano et al., 2025], необходимо подтверждать результат с использованием молекулярно-генетических маркеров. При этом точная видовая идентификация очень важна для диагностики и лечения, для оценки эпидемиологических последствий и для разработки мероприятий по контролю природных очагов инфекции.

В связи с вышесказанным цели данной работы — охарактеризовать встречаемость патогенных для людей шистосом у моллюсков в префектуре Киндия (Гвинейская Республика), идентифицировать виды рода *Schistosoma* на основе морфологии церкарий и последовательностей ДНК и проанализировать связь показателей заражённости моллюсков шистосомами с параметрами среды.

МАТЕРИАЛ И МЕТОДЫ

Отбор проб. В октябре — ноябре 2024 г. на территории префектур Коя и Киндия (регион Киндия, Гвинейская Республика) обследовано 27 мест в прибрежной зоне 21 водоёма (см. карту: <https://www.google.com/maps/d/edit?mid=1JeRUjZ5VpumfQxLM7R-GmriHB73BXss&usp=sharing>).

В местах отбора проб фиксировали следующие параметры: pH и температуру воды, растворённый O_2 , а также характеристики биоценоза — наличие растительности, тип грунта (каменистое дно, песок либо ил) и относительную скорость течения (стоячая вода, медленно текущая вода либо быстрое течение). Физико-химические показатели измерены с помощью многофункционального прибора DO-100 (Китай), откалиброванного и используемого в соответствии с инструкцией производителя; погрешность измерений составляла $\pm 1,5\%$. Перечень обследованных водоёмов, координаты мест отбора проб, гидрохимические характеристики и количество собранных моллюсков представлены в таблице (см. приложение 1: <https://marine-biology.ru/mbj/article/view/498>).

Идентификация видов моллюсков проведена на основе морфометрических признаков раковины в соответствии с определителями [Brown, 2005; Mandahl-Barth, 1957]. Для анализа нормальности распределения размеров моллюсков применён тест Шапиро — Уилка (W). Для проверки достоверности различий между их выборками использован тест Манна — Уитни (U). Для обоих тестов $p \leq 0,05$.

Анализ на наличие паразита. Собранных моллюсков доставляли в лабораторию и содержали в чистой бутилированной воде 2 недели. Перед обследованием их выдерживали в тени 48 ч, затем рассаживали в отдельные стаканчики с небольшим количеством чистой воды и выставляли на естественный свет в 7:00. Для выявления эмиссии через каждые 2 ч до 16:00 стаканчики с моллюсками просматривали под стереомикроскопом «Микромед МС-4-ZOOM LED» (Китай) при увеличении от $\times 20$ до $\times 30$. Каждую пробу обследовали в течение 2–3 дней. Если церкарии шистосом не были обнаружены, моллюска вскрывали и просматривали на наличие инвазии спороцистами. Найденных церкарий, по внешним признакам и характеру движения соответствующих представителям рода *Schistosoma*, и заражённых моллюсков фиксировали в 70%-ном

и 96%-ном этиловом спирте соответственно для проведения в дальнейшем морфологических и молекулярно-генетических исследований.

Фиксированных в 70%-ном спирте церкарий окрашивали квасцовыми кармином и дифференцировали в подкислённом 70%-ном этаноле. После дегидратации в спиртах восходящей концентрации (80–100 %) и просветления в гвоздичном масле объекты монтировали на предметное стекло в канадском бальзаме [Быховская-Павловская, 1985]. Измерения и описание морфологии церкарий выполнены на основе тотальных препаратов ($n = 17$), а также фотографий живых церкарий с использованием микроскопа Olympus CX41 (Япония) при увеличении от $\times 200$ до $\times 400$, цифровой камеры Olympus SC50 и программного обеспечения CellSens Standard v. 1.18. Промеры церкарий (пределы и среднее значение с ошибкой в скобках) приведены в мм. Заражённость характеризовали экстенсивностью инвазии — долей заражённых моллюсков в пробе, %.

Молекулярно-генетическое исследование. ДНК церкарий выделяли с использованием коммерческого набора PureLink Genomic DNA Mini Kit (Invitrogen, США) согласно рекомендациям производителя, с элюцией в минимально допустимом объёме. Количество и качество выделенной ДНК определяли с помощью нанофотометра Nano-500 (Allsheng, Китай) и флуориметра Qubix («Синтол», Россия). Участок ITS1 рДНК амплифицировали с помощью праймеров BD1 (5'-GTCGTAACAAGGTTCCGTA-3') и 4S (5'-TCTAGATGCGTTCGAARTGTCGATG-3') [Bowles, McManus, 1993]. Реакционная смесь включала 5X ScreenMix («ЕвроГен», Россия), 5 пмоль каждого праймера и 5 нг·мкл⁻¹ матричной ДНК церкарии. Протокол амплификации был следующим: предварительная денатурация при +95 °C в течение 3 мин; 35 циклов (+95 °C — 30 с; +55 °C — 30 с; +72 °C — 30 с); финальная элонгация при +72 °C 7 мин. Детекцию продуктов амплификации проводили методом электрофореза в 1%-ном агарозном геле, окрашиванием бромидом этидия и визуализацией в ультрафиолетовом свете. ПЦР-продукты секвенировали в обоих направлениях с помощью набора BrilliantDye Terminator v3.1 (NimaGen, Голландия) на генетическом анализаторе «Нанофор-5» (Институт аналитического приборостроения РАН, Россия).

Полученная последовательность ITS1 была выравнена с аналогичными последовательностями в базе данных GenBank NCBI для видов *S. mansoni* (PP658717, FJ750523 и JQ289742), *S. bovis* (PP312969, PP313016 и PP312959), *S. haematobium* (LC726151, PP963804 и PP963802), *S. rodhaini* (AF531312) и гибрида *S. mansoni* × *S. rodhaini* (EU599364–EU599378) с помощью программы MEGA 11 с использованием алгоритма MUSCLE [Tamura et al., 2021]. Внешняя группа — последовательность *Schistosoma turkestanicum* (MF145062). Филогенетическое дерево строили методом максимального правдоподобия (maximum likelihood) с применением модели GTR + G (generalized time reversible с гамма-распределением) [Rossi, 2018]. Для оценки надёжности кластеров проводили бутстреп-анализ с 1000 повторностей.

РЕЗУЛЬТАТЫ

Встречаемость трематод рода *Schistosoma*. Эти трематоды найдены у моллюсков рода *Biomphalaria* Preston, 1910 в 4 из 27 обследованных водоёмов префектуры Киндия (табл. 1). У 32 биомфалярий из 1376 исследованных обнаружены церкарии и спороцисты шистосом. Процент заражённых моллюсков в пробах составлял от 1,2 до 5,6.

Отметим: кроме шистосом, у биомфалярий были обнаружены и другие трематоды — спороцисты и церкарии семейств Plagiorchidae и Echinostomatidae, а также афарингеальные бревифуркоцеркарии и метацеркарии, идентифицировать которых не удалось. Две особи *Biomphalaria*, заражённые шистосомами, были также инвазированы спороцистами плагиорхид.

Определение вида моллюска. В наших сборах были особи трёх морфотипов, соответствующих родам *Biomphalaria*, *Radix* Montfort, 1810 и *Bulinus* O. F. Müller, 1781. У представителей двух последних родов инвазия шистосомами не обнаружена.

Таблица 1. Характеристика проб *Biomphalaria* sp. и их заражённости трематодами *Schistosoma* sp.**Table 1.** Characterization of *Biomphalaria* sp. samples and prevalence of *Schistosoma* sp.

Дата	Место отбора проб	<i>Biomphalaria</i> sp.				ЭИ, %
		Количество, экз.	Длина раковины, мм	Количество заражённых моллюсков, экз.	Длина раковины заражённых моллюсков, мм	
27.10.2024	Molokhoure 1	56	4,0–7,0	0	—	0
28.10.2024	Molokhoure 1	90	5,5–8,0	5	6,0–8,0	5,56
	Molokhoure 2	82	5,0–8,5	2	7,0	2,44
29.10.2024	Lac Bamba	106	5,0–8,0	0	—	0
	Foulayah 1	14	4,5–6,5	0	—	0
	Foulayah 2	24	5,0–6,5	0	—	0
31.10.2024	Yabara 1	34	4,5–6,0	0	—	0
	Yabara 2	327	5,0–10,0	6	6,0–7,5	1,83
	Sinanya fontaine	163	5,5–9,5	2	7,0; 8,0	1,23
01.11.2024	Molokhoure 1	172	6,0–9,5	7	6,5–9,0	4,07
	Molokhoure 2	154	6,5–9,0	7	7,0–9,0	4,55
	Sinanya fontaine	73	5,5–7,0	1	6,0	1,37
08.11.2024	Molokhoure 1	20	4,5–7,0	1	7,0	5,0
	Sinanya fontaine	61	5,0–8,0	1	7,0	1,64
Всего 8 мест		1376	4,0–10,0	32	5,5–9,0	2,33

Примечание: ЭИ — экстенсивность инвазии. Координаты мест отбора проб см. в приложении 1: <https://marine-biology.ru/mbj/article/view/498>.

Note: ЭИ is prevalence of infection. For coordinates of sampling sites, see Supplement 1: <https://marine-biology.ru/mbj/article/view/498>.

Представители рода *Biomphalaria* (рис. 1) имели овальную плоскую раковину, закрученную в одной плоскости, делающую 3–4 оборота — сверху плавно закруглённых, а снизу несколько тупоугольных. Длина раковины (SL) составляла от 4,0 до 10,0 мм (1110 экз.), ширина (SW) — 3,5–7,0 мм (50 экз.). Длина устья (AL) и его ширина (AW), а также длина пупковой ямки (умбиликуса) (UL) — 3,0–5,0 мм (50 экз.), 2,0–3,0 мм (50 экз.) и 1,5–3,0 мм (50 экз.) соответственно. Таким образом, пупок раковины занимал около $\frac{1}{3}$ её длины. Высота последнего завитка раковины (SH) — 2,0–3,5 мм (50 экз.), она примерно равна ширине устья. По промерам и форме раковин эти моллюски соответствуют виду *B. pfeifferi* [Brown, 2005; Mandahl-Barth, 1957].

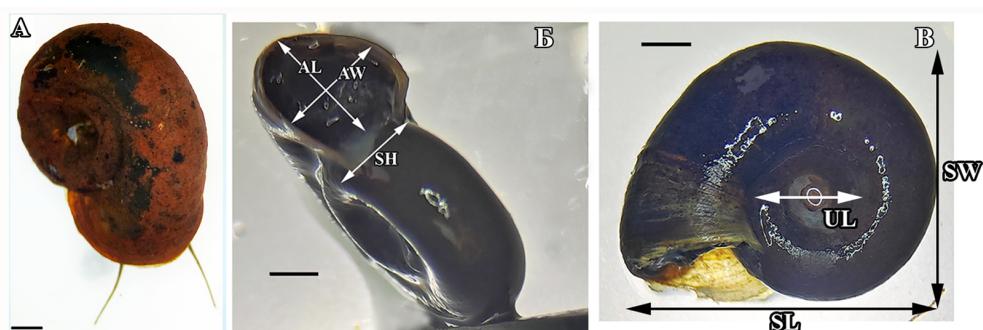


Рис. 1. *Biomphalaria pfeifferi* из водоёмов префектуры Киндия (Гвинея) (А) и схема промеров раковины моллюска (Б, В). AL — длина устья; AW — ширина устья; SH — высота последнего завитка раковины; SL — длина раковины; SW — ширина раковины; UL — длина пупковой ямки (умбиликуса). Масштабные линейки — 1 мм

Fig. 1. *Biomphalaria pfeifferi* from water bodies in Kindia Prefecture (Guinea) (A) and scheme of the mollusc shell measurements (Б, В). AL, aperture length; AW, aperture width; SH, the height of the last whorl (shell height); SL, shell length; SW, shell width; UL, umbilicus length. Scale bars are 1 mm

Определение вида *Schistosoma* на основе морфологических данных. В моллюсках *B. pfeifferi* найдены дочерние спороцисты и церкарии, которые по морфологическим признакам и особенностям движения (см. приложения 2 и 3: <https://marine-biology.ru/mbj/article/view/498>) идентифицированы как трематоды рода *Schistosoma*. Две дочерние спороцисты — длиной 0,365 и 0,488 мм при ширине 0,122 мм — представляли собой удлинённый мешок, заполненный церкариями разной степени зрелости (рис. 2А), что согласуется с описанием спороцист этого рода [Атаев и др., 2016; Meuleman et al., 1980].

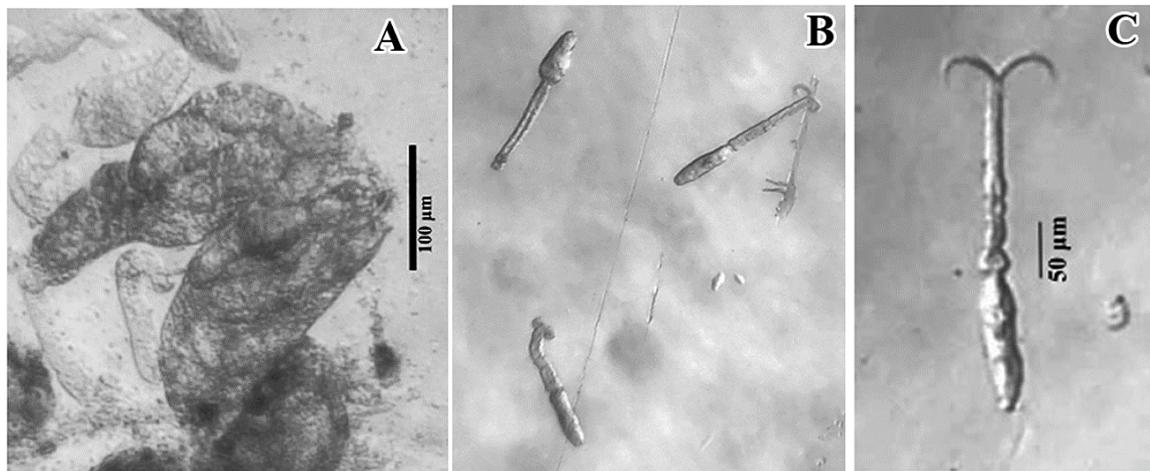


Рис. 2. Спороцисты (А) и церкарии (В, С) *Schistosoma mansoni* из моллюска *Biomphalaria pfeifferi*, отобранного в провинции Киндия (Гвинея)

Fig. 2. *Schistosoma mansoni* sporocysts (A) and cercariae (B, C) from a mollusc *Biomphalaria pfeifferi* sampled in Kindia Prefecture (Guinea)

Церкарии — афарингеальные бревифуркоцеркарии без глазков с характерным раздвоенным на конце хвостом (рис. 2В, С, рис. 3). Тело овальной формы, длиной 0,122–0,139 мм [(0,123 ± 0,003) мм]; наибольшая ширина — 0,044–0,058 мм [(0,048 ± 0,009) мм], на уровне брюшной присоски — 0,042–0,058 мм [(0,046 ± 0,002) мм]. Хвостовой стержень цилиндрический, слегка сужается к концу, длиной 0,144–0,180 мм [(0,162 ± 0,008) мм] и максимальной шириной у основания 0,042–0,058 мм [(0,046 ± 0,002) мм]. Хвостовые фурки длиной 0,055–0,067 мм [(0,062 ± 0,002) мм] и шириной 0,006–0,012 мм [(0,009 ± 0,0006) мм]. Всё тело и хвост церкарии покрыты шипиками. Ротовая присоска мускулистая, овальная, длиной 0,042–0,058 мм [(0,046 ± 0,002) мм] и шириной 0,027–0,033 мм [(0,03 ± 0,0005) мм], занимает около 1/3 тела. Крупные пре- и постакетабулярные железы проникновения представлены пятью парами клеток, заполняют практически 2/3 тела церкарии. Две пары преакетабулярных желёз лежат спереди от брюшной присоски; одна пара, удлинённая, цилиндрической формы, расположена дорсально по отношению ко второй паре, имеющей сфероидальную форму. Три пары постакетабулярных желёз, меньших и сфероидальной формы, находятся позади вентральной присоски, слегка накладываются друг на друга. Протоки этих желёз направлены вперёд и открываются на переднем конце тела. Брюшная присоска хорошо развита и расположена в задней трети тела; её длина 0,013–0,016 мм [(0,015 ± 0,0005) мм], ширина 0,016–0,02 мм [(0,017 ± 0,0006) мм]. Расстояние от переднего конца тела до брюшной присоски составляет 0,088–0,101 мм [(0,095 ± 0,002) мм]. Пищеварительная система представлена пищеводом в виде тонкостенной трубы с шарообразным расширением на конце, достигающей середины тела. Ротовое отверстие расположено вентрально. Нервная система состоит из нервных клеток, образующих скопления, которые соединены тонкими волокнами (нейропил) в районе пищевода. У исследованных особей мерцательные клетки (цитроциты) и идущие от них мелкие каналы выделительной системы не просматриваются. По обе стороны

тела хорошо различимы два более крупных канала выделительной системы, идущих вперёд, два коротких, расположенных по обе стороны хвоста в его передней части, а также экскреторный канал, идущий посередине хвоста, который открывается на концах хвостового разветвления. Система половых органов не дифференцирована и состоит из скопления сферических клеток позади брюшной присоски.

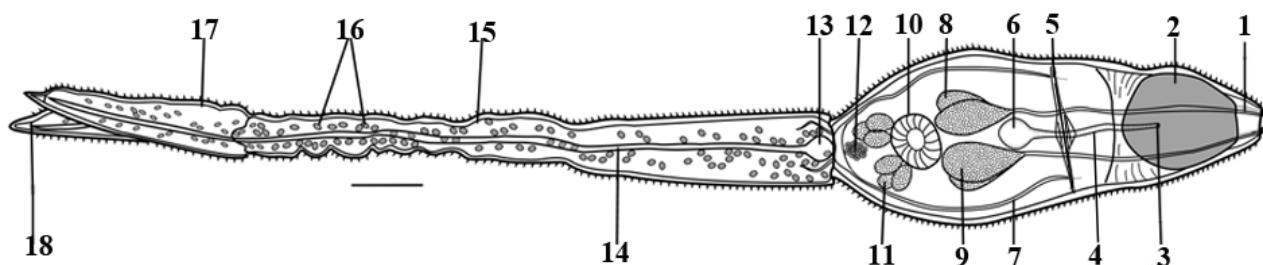


Рис. 3. Форма тела и схема расположения внутренних органов церкарий *Schistosoma mansoni* из моллюсков *Biomphalaria pfeifferi*, собранных в префектуре Киндия (Гвинея): 1 — протоки желёз проникновения; 2 — ротовая присоска; 3 — рот; 4 — пищевод; 5 — нейропил; 6 — зачаток кишечника; 7 — протоки выделительной системы; 8 — дорсальная преацетабулярная железа; 9 — вентральная преацетабулярная железа; 10 — брюшная присоска; 11 — постацетабулярные железы; 12 — зачатки половой системы; 13 — выделительный пузырь; 14 — экскреторный канал; 15 — хвост; 16 — сенсиллы на поверхности хвоста; 17 — хвостовые фурки; 18 — экскреторная пора. Масштабная линейка — 0,02 мм

Fig. 3. Body shape and scheme of the internal morphology of *Schistosoma mansoni* cercariae from *Biomphalaria pfeifferi* molluscs sampled in Kindia Prefecture (Guinea): 1, penetration gland ducts; 2, oral sucker; 3, mouth; 4, esophagus; 5, neuropile; 6, caecum; 7, excretory ducts; 8, dorsal preacetabular gland; 9, ventral preacetabular gland; 10, ventral sucker (acetabulum); 11, postacetabular glands; 12, primordia of the reproductive system; 13, excretory bladder; 14, excretory canal; 15, tail; 16, sensilla on the tail surface; 17, tail furcae; 18, excretory pore. Scale bar is 0.02 mm

В целом по строению и размерам тела и органов описанные церкарии морфологически и морфометрически соответствуют церкариям *S. mansoni* и *S. rodhaini* [Скрябин, 1951; Dorsey et al., 2002; Faust, 1919; Fripp, 1967; Stirewalt, 1974]. Церкарии этих видов практически идентичны и используют в качестве промежуточного хозяина моллюсков рода *Biomphalaria*, однако второй вид не зарегистрирован в Западной Африке [Steinauer et al., 2008]. С учётом этого обнаруженные церкарии были идентифицированы как *S. mansoni*.

Определение вида *Schistosoma* на основе молекулярно-генетических данных. На основе ДНК, которая была выделена из церкарий *Schistosoma* от моллюска *B. pfeifferi*, отобранного в провинции Киндия (Гвинея), был секвенирован регион ITS1 (518 пар нуклеотидов), последовательность которого доступна в GenBank NCBI под номером PV771189.

Полученный фрагмент ITS1 на 100 % идентичен 3 аналогичным участкам ДНК *S. mansoni* из Африки и Бразилии (PP658717, FJ750523 и JQ289742). Сравнение с фрагментом близкого вида *S. rodhaini* (AF531312) выявило 6 нуклеотидных замен (98,96 % идентичности). При сопоставлении с последовательностями *S. haematobium* (LC726151, PP963804 и PP963802) установлено, что идентичность составила 95–96 % (22–28 замен), с *S. bovis* — 95 % (28 замен). В то же время этот локус ДНК, относящийся к гибриду *S. mansoni* × *S. rodhaini* (EU599364–EU599378), отличается на 2–6 замен (98,96–99,66 % идентичности). Однако при филогенетическом анализе секвенированная проба и последовательности *S. mansoni* образовали строго поддерживаемую кладу, отдельную от *S. rodhaini* и от его гибрида с *S. mansoni* (рис. 4). Этот результат подтверждает принадлежность обнаруженного паразита к *S. mansoni*.

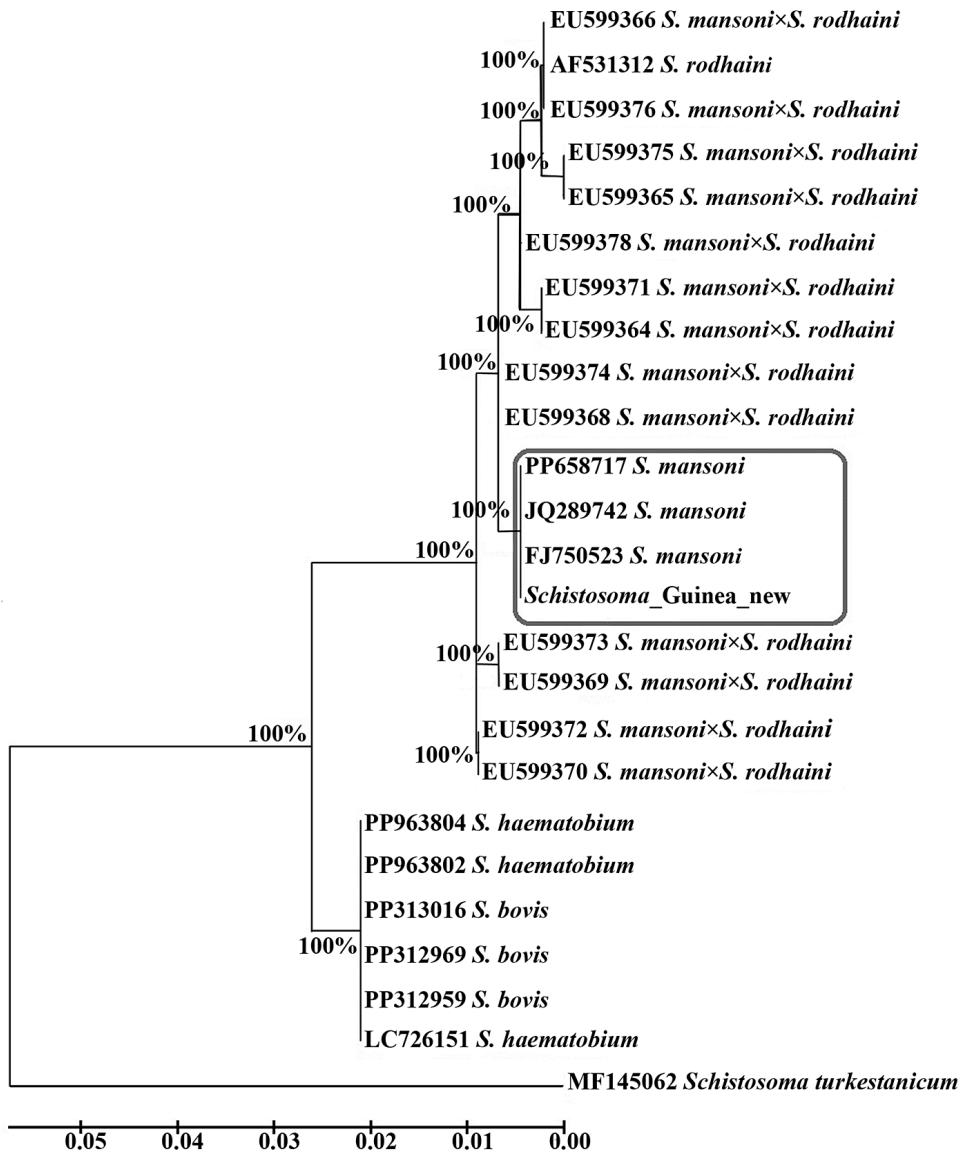


Рис. 4. Филогенетическое дерево, построенное методом максимального правдоподобия на основе частичной последовательности гена ITS1, отражающее положение пробы *Schistosoma mansoni* из Гви-неи по отношению к близким видам, последовательности которых доступны в GenBank NCBI. В узлах показана бутстреп-поддержка. Длина выравнивания — 518 пар нуклеотидов

Fig. 4. Maximum likelihood phylogenetic tree based on ITS1 sequence showing the relationships between the *Schistosoma mansoni* sample from Guinea and related schistosome species available in GenBank NCBI. Nodal numbers are bootstrap support. Alignment length is 518 base pairs

Влияние размеров моллюсков на встречаемость *Schistosoma mansoni*. Размеры исследованных особей *B. pfeifferi* были относительно небольшими: длина моллюсков не превышала 1 см (табл. 1), хотя она может достигать 1,5 см. Материал собирали в начале холодного сухого сезона (октябрь — ноябрь), когда численность биомфалярий только начинала увеличиваться за счёт молоди, что отразилось, очевидно, на размерном составе: преобладание мелких особей вызвало отклонение от нормального распределения среди незаражённых моллюсков (табл. 2). При этом заражённые особи, встречавшиеся значительно реже, в большинстве проб показывали нормальное распределение размеров.

Средняя длина биомфалярий, заражённых шистосомами, была больше длины незаражённых особей, однако различия между выборками оказались достоверными только в отношении одной пробы (в ней количество заражённых моллюсков превышало 10) и при сравнении всех инфицированных и неинфицированных моллюсков (табл. 2).

Таблица 2. Характеристика нормальности распределения (тест Шапиро — Уилка, *W*) длины раковин моллюсков и достоверности различий (тест Манна — Уитни, *U*) между выборками заражённых и незаражённых особей

Table 2. Characteristics of the distribution normality (Shapiro–Wilk test, *W*) of mollusc shell length and the significance of differences (Mann–Whitney *U* test) between samples of infected and uninfected specimens

Место отбора проб	Незаражённые моллюски				Заражённые моллюски				Незаражённые vs. заражённые моллюски	
	Количество, экз.	Медиана длины, мм	<i>W</i>	<i>p</i>	Количество, экз.	Медиана длины, мм	<i>W</i>	<i>p</i>	<i>U</i>	<i>p</i>
Molokhoure 1	269	7,0	0,94	< 0,01	13	7,5	0,94	0,48	1177	0,046
Molokhoure 2	227	7,0	0,96	< 0,01	9	7,5	0,78	0,01	633	0,054
Yabara 2	321	7,0	0,94	< 0,01	6	6,8	0,96	0,80	914	0,833
Sinanya fontaine	293	6,5	0,92	< 0,01	4	7,0	—	—	—	—
Все пробы	1110	7,0	0,95	< 0,01	32	7,3	0,94	0,06	12 192	< 0,01

Примечание: значения *p*, соответствующие достоверности нормального распределения, а также значимости различий между медианами, выделены жирным шрифтом.

Note: *p*-values indicating normal distribution and significance of differences between medians are highlighted in bold.

Влияние параметров среды на встречаемость *Schistosoma mansoni*. Все водоёмы, в которых были найдены моллюски рода *Biomphalaria* — потенциальные хозяева шистосом, располагались в черте города Киндия (см. приложение 1: <https://marine-biology.ru/mbj/article/view/498>). Четыре места отбора проб, в которых была обнаружена шистосомная инвазия, находились в водоёмах, расположенных вблизи частных домов, школ и общественных туалетов без систем очистки сточных вод (рис. 1 и 2 приложения 1: <https://marine-biology.ru/mbj/article/view/498>) и используемых местным населением для бытовых нужд и сельскохозяйственных работ.

Кроме того, все водоёмы, в которых были найдены моллюски *Biomphalaria*, были неглубокими, со стоячей или медленно текущей водой, обильно заросшими осокой и/или рисом. Однако отметим, что среди водоёмов, в которых не были обнаружены биомфалярии, половина имеет такие же характеристики биоценоза, а диапазоны физико-химических показателей воды (рН, температура и растворённый кислород) перекрываются (табл. 3). Сравнение водоёмов с моллюсками-хозяевами, но без случаев шистосомной инвазии и водоёмов с зарегистрированной инвазией тоже выявило, что значения анализируемых абиотических факторов перекрываются.

Пониженное содержание растворённого O_2 не является, очевидно, лимитирующим фактором ни для биомфалярий, ни для шистосом. Так, несколько водоёмов, где отмечены эти моллюски и trematоды, имели значения $< 5 \text{ мг}\cdot\text{л}^{-1}$ (см. табл. 3). Кислотность среды в биоценозах колебалась от слабокислой до слабощелочной. Зависимости между этими факторами и встречаемостью моллюсков в водоёмах не выявлено. Отметим, что наибольшая плотность популяции биомфалярий зафиксирована на станции Yabara 2, где среда была слабокислой (см. приложение 1: <https://marine-biology.ru/mbj/article/view/498>).

Таблица 3. Сравнительная характеристика водоёмов, в которых найдены и не найдены *Biomphalaria pfeifferi* и *Schistosoma mansoni*

Table 3. Comparative characteristics of surveyed water bodies with *Biomphalaria pfeifferi* and *Schistosoma mansoni* and without these species

Наличие <i>Biomphalaria</i> и <i>Schistosoma</i> в пробах	Количество мест отбора проб	Физико-химические параметры			Характеристика биоценоза			
		pH	T, °C	O ₂ , мг·л ⁻¹	Течение	Тип дна	Глубина, м	Расти- тельность
Нет моллюсков	19	4,5–6,8	+27...+34	3,3–10,3	Б — 50 %, М — 50 %	К — 13 %, П — 37 %, Ил — 50 %	0,5–1,5	Н — 50 %, О — 50 %
Незаражённые моллюски	4	6,3–6,8	+28...+34	4,3–5,0	М — 100 %	Ил — 100 %	0,02–0,5	О — 100 %
Заражённые моллюски	4	5,8–7,8	+29...+32	4,5–6,1	М — 100 %	Ил — 100 %	0,02–0,4	О — 100 %

Примечание: в характеристиках биоценоза указаны доли мест с соответствующими параметрами от общего количества мест отбора проб. Течение: Б — быстрое; М — медленное или отсутствует. Тип дна: К — каменистое; П — песчаное; Ил — илистое. Растительность: Н — незначительное количество полупогруженной и погруженной растительности; О — обильная полупогруженная и погруженная растительность.

Note: in the biocenosis characteristics, the proportions of sites with the corresponding parameters from the total number of sampling sites are indicated. Current (flow velocity): Б, strong flow; М, weak flow or slack water. Bottom type: К, rocky; П, sandy; Ил, silty. Vegetation: Н, an insignificant amount of semi-submerged and submerged vegetation; О, abundant semi-submerged and submerged vegetation.

ОБСУЖДЕНИЕ

Несмотря на то, что Гвинея является частью естественного ареала для *S. mansoni* [Aula et al., 2021] и инфицированность населения этим паразитом может достигать в отдельных районах 86 % [Hodges et al., 2011], сведения о заражённости промежуточного хозяина — моллюска *B. pfeifferi* — для данного района получены впервые.

Идентификация церкарий шистосом на основе морфологии проблематична из-за небольшого набора используемых признаков, а также из-за существования похожих видов и гибридов [Steinauer et al., 2008]. Так, церкарии шистосом из биомфалий, собранных в пресноводных водоёмах префектуры Киндия (Гвинея), морфологически схожи как с *S. mansoni*, так и с *S. rodhaini*, который паразитирует у того же моллюска. При этом виды могут образовывать гибриды в природе [Morgan et al., 2003]. *S. rodhaini* до сих пор был найден только в Восточной Африке [Steinauer et al., 2008], однако нельзя исключать обнаружение этого вида в других регионах, где встречаются его хозяева. Для идентификации *S. mansoni* и *S. rodhaini* предложено использовать участок ITS1 рибосомального кластера ДНК, показавший устойчивые различия между этими видами по трём парам оснований [Steinauer et al., 2008]. Полученная в данном исследовании последовательность ITS1 отличалась от таковой *S. rodhaini* по этим и ещё по трём парам оснований, что позволяет с уверенностью идентифицировать найденных нами церкарий как *S. mansoni*. Таким образом, впервые доказано заражение моллюсков *B. pfeifferi* в водоёмах Гвинеи этими trematodами.

Экстенсивность инвазии (см. табл. 1) в целом соответствовала уровню заражённости моллюсков рода *Biomphalaria* trematодами *S. mansoni* в Африке — в среднем 5,6 % [Hailegebriel et al., 2020]. Однако в недавнем исследовании, проведённом в соседней с Гвинеей стране, Кот-д'Ивуаре, были отмечены гораздо более высокие значения встречаемости *S. mansoni* — до 100 % заражённых моллюсков в пробе (в среднем 56 %) [Sokouri et al., 2024]. Между тем ранее были

установлены существенные (отличающиеся на порядки) сезонные колебания показателей заражённости биомфалярий шистосомами, а также определены региональные особенности этой динамики. Так, в Сенегале и Уганде встречаемость *S. mansoni* у *B. pfeifferi* изменялась от 0,08 до 3,7 % и от 8,7 до 13,3 % соответственно и была выше в дождливые сезоны [Andrus et al., 2023; Bakhoun et al., 2021], тогда как в Эфиопии значение варьировало от 1,5 до 10,6 % и увеличивалось в сухой сезон [Hailegebril et al., 2022]. Таким образом, для оценки уровней заражённости биомфалярий в водоёмах Гвинеи и для установления сезонных пиков необходимо провести аналогичные исследования во влажный период года.

Кроме того, инфицированные шистосомами моллюски обнаружены только в водоёмах, которые расположены в черте города Киндия. По данным исследований 2010–2016 гг., заражённость населения этой трематодой в городе характеризовалась значением от 4,5 до 34 % [Guilavogui et al., 2023]. При этом для возрастной группы 1–17 лет показатель в 2010 г. составил 5 %, а в 2016 г. — 34 %. Очевидно, что заражённость моллюсков и заражённость окончательных хозяев (людей) взаимосвязаны. Необходимо продолжить изучение распространённости *S. mansoni* в водоёмах региона, чтобы определить причины роста инфицированности населения.

Ранее было показано, что абиотические и биотические условия среды могут существенно влиять как на встречаемость моллюсков — потенциальных хозяев трематод рода *Schistosoma*, так и на распространение церкарий [Brown, 2005]. Прежде всего, от абиотических факторов — глубины, скорости течения, типа почвы и физико-химических параметров воды — зависят скорость роста и численность популяций *Biomphalaria* [McCreesh, Booth, 2014]. В частности, наибольшая плотность популяций моллюсков выявлена при глубине < 30 см, илистом дне и медленном течении [Brown, 2005; Magero et al., 2025; McCreesh, Booth, 2014]. Это согласуется с результатами наших исследований: биомфалярии были найдены только в мелководных (< 60 см) водоёмах с медленно текущей или стоячей водой и с илистым дном (табл. 3).

Однако мы не выявили зависимости встречаемости биомфалярий и их заражённости шистосомами от температуры, pH и содержания растворённого O_2 в воде, что может быть связано с небольшим диапазоном значений анализируемых показателей (табл. 2) в период исследования, ограниченный одним месяцем. Между тем для соседнего Сенегала было показано, что численность моллюсков и встречаемость у них *S. mansoni* положительно коррелируют с температурой и кислородом и отрицательно — с pH (с показателями, меняющимися в зависимости от сезона) [Bakhoun et al., 2019].

Отметим, что большинство водоёмов, в которых были обнаружены биомфалярии в рамках настоящего исследования, характеризовались относительно низким уровнем растворённого O_2 — 4,3–5,0 мг·л⁻¹. Ранее было показано, что умеренная эвтрофикация, которая сопровождается снижением содержания в воде кислорода, благоприятствует развитию представителей рода *Biomphalaria* [Hoover et al., 2020]. Такая толерантность биомфалярий к дефициту O_2 в воде способствует их встречаемости в загрязнённых экскрементами водах и создаёт условия для заражения моллюсков личинками шистосом.

Температура является важным фактором, который не только ограничивает географическое распространение моллюсков *B. pfeifferi* тропическими и субтропическими областями, но и регулирует их плодовитость и смертность [Bakhoun et al., 2021]. В экспериментах было установлено: биомфалярии активны при +18...+32 °C, тогда как оптимальный диапазон для воспроизведения и выживания улиток — +20...+26 °C [Sturrock, 1965]. При этом в Сенегале, например, наибольшая плотность *Biomphalaria* зафиксирована при +20...+32,5 °C [Bakhoun et al., 2021], а в водоёмах Восточной Африки моллюски не были найдены в местах, где температура превышала +30 °C [Magero et al., 2025]. В рамках настоящего исследования биомфалярии были собраны

из водоёмов, где температура воды в месте пробоотбора достигала +34 °С. Вероятно, температурные условия, к которым адаптированы моллюски, зависят от региона; на территории Гвинеи диапазон +30...+34 °С не лимитирует встречаемость *B. pfeifferi*.

Температура воды влияет не только на популяцию моллюсков, но и на развитие спороцист и продукцию церкарий шистосом. Так, в экспериментах было установлено, что повышение температуры от +23 до +33 °С приводит к сокращению периода развития спороцист *S. mansoni* в моллюсках [Stirewalt, 1974], а эмиссия церкарий ограничена диапазоном +16...+35 °С, но при этом снижается в три раза при температуре ниже +18 и выше +33 °С [Pflüger, 1980]. В результате анализа большого массива эмпирических данных по влиянию температуры как на моллюсков, так и на шистосом установлен теоретический температурный оптимум для распространения инвазии *S. mansoni* в водоёмах Африки южнее Сахары — +23...+27 °С [Aslan et al., 2024]. Такие значения ниже тех, при которых инфицированные шистосомами моллюски были найдены в водоёмах Гвинеи (табл. 3); это может свидетельствовать о том, что показатели инфекции в регионе могут быть выше (при других температурных условиях) уровня, установленного в настоящем исследовании.

Ещё одна характеристика биоценоза, рассматриваемая как важный фактор, который влияет на распространение шистосом, — наличие полупогруженной и погруженной растительности. Обилие водных растений положительно связано с численностью моллюсков — хозяев *S. mansoni* [Brown, 2005]; также оно может быть положительно скоррелировано с количеством церкарий шистосом, продуцируемых заражёнными улитками [Haggerty et al., 2020]. В настоящем исследовании *B. pfeifferi*, как заражённые, так и не заражённые *S. mansoni*, были найдены только в водоёмах, обильно заросших полупогруженными растениями — осокой и рисом (табл. 3).

Было показано и то, что уровень инфекции шистосомами моллюсков зависит от размера последних. В частности, экспериментально установлено, что размер биомфалярий отрицательно скоррелирован с восприимчивостью к заражению *S. mansoni*, что может быть связано с усилением их иммунитета с возрастом. Улитки наименьшего размера (1,5–2,9 мм) имели самые высокие показатели заражения и производили наибольшее количество церкарий [Spaan et al., 2023]. При этом связь между размером и возрастом моллюсков и их заражённостью шистосомами в естественных условиях более сложна, определяется многими факторами (количеством генераций улиток в год, плотностью их популяции и выживаемостью инфицированных особей) и может меняться в зависимости от сезона [Woolhouse, 1989]. В наших пробах заражённые *B. pfeifferi* были в среднем крупнее (см. табл. 2), но самые большие и самые мелкие моллюски оказались незаражёнными. Вероятно, это связано с периодом исследования: октябрь и ноябрь — начало сухого сезона, на который приходится развитие новой генерации моллюсков, большинство из которых ещё не успели заразиться шистосомами.

Полученные результаты ограничены одним сезоном и районом Гвинеи и демонстрируют необходимость продолжения исследований заражённости моллюсков шистосомами в различных районах страны для понимания условий передачи паразита человеку, что важно для разработки мер борьбы с шистосомозом в регионе.

Работа выполнена при финансовой поддержке Министерства науки и высшего образования Российской Федерации в форме субсидии в соответствии с п. 4 ст. 78.1 Бюджетного кодекса Российской Федерации (соглашение № 075-15-2024-655) на выполнение проекта № 13.2251.21.0260 «Выявление природных очагов заражения моллюсков видами рода Schistosoma на территории Гвинейской Республики и разработка методов ПЦР-диагностики видов шистосом в моллюсках и экспресс-тестирования воды (ЭДНК) на наличие личинок этих паразитов в природных водоёмах».

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ / REFERENCES

1. Атаев Г. Л., Баженова Д. Р., Токмакова А. С. Размножение материнских споросцист *Schistosoma mansoni* // *Паразитология*. 2016. Т. 50, № 2. С. 114–120. [Ataev G. L., Bazhenova D. R., Tokmakova A. S. Reproduction of *Schistosoma mansoni* mother sporocyst. *Parazitologiya*, 2016, vol. 50, no. 2, pp. 114–120. (in Russ.)]. <https://elibrary.ru/vrnyhr>
2. Быховская-Павловская И. Е. *Паразиты рыб. Руководство по изучению* / АН СССР, Зоологический институт. Ленинград : Наука, Ленингр. отд-ние, 1985. 121 с. [Bykhovskaya-Pavlovskaya I. E. *Parazity ryb. Rukovodstvo po izucheniyu* / AN SSSR, Zoologicheskii institut. Leningrad : Nauka, Leningr. otdnie, 1985, 121 p. (in Russ.)]. <https://doi.org/10.21072/bykhovskaya-pavlovskaya-1985>
3. Скрябин К. И. *Трематоды животных и человека. Основы трематодологии*. Т. 5 / АН СССР, Гельминтологическая лаборатория. Москва : Изд-во АН СССР, 1951. 624 с. [Skryabin K. I. *Trematody zhivotnykh i cheloveka. Osnovy trematodologii*. Vol. 5 / AN SSSR, Gel'mintologicheskaya laboratoriya. Moscow : Izd-vo AN SSSR, 1951, 624 p. (in Russ.)]
4. Alzaylae H., Collins R. A., Shechonge A., Ngatunga B. P., Morgan E. R., Genner M. J. Environmental DNA-based xenomonitoring for determining *Schistosoma* presence in tropical freshwaters. *Parasites & Vectors*, 2020, vol. 13, art. no. 63 (11 p.). <https://doi.org/10.1186/s13071-020-3941-6>
5. Andrus P. S., Stothard J. R., Wade C. M. Seasonal patterns of *Schistosoma mansoni* infection within *Biomphalaria* snails at the Ugandan shorelines of Lake Albert and Lake Victoria. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 2023, vol. 17, iss. 8, art. no. e0011506 (18 p.). <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0011506>
6. Aslan I. H., Pourtois J. D., Chamberlin A. J., Mitchell K. R., Mari L., Lwiza K. M., Wood C. L., Mordecai E. A., Yu A., Tuan R., Palasio R. G. S., Monteiro A. M. V., Kirk D., Athni T. S., Sokolow S. H., N'Goran E. K., Diakite N. R., Ouattara M., Gatto M., Casagrandi R., Little D. C., Ozretich R. W., Norman R., Allan F., Brierley A. S., Liu P., Pereira T. A., de Leo G. A. Re-assessing thermal response of schistosomiasis transmission risk: Evidence for a higher thermal optimum than previously predicted. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 2024, vol. 18, iss. 6, art. no. e0011836 (23 p.). <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0011836>
7. Aula O. P., McManus D. P., Jones M. K., Gordon C. A. Schistosomiasis with a focus on Africa. *Tropical Medicine and Infectious Disease*, 2021, vol. 6, iss. 3, art. no. 109 (40 p.). <https://doi.org/10.3390/tropicalmed6030109>
8. Bakhoum S., Ba C. T., Haggerty C. J. E., Jouanard N., Riveau G., Rohr J. R. Risk of human exposure to the intestinal schistosome, *Schistosoma mansoni*, across seasons along the Senegal River. *Journal of Gastroenterology & Hepatology Research*, 2021, vol. 6, iss. 2, art. no. 038 (9 p.). <https://doi.org/10.24966/ghr-2566/100038>
9. Bakhoum S., Ndione R. A., Haggerty C. J. E., Wolfe C., Sow S., Ba C. T., Riveau G., Rohr J. R. Influence des paramètres physico-chimiques sur la répartition spatiale des mollusques hôtes intermédiaires des schistosomes humains dans le delta du fleuve Sénégal. *Médecine et Santé Tropicales*, 2019, vol. 29, no. 1, pp. 61–67.
10. Bowles J., McManus D. P. Rapid discrimination of *Echinococcus* species and strains using a polymerase chain reaction-based RFLP method. *Molecular and Biochemical Parasitology*, 1993, vol. 57, iss. 2, pp. 231–239. [https://doi.org/10.1016/0166-6851\(93\)90199-8](https://doi.org/10.1016/0166-6851(93)90199-8)
11. Brown D. S. *Freshwater Snails of Africa and Their Medical Importance*. 2nd edition. London : Taylor & Francis, 2005, 642 p.
12. De Elías-Escribano A., Artigas P., Salas-Coronas J., Luzon-Garcia M. P., Reguera-Gómez M., Cabeza-Barrera M. I., Vázquez-Villegas J., Boissier J., Mas-Coma S., Bargues M. D. *Schistosoma mansoni* × *S. haematobium* hybrids frequently infecting sub-Saharan migrants in southeastern Europe: Egg DNA genotyping assessed by RD-PCR, sequencing and cloning. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 2025, vol. 19, iss. 3, art. no. e0012942 (27 p.). <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0012942>
13. Dorsey C. H., Cousin C. E., Lewis F. A., Stirewalt M. A. Ultrastructure of the *Schistosoma mansoni* cercaria. *Micron*, 2002, vol. 33,

- iss. 3, pp. 279–323. [https://doi.org/10.1016/s0968-4328\(01\)00019-1](https://doi.org/10.1016/s0968-4328(01)00019-1)
14. Faust E. C. Notes on South African cercariae. *The Journal of Parasitology*, 1919, vol. 5, no. 4, pp. 164–175. <https://doi.org/10.2307/3271082>
15. Fripp P. J. On the morphology of *Schistosoma rodhaini* (Trematoda, Digenea, Schistosomatidae). *Journal of Zoology*, 1967, vol. 151, iss. 4, pp. 433–452. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1967.tb02124.x>
16. Gabrielli A. F., Garba Djirmay A. Schistosomiasis in Europe. *Current Tropical Medicine Reports*, 2023, vol. 10, iss. 3, pp. 79–87. <https://doi.org/10.1007/s40475-023-00286-9>
17. Gondasegui J., Fernández-Soto P., Hernández-Goenaga J., López-Abán J., Vicente B., Muro A. Biompha-LAMP: A new rapid loop-mediated isothermal amplification assay for detecting *Schistosoma mansoni* in *Biomphalaria glabrata* snail host. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 2016, vol. 10, iss. 12, art. no. e0005225 (14 p.). <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0005225>
18. Guilavogui T., Verdun S., Koïvogui A., Viscogliosi E., Certad G. Prevalence of intestinal parasitosis in Guinea: Systematic review of the literature and meta-analysis. *Pathogens*, 2023, vol. 12, iss. 2, art. no. 336 (30 p.). <https://doi.org/10.3390/pathogens12020336>
19. Haggerty C. J. E., Bakhoum S., Civitello D. J., de Leo G. A., Jouanard N., Ndione R. A., Remais J. V., Riveau G., Senghor S., Sokolow S. H., Sow S., Wolfe C., Wood C. L., Jones I., Chamberlin A. J., Rohr J. R. Aquatic macrophytes and macroinvertebrate predators affect densities of snail hosts and local production of schistosome cercariae that cause human schistosomiasis. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 2020, vol. 14, iss. 7, art. no. e0008417 (25 p.). <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008417>
20. Hailegebriel T., Nibret E., Munshea A. Distribution and seasonal abundance of *Biomphalaria* snails and their infection status with *Schistosoma mansoni* in and around Lake Tana, northwest Ethiopia. *Scientific Reports*, 2022, vol. 12, art. no. 17055 (12 p.). <https://doi.org/10.1038/s41598-022-21306-0>
21. Hailegebriel T., Nibret E., Munshea A. Prevalence of *Schistosoma mansoni* and *S. haematobium* in snail intermediate hosts in Africa: A systematic review and meta-analysis. *Journal of Tropical Medicine*, 2020, vol. 2020, art. no. 8850840 (18 p.). <https://doi.org/10.1155/2020/8850840>
22. Hodges M., Koroma M. M., Baldé M. S., Turay H., Fofanah I., Divall M. J., Winkler M. S., Zhang Y. Current status of schistosomiasis and soil-transmitted helminthiasis in Beyla and Macenta Prefectures, Forest Guinea. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 2011, vol. 105, iss. 11, pp. 672–674. <https://doi.org/10.1016/j.trstmh.2011.07.008>
23. Hoover C. M., Rumschlag S. L., Strgar L., Arakala A., Gambhir M., de Leo G. A., Sokolow S. H., Rohr J. R., Remais J. V. Effects of agrochemical pollution on schistosomiasis transmission: A systematic review and modelling analysis. *The Lancet Planetary Health*, 2020, vol. 4, iss. 7, pp. e280–e291.
24. Kane R. A., Southgate V. R., Rollinson D., Littlewood D. T. J., Lockyer A. E., Pagès J. R., Tchuem Tchuente L.-A., Jourdane J. A phylogeny based on three mitochondrial genes supports the division of *Schistosoma intercalatum* into two separate species. *Parasitology*, 2003, vol. 127, pt 2, pp. 131–137. <https://doi.org/10.1017/s0031182003003421>
25. Magero V. O., Kisara S., Suleman M. A., Wade C. M. Distribution of the schistosome intermediate snail host *Biomphalaria pfeifferi* in East Africa's river systems and the prevalence of *Schistosoma mansoni* infection. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 2025, vol. 119, iss. 3, pp. 253–265. <https://doi.org/10.1093/trstmh/trae115>
26. Mandahl-Barth G. Intermediate hosts of *Schistosoma*. African *Biomphalaria* and *Bulinus*: I. *Bulletin of the World Health Organization*, 1957, vol. 16, no. 6, pp. 1103–1163.
27. Meuleman E. A., Holzmann P. J., Peet R. C. The development of daughter sporocysts inside the mother sporocyst of *Schistosoma mansoni* with special reference to the ultrastructure of the body wall. *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 1980, vol. 61, iss. 3, pp. 201–212. <https://doi.org/10.1007/bf00925512>
28. McCreesh N., Booth M. The effect of increasing water temperatures on *Schistosoma mansoni* transmission and *Biomphalaria pfeifferi* population dynamics: An agent-based modelling study. *PLoS One*, 2014, vol. 9,

- iss. 7, art. no. e101462 (7 p.). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0101462>
29. Morgan J. A. T., DeJong R. J., Lwambo N. J. S., Mungai B. N., Mkoji G. M., Loker E. S. First report of a natural hybrid between *Schistosoma mansoni* and *S. rodhaini*. *Journal of Parasitology*, 2003, vol. 89, iss. 2, pp. 416–418. [https://doi.org/10.1645/0022-3395\(2003\)089\[0416:froanh\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2003)089[0416:froanh]2.0.CO;2)
30. Nucleotide database. In: *National Library of Medicine. National Center for Biotechnology Information* : official site. 2024. URL: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nucleotide/> [accessed: 27.11.2024].
31. Onasanya A., Bengtson M., Oladepo O., Van Engelen J., Diehl J. C. Rethinking the top-down approach to schistosomiasis control and elimination in sub-Saharan Africa. *Frontiers in Public Health*, 2021, vol. 9, art. no. 622809 (6 p.). <https://doi.org/10.3389/fpubh.2021.622809>
32. Pflüger W. Experimental epidemiology of schistosomiasis. *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 1980, vol. 63, iss. 2, pp. 159–169. <https://doi.org/10.1007/bf00927532>
33. Rossi R. J. *Mathematical Statistics: An Introduction to Likelihood Based Inference*. New York : John Wiley & Sons, 2018, 448 p.
34. Salari P., Fürst T., Knopp S., Utzinger J., Tediosi F. Cost of interventions to control schistosomiasis: A systematic review of the literature. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 2020, vol. 14, iss. 3, art. no. e0008098 (23 p.). <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008098>
35. Savassi B. A. E. S., Mouahid G., Lasica C., Mahaman S.-D. K., Garcia A., Courtin D., Allienne J.-F., Ibikounlé M., Moné H. Cattle as natural host for *Schistosoma haematobium* (Bilharz, 1852) Weinland, 1858 × *Schistosoma bovis* Sonsino, 1876 interactions, with new cercarial emergence and genetic patterns. *Parasitology Research*, 2020, vol. 119, iss. 7, pp. 2189–2205. <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06709-0>
36. Sato M. O., Rafalimanantsoa A., Ramarokoto C., Rahetilahy A. M., Ravoniarimbinina P., Kawai S., Minamoto T., Sato M., Kirinoki M., Rasolofo V., De Calan M., Chigusa Y. Usefulness of environmental DNA for detecting *Schistosoma mansoni* occurrence sites in Madagascar. *International Journal of Infectious Diseases*, 2018, vol. 76, pp. 130–136. <https://doi.org/10.1016/j.ijid.2018.08.018>
37. Sokouri E. A., Ahouty Ahouty B., N'Djetchi M., Abé I. A., Yao B. G. F. D., Konan T. K., MacLeod A., Noyes H., Nyangiri O., Enock Matovu E., Koffi M. Impact of environmental factors on *Biomphalaria pfeifferi* vector capacity leading to human infection by *Schistosoma mansoni* in two regions of western Côte d'Ivoire. *Parasites & Vectors*, 2024, vol. 17, art. no. 179 (12 p.). <https://doi.org/10.1186/s13071-024-06163-2>
38. Spaan J. M., Pennance T., Laidemitt M. R., Sims N., Roth J., Lam Y., Rawago F., Ogara G., Loker E. S., Odiere M. R., Steinauer M. L. Multi-strain compatibility polymorphism between a parasite and its snail host, a neglected vector of schistosomiasis in Africa. *Current Research in Parasitology & Vector-Borne Diseases*, 2023, vol. 3, art. no. 100120 (10 p.). <https://doi.org/10.1016/j.crpvbd.2023.100120>
39. Steinauer M. L., Hanelt B., Mwangi I. N., Maina G. M., Agola L. E., Kinuthia J. M., Mutuku M. W., Mungai B. N., Wilson W. D., Mkoji G. M., Loker E. S. Introgressive hybridization of human and rodent schistosome parasites in western Kenya. *Molecular Ecology*, 2008, vol. 17, iss. 23, pp. 5062–5074. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294x.2008.03957.x>
40. Stirewalt M. A. *Schistosoma mansoni*: Cercaria to schistosomule. In: *Advances in Parasitology* / B. Dawes (Ed.). London ; New York : Academic Press, 1974, vol. 12, pp. 115–182. [https://doi.org/10.1016/S0065-308X\(08\)60388-7](https://doi.org/10.1016/S0065-308X(08)60388-7)
41. Sturrock R. F. The development of irrigation and its influence on the transmission of bilharziasis in Tanganyika. *Bulletin of the World Health Organization*, 1965, vol. 32, no. 2, pp. 225–236.
42. Tamura K., Stecher G., Kumar S. MEGA11: Molecular Evolutionary Genetics Analysis version 11. *Molecular Biology and Evolution*, 2021, vol. 38, iss. 7, pp. 3022–3027. <https://doi.org/10.1093/molbev/msab120>
43. Webster B. L., Southgate V. R., Littlewood D. T. J. A revision of the interrelationships of *Schistosoma* including the recently described *Schistosoma guineensis*. *International Journal for Parasitology*, 2006, vol. 36, iss. 8, pp. 947–955. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2006.03.005>
44. Webster B. L., Diaw O. T., Seye M. M.,

- Webster J. P., Rollinson D. Introgressive hybridization of *Schistosoma haematobium* group species in Senegal: Species barrier break down between ruminant and human schistosomes. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 2013, vol. 7, iss. 4, art. no. e2110 (9 p.). <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0002110>
45. Woolhouse M. E. On the interpretation of age-prevalence curves for schistosome infections of host snails. *Parasitology*, 1989, vol. 99, pt 1, pp. 47–56. <https://doi.org/10.1017/s0031182000061011>

**SCHISTOSOMA MANSONI (TREMATODA: SCHISTOSOMATIDAE) OCCURRENCE
IN BIOMPHALARIA PFEIFFERI (GASTROPODA: PLANORBIDAE)
IN WATER BODIES OF KINDIA PREFECTURE (REPUBLIC OF GUINEA)**

**E. Dmitrieva¹, S. Diakité², P. Koïvogui², N. Pronkina¹, V. Uppe¹, L. Konate², M. Sow²,
A. Balde², M. Camara³, D. Polevoy¹, R. Machkevsky¹, E. Vodiasova¹, I. Keita², and A. Diallo²**

¹A. O. Kovalevsky Institute of Biology of the Southern Seas of RAS, Sevastopol, Russian Federation

²Guinea Centre for Marine and Coastal Research, Conakry, Republic of Guinea

³Institute of Applied Biology, Kindia, Republic of Guinea

E-mail: evdmitrieva@ibss-ras.ru

Molluscs of the genera *Biomphalaria* and *Bulinus*, intermediate hosts of human-pathogenic *Schistosoma* trematodes, were found in 8 freshwater bodies in the western region of Kindia Prefecture of Guinea. While *Bulinus* snails were free from schistosome infection, *Biomphalaria* specimens were parasitized, with infection foci revealed in 4 water bodies. Morphological analysis of shells of infected snails confirmed that they belong to the species *Biomphalaria pfeifferi*. The movement behavior, body shape, internal anatomy, and morphometric characteristics of the cercariae shed from the snails matched those of *Schistosoma mansoni*. The obtained ITS1 rDNA gene sequences showed 100% identity with homologous loci of *S. mansoni* parasitizing on humans and rats in Africa and Brazil. In contrast, they differed by 6 nucleotide substitutions from those of the closest relative, *S. rodhaini*, and by 2–6 substitutions from those of *S. rodhaini* × *S. mansoni* hybrids. Phylogenetic analysis strongly supported (100% bootstrap) the clustering of the sampled sequences with that of *S. mansoni*, distinct from those of *S. rodhaini* and hybrid lineages, confirming species identification. This study reports the first documented evidence of *S. mansoni* infection in *B. pfeifferi* and its molecular characterization in the Republic of Guinea. Infected snails ($n = 32$) were significantly larger on average than uninfected ones ($n = 1,110$) in samples where trematodes were found. Analysis of environmental factors revealed no effect of pH, dissolved oxygen, or water temperature within their observed ranges during the study period (October and November) on occurrence of *B. pfeifferi* and prevalence of infection with *S. mansoni*. Notably, *B. pfeifferi* exhibited tolerance to slightly hypoxic conditions, likely explaining their persistence in excrement-contaminated waters and facilitating schistosome larvae transmission. The presence of schistosomes was associated with specific biocenosis features, including slack or slow-flowing water and abundant submerged vegetation. All infected water bodies were located within urban areas. Obtained data are significant for developing schistosomiasis control strategies in the region.

Keywords: *Schistosoma*, schistosomiasis, natural focus of infection, intermediate hosts, *Biomphalaria*, ITS1 rDNA, Republic of Guinea