

UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS
Instituto de Ciências Biológicas
Programa de Pós-Graduação em Parasitologia

DARLESSON GEOVANI DOS SANTOS SOUSA

TAXONOMIA INTEGRATIVA DE TREMATÓDEOS ENCONTRADOS EM
MOLUSCOS LÍMNICOS E QUELÔNIOS DO ESTADO DO PIAUÍ, BRASIL

Belo Horizonte
2025

DARLESSON GEOVANI DOS SANTOS SOUSA

TAXONOMIA INTEGRATIVA DE TREMATÓDEOS ENCONTRADOS EM
MOLUSCOS LÍMNICOS E QUELÔNIOS DO ESTADO DO PIAUÍ, BRASIL

Tese de doutorado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Parasitologia, Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito à obtenção do título de Doutor em Parasitologia.

Área de Concentração: Helminologia

Orientador: Dr. Hudson Alves Pinto

Coorientadora: Dra. Simone Mousinho Freire

Belo Horizonte

2025

043

Sousa, Darlesson Geovani dos Santos.

Taxonomia integrativa de trematódeos encontrados em moluscos límnicos e quelônios do Estado do Piauí, Brasil [manuscrito] / Darlesson Geovani dos Santos Sousa. – 2025.

241 f. : il. ; 29,5 cm.

Orientador: Dr. Hudson Alves Pinto. Coorientadora: Dra. Simone Mousinho Freire.

Tese (doutorado) – Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em Parasitologia.

1. Parasitologia. 2. Cercárias. 3. Biomarcadores. 4. Moluscos. 5. Quelônios. 6. Ciclo de vida. 7. Taxonomia. I. Pinto, Hudson Alves. II. Freire, Simone Mousinho. III. Universidade Federal de Minas Gerais. Instituto de Ciências Biológicas. IV. Título.

CDU: 576.88/.89



UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS

FOLHA DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA TESE:

"TAXONOMIA INTEGRATIVA DE TREMATÓDEOS ENCONTRADOS EM MOLUSCOS LÍMNICOS E QUELÔNIOS DO ESTADO DO PIAUÍ, BRASIL"

ALUNO: DARLESSON GEOVANI DOS SANTOS SOUSA

ÁREA DE CONCENTRAÇÃO: HELMINTOLOGIA

Tese de Doutorado defendida e aprovada, no dia **dezesseis de maio de 2025**, pela Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação Parasitologia da Universidade Federal de Minas Gerais constituída pelos seguintes Doutores:

Edson Lourenço da Silva

Membro externo - IFPI

Carolina Silveira Mascarenhas

Membro externo - IFSul

Luciano Alves dos Anjos

Membro externo - UNESP

Silvana Aparecida Carvalho Rogel Thiengo

Membro externo - IOC-FIOCRUZ/RJ

Simone Mousinho Freire

Coorientadora - UEPI

Hudson Alves Pinto

Orientador - UFMG

Belo Horizonte, 16 de maio de 2025.



Documento assinado eletronicamente por **Hudson Alves Pinto, Professor do Magistério Superior**, em 19/05/2025, às 13:57, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Simone Mousinho Freire, Usuário Externo**, em 20/05/2025, às 10:30, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Edson Lourenço da Silva, Usuário Externo**, em 20/05/2025, às 10:43, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Silvana Aparecida Rogel Carvalho Thiengo, Usuária Externa**, em 20/05/2025, às 12:16, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Luciano Alves dos Anjos, Usuário Externo**, em 20/05/2025, às 17:06, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Carolina Silveira Mascarenhas, Usuária Externa**, em 21/05/2025, às 10:34, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



A autenticidade deste documento pode ser conferida no site https://sei.ufmg.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0, informando o código verificador **4186973** e o código CRC **5F11BC45**.

Trabalho desenvolvido no Laboratório de Biologia de Trematoda, Departamento de Parasitologia, Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais e no Laboratório de Zoologia e Biologia Parasitária, Centro de Ciências da Natureza, Universidade Estadual do Piauí.

À minha bisavó Teresa Alves Xavier dos Santos (*In memoriam*).

AGRADECIMENTO

Primeiramente quero agradecer ao Senhor Deus, pelo dom da vida, por me manter em pé e firme durante esses 4 anos durante o doutorado, por ser meu consolo nos momentos difíceis e por me conceder tantas bênçãos em momentos importantes na minha vida. Que toda honra e toda glória sejam dadas a Ti, Senhor.

À Teresa Alves Xavier dos Santos (*In memoriam*), minha bisavó, a quem eu dedico essa tese. Você foi e sempre será a pessoa mais importante da minha vida. Te amarei eternamente!

À minha família que me apoiou durante todos esses momentos. Em especial ao meu pai, Silvestre da Cruz Araújo de Sousa, obrigado por me inspirar a ser alguém dedicado ao trabalho. À minha avó, Maria de Jesus Xavier dos Santos, a quem eu agradeço pelo cuidado e afeto. Aos meus tios Luciana dos Santos Xavier Freitas e James de Sousa Freitas, por nunca medirem esforços em me ajudar e me apoiar em tudo o que eu faço. Ao meu primo Jardel dos Santos Freitas e sua esposa Juliana Ruela de Souza, a quem eu agradeço por me receberem tão bem desde que cheguei em Belo Horizonte, minha eterna gratidão a vocês.

Aos meus amigos Dádila Lorrane Vieira da Silva, Mariany Borges Nunes Saraiva, Raimundo Leoberto Torres de Sousa e João Victor da Silva Gualberto Souza, que me apoiaram durante toda essa jornada e compreenderam a minha ausência em vários momentos. Vocês foram essenciais em todo esse processo.

Ao meu orientador Hudson Alves Pinto, obrigado pelo apoio, pelos momentos de discussão acadêmica tão importantes pra mim, pelos puxões de orelha necessários e por estimular o meu senso crítico.

À minha coorientadora Simone Mousinho Freire, obrigado por me introduzir no universo da parasitologia e no mundo acadêmico desde a graduação. Você é o modelo de cientista que eu busco ser.

Ao professor Alan Lane de Melo, pelos conselhos sempre sábios, ensinamentos preciosos e por me ajudar na identificação dos moluscos.

Aos meus amigos Gabrielle Nascimento Costa e Ricardo Cordeiro Lyra Junior, sempre serei grato a vocês que me receberam de forma tão atenciosa em Belo Horizonte, obrigado pela amizade, companheirismo e pelos incontáveis momentos que tivemos juntos.

Aos meus colegas do Laboratório de Biologia de Trematoda, vocês são muito especiais pra mim. De maneira especial quero agradecer à Danimar Danilia López-Hernández e Jordana Costa Alves de Assis, que me ajudaram nas análises morfológicas e moleculares, sem vocês nada disso seria possível.

Aos meus queridos amigos do Laboratório de Zoologia e Biologia Parasitária, obrigado pelo tempo e dedicação de vocês nas minhas coletas e nas atividades de laboratório. Clara Vanessa Azevedo Oliveira, Luan de Sousa Santos, João Pedro de Sousa Rodrigues e Erica Vitória dos Santos Lima, vocês foram essenciais na construção desse trabalho.

Ao meu amigo Kitawann Tayrone de Sousa Nunes Cardoso, obrigado por sua disponibilidade e dedicação na realização das necrópsias nos cágados.

Ao Instituto Federal do Piauí, Campus Pedro II, a quem eu agradeço em nome de Rafael da Costa Almeida, Lucas Henrique Sousa da Silva, Vitor Hugo Oliveira Melo e Gislene Gomes Julião. Obrigado pela importante ajuda durante a realização das coletas e análises malacológicas em Pedro II.

À direção administrativa do Parque Lagoas do Norte, em nome da bióloga Zelinda Barbosa de Oliveira, agradeço imensamente por todo o suporte fornecido durante a realização das coletas.

À equipe de Vigilância Ambiental da Secretaria Estadual de Saúde do Piauí em nome de Mauro Fernando Barbosa Chagas e aos agentes de saúde das secretarias municipais de saúde de Parnaíba, Pedro II e Picos, minha gratidão a todos que me auxiliaram nessa jornada.

À Sumara Aparecida Guilherme, obrigado pelo suporte acadêmico durante o doutorado e pelos conselhos valiosos, você é muito especial.

Ao Programa de Pós Graduação em Parasitologia, por proporcionar o que há de melhor para nossa formação acadêmica, aos brilhantes professores que pacientemente nos ensinavam e estimulavam nosso interesse na pesquisa em parasitologia.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pelo auxílio financeiro através da bolsa de doutorado, permitindo meu avanço durante o curso.

E a todas as pessoas que contribuíram de forma direta ou indireta para a realização desse estudo, minha eterna gratidão a vocês.

**“Busquem, pois, em primeiro lugar o Reino de Deus e a sua justiça, e todas
essas coisas lhe serão acrescentadas”**

Mateus 6:33

RESUMO

Os trematódeos representam um grupo diverso de platelmintos parasitos, com mais de 880 espécies reportadas em todas as classes de vertebrados no Brasil. Apesar dessa diversidade, os ciclos biológicos destes parasitos, que envolvem obrigatoriamente um molusco como hospedeiro intermediário, não são conhecidos para a maioria das espécies. Esta lacuna no conhecimento é ainda mais expressiva quando se considera os trematódeos parasitos de quelônios, os quais são representados por mais de 60 espécies no país, todas com ciclo biológico desconhecido. No Semiárido Brasileiro, alguns estudos têm reportado a presença de larvas de trematódeos associadas a moluscos dulcícolas. No entanto, estudos visando avançar na identificação destes parasitos são inexistentes. O presente estudo teve como objetivo principal avaliar a transmissão de trematódeos por moluscos em coleções hídricas de 4 localidades do Estado do Piauí e realizar tentativas de obtenção de espécimes adultos de trematódeos de quelônios visando associá-los com os respectivos estágios larvais. As coletas malacológicas (n= 29) foram realizadas em quatro municípios (Parnaíba, Pedro II, Picos e Teresina) durante o período de março de 2022 a fevereiro de 2023. Além disso, 15 espécimes de cágados de barbicha, *Phrynops geoffroanus*, foram coletados e avaliados quanto à infecção por trematódeos. Foram coletados e avaliados 9.862 exemplares de moluscos límnicos pertencentes às seguintes espécies: *Anodontites* sp., *Biomphalaria glabrata*, *Biomphalaria straminea*, *Drepanotrema cimex*, *Melanoides tuberculata*, *Pomacea* sp., e *Stenophysa marmorata*. *Melanoides tuberculata* foi a espécie mais abundante (n= 4.174), seguida por *B. straminea* (n = 2.977), que foi a espécie mais distribuída entre os pontos de coleta (93,75%) e a que apresentou maior taxa de infecção por larvas de trematódeos (45,45%). A espécie com menor distribuição foi *B. glabrata*, sendo 22 espécimes coletados na Lagoa do Bebedouro, município de Parnaíba, seguida de *Anodontites* sp., com 4 exemplares encontrados na Lagoa da Cabrinha, em Teresina. Do total de moluscos avaliados, 99 (1%) foram encontrados infectados por larvas de trematódeos, encontradas em todas as localidades avaliadas e em 24 das 29 coletas realizadas. Um total de 30 morfotipos cercarianos foram encontrados, dos quais 11

foram selecionados para estudos mais detalhados envolvendo a caracterização morfológica e molecular. Em relação aos quelônios, foram recuperados 37 exemplares de trematódeos adultos pertencentes à mesma espécie, que estavam presentes no intestino delgado de um dos animais coletados. Análises morfológicas e morfométricas das cercárias e dos parasitos adultos obtidos foram feitas em microscópio óptico. Adicionalmente, sequências genéticas dos marcadores moleculares 28S, ITS, *cox-1* e *nad-1* foram obtidos para os parasitos coletados, sendo utilizadas para identificação e análises filogenéticas. Esta abordagem taxonômica integrativa revelou a ocorrência de 11 espécies de trematódeos nos hospedeiros analisados. A maior diversidade de trematódeos foi verificada em *Biomphalaria straminea*, hospedeiro intermediário de cinco espécies (*Prionosomoides scalaris*, Echinostomatidae gen. sp.1, Echinostomatidae gen. sp. 2, *Halipegus* sp. e Atamatamidae sp.), seguido por *Stenophysa marmorata*, hospedeiro de três espécies (Echinostomatidae gen. sp. 3, Echinostomatidae gen. sp. 4 e *Posthodiplostomum* sp.). *Drepanotrema cimex*, *M. tuberculata* e *Pomacea* sp., foram encontradas infectadas por uma espécie cada (*Echinostoma* sp., *Atamatam* sp. e Baracktrematidae sp., respectivamente). Os resultados moleculares obtidos a partir de trematódeos adultos recuperados dos quelônios e larvas do tipo equinóstoma encontradas em *B. straminea* possibilitaram elucidar o ciclo biológico de *P. scalaris*, espécie que teve sua posição filogenética avaliada pela primeira vez. Desta forma, o uso da abordagem da taxonomia integrativa possibilitou caracterizar a ocorrência de uma rica fauna de trematódeos para o Estado do Piauí. Por outro lado, a geração de sequências consideradas como referências, obtidas de exemplares adultos, para a fauna de trematódeos neotropicais se revela como primordial para o avanço na identificação de cercárias encontradas em moluscos.

Palavras-chave: cercárias; ciclo biológico; marcadores moleculares; moluscos; quelônios; semiárido brasileiro; taxonomia integrativa.

ABSTRACT

The trematodes represent a diverse group of parasitic platyhelminths, with more than 800 species reported in all classes of vertebrates in Brazil. Despite this diversity, the life cycles of these parasites, which necessarily involve a molluscs as an intermediate host, are not known for most species. This gap in knowledge is even more significant when considering trematode parasites of chelonians, which are represented by more than 60 species in the country, all of which have an unknown life cycle. In the Brazilian semiarid region, some studies have reported the presence of trematode larvae associated with freshwater molluscs. However, studies aimed at advancing the identification of these parasites are non-existent. The main objective of this study was to evaluate the transmission of trematodes by mollusks in water bodies in four locations in the state of Piauí and to try to obtain adult trematode specimens from chelonians in order to associate them with their larval stages. The malacological collections (n= 29) were carried out in four municipalities (Parnaíba, Pedro II, Picos and Teresina) from March 2022 to February 2023. In addition, 15 specimens of bearded terrapins, *Phrynops geoffroanus*, were collected and assessed for trematode infection. 9,862 specimens of limnic mollusks belonging to the following species were collected and evaluated: *Anodontites* sp., *Biomphalaria glabrata*, *Biomphalaria straminea*, *Drepanotrema cimex*, *Melanoides tuberculata*, *Pomacea* sp., and *Stenophysa marmorata*. *Melanoides tuberculata* was the most abundant species (n= 4,174), followed by *B. straminea* (n = 2,977), which was the most widely distributed species among the collection points (93.75%) and the one with the highest rate of infection with trematode larval (45.45%). The species with the smallest distribution was *B. glabrata*, with 22 specimens collected in Bebedouro Lagoon, in the municipality of Parnaíba, followed by *Anodontites* sp., with 4 specimens found in Cabrinha Lagoon, in Teresina. Of the total of molluscs evaluated, 99 (1%) were found to be infected by trematode larval, found in all the localities evaluated and in 24 of the 29 collections made. A total of 30 cercarial morphotypes were found, 11 of which samplings were selected for more detailed studies involving morphological and molecular characterization. In relation to the chelonians, 37 specimens of adult trematodes belonging to the same species were

recovered, which were found in the small intestine one of animal collected. Morphological and morphometric analyses of the cercariae and adult parasites obtained were carried out under an optical microscope. In addition, genetic sequences of the 28S, ITS, *cox-1* and *nad-1* molecular markers were obtained for the parasites collected and used for identification and phylogenetic analysis. This integrative taxonomic approach revealed the occurrence of 11 species of trematodes in the hosts analyzed. The greatest diversity of trematodes was found in *Biomphalaria straminea*, the intermediate host of five species (*Prionosomoides scalaris*, Echinostomatidae gen. sp.1, Echinostomatidae gen. sp. 2, *Halipegus* sp. and Atamatamidae sp.), followed by *Stenophysa marmorata*, host of three species (Echinostomatidae gen. sp. 3, Echinostomatidae gen. sp. 4 and *Posthodiplostomum* sp.). *Drepanotrema cimex*, *M. tuberculata* and *Pomacea* sp. were found to be infected by one species each (*Echinostoma* sp., *Atamatam* sp. and Baracktrematidae sp., respectively). The molecular results obtained from adult trematodes recovered from chelonians and echinostoma-like larvae found in *B. straminea* made it possible to elucidate the life cycle of *P. scalaris*, a species whose phylogenetic position was assessed for the first time. In this way, the use of the integrative taxonomy approach made it possible to characterize the occurrence of a rich trematode fauna in the state of Piauí. On the other hand, the generation of sequences considered to be references, obtained from adult specimens, for the Neotropical trematode fauna is essential for progress in the identification of cercariae found in molluscs.

Keywords: Brazilian semiarid; cercariae; chelonians; integrative taxonomy; life cycle; molecular markers; molluscs.

LISTA DE ABREVIATURAS, SIGLAS E UNIDADES

°C: Graus Celsius

µL: Microlitro

µm: Micrômetro

18S: Subunidade menor do DNA ribossomal

28S: Subunidade maior do DNA ribossomal

ALT: Alanina aminotransferase

ARIE: Área de Relevante Interesse Ecológico

BIC: *Bayesian information criterion*

BLAST: *Basic local alignment search tool*

C: Comprimento

CIPRES: *Cyberinfrastructure for Phylogenetic Research*

CEUA: Comitê de Ética no Uso de Animais

cox-1: Citocromo oxidase subunidade I

DNA: *Deoxyribonucleic acid*

EDTA: Ácido etilenodiamino tetra-acético

EUA: Estados Unidos da América

FAO: *Food and Agriculture Organization of the United Nations*

Fig.: Figura

hab/km²: Habitantes por quilômetro quadrado

IB: Inferência Bayesiana

IBGE: Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística

IGS: *Intergenic spacer*

ITS: Região espaçadora transcrita interna

km: Quilômetros

L: Largura

LAZ EZ: Leica Application Suite

Max: Máximo

Méd: Média

MEGA: *Molecular evolutionary genetics analysis*

mg: Miligrama

mg/kg: Miligramas por Quilogramas

min: Mínimo

mL: Mililitro
mm: Milímetro
mtDNA: DNA mitocondrial
Nº: Número
NaCl: Cloreto de sódio
nad-1: Nicotinamida adenina dinucleotídeo desidrogenase subunidade-I
nm: nanômetro
OMS: Organização Mundial da Saúde
pb: Pares de bases
PCR: *Polymerase chain reaction*
PEG: Polietilenoglicol
pH: Potencial hidrogeniônico
PI: Piauí
PLN: Parque Lagoas do Norte
QGIS: *Geographic information system software*
rDNA: DNA ribossomal
RNA: *Ribonucleic acid*
rpm: Rotação por minuto
rRNA: RNA ribossomal
SEAMPLAM: Secretaria Municipal de Planejamento e Coordenação
SIRGAS: Sistema de referência geocêntrico para a América do Sul
SISBIO: Sistema de autorização e informação em Biodiversidade
UESPI: Universidade Estadual do Piauí
UTM: *Universal Transverse Mercator*
WoRMS: *World Register of Marine Species*
Zoobank: *Official Registry of Zoological Nomenclature*
ZOOBP: Laboratório de Zoologia e Biologia Parasitária

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Tipos cercarianos mais comuns encontrados em moluscos no Brasil	26
Figura 2. Mapa representativo do Brasil com destaque para o semiárido brasileiro que abrange uma área compreendida entre nove estados do país.....	35
Figura 3. Trematódeos digeneicos encontrados em quelônios de água doce na América do Sul	50
Figura 4. Trematódeos digeneicos encontrados em quelônios de água doce na América do Sul	51
Figura 5. Trematódeos digeneicos encontrados em quelônios de água doce na América do Sul	52
Figura 6. Mapa do Estado do Piauí com destaque para os quatro municípios onde foram realizadas as coletas malacológicas	63
Figura 7. Mapa representativo das áreas de coleta do estudo	65
Figura 8. Mapa representativo das áreas de coleta do estudo	66
Figura 9. Mapa representativo das áreas de coleta do estudo	68
Figura 10. Mapa representativo das áreas de coleta do estudo	69
Figura 11. Vista panorâmica dos pontos de coletas das seguintes coleções hídricas: (A) Lagoa da Cabrinha, (B) Lagoa da Praça dos Orixás, (C) Lagoa do Mazerine (Teresina – PI); (D) Lagoa do Carpino, (E) Lagoa do Bebedouro (Parnaíba – PI); (F), (G) e (H) Rio Guaribas (Picos – PI)	70
Figura 12. Vista panorâmica dos pontos de coletas das seguintes coleções hídricas: (I) Açude Joana, (J), (K) e (L) Rio Corrente na localidade Passagem, (M), (N), (O) e (P) Rio Capivara na localidade São Luís (Pedro II – PI).....	71
Figura 13. Moluscos límnicos coletados em coleções hídricas do Estado do Piauí	82
Figura 14. Abundância de moluscos coletados em cada ponto de coleta durante o período amostral no Estado do Piauí	84
Figura 15. Resultados do coeficiente de correlação de Spearman onde foi possível comparar a correlação entre as variáveis ambientais coletadas em campo com a abundância dos moluscos.....	87
Figura 16. Cágados de barbicha (<i>P. geoffroanus</i>) coletados no Parque Lagoas do Norte, Teresina, Piauí	98
Figura 17. <i>Prionosomoides scalaris</i>	104

Figura 18. <i>Prionosomoides scalaris</i>	105
Figura 19. <i>Echinostoma</i> sp.....	110
Figura 20. Echinostomatidae gen. sp. 1.....	114
Figura 21. Echinostomatidae gen. sp. 2.....	117
Figura 22. Echinostomatidae gen. sp. 3.....	120
Figura 23. Echinostomatidae gen. sp. 4.....	123
Figura 24. Relação filogenética baseada na análise de sequências parciais do gene 28S de trematódeos identificados como <i>Prionosomoides scalaris</i> ex. <i>Phrynosops Geoffroyanus</i> , Echinostomatidae gen. sp. 3 ex. <i>Stenophysa</i> sp., Echinostomatidae gen. sp. 4 ex. <i>Stenophysa</i> sp., (em negrito) e outras espécies de Echinostomatoidea com sequências disponíveis para comparação no GenBank.....	125
Figura 25. Relação filogenética baseada na análise de sequências parciais do gene ITS de trematódeos identificados como <i>Prionosomoides scalaris</i> ex. <i>Phrynosops Geoffroyanus</i> , Echinostomatidae gen. sp. 2 ex. <i>Biomphalaria straminea</i> , Echinostomatidae gen. sp. 3 ex. <i>Stenophysa</i> sp. (em negrito) e outras espécies de Echinostomatoidea com sequências disponíveis para comparação no GenBank.....	126
Figura 26. Relação filogenética baseada na análise de sequências parciais do gene <i>nad-1</i> de trematódeos identificados como <i>Prionosomoides scalaris</i> ex. <i>Phrynosops Geoffroyanus</i> , <i>Echinostoma</i> sp. ex. <i>Drepanotrema</i> sp., Echinostomatidae gen. sp. 4 ex. <i>Stenophysa</i> sp. (em negrito) e outras espécies de Echinostomatoidea com sequências disponíveis para comparação no GenBank.....	127
Figura 27. Relação filogenética baseada na análise de sequências parciais do gene <i>cox-1</i> de trematódeos identificados como <i>Prionosomoides scalaris</i> ex. <i>Phrynosops Geoffroyanus</i> (em negrito) e outras espécies de Echinostomatoidea com sequências disponíveis para comparação no GenBank.....	128
Figura 28. Derogenidae sp.....	131
Figura 29. Relação filogenética baseada na análise de sequências parciais do gene 28S de cercárias identificadas como Derogenidae sp. ex. <i>Biomphalaria straminea</i> (em negrito) e outras espécies de Derogenidae com sequências disponíveis para comparação no GenBank.....	132
Figura 30. <i>Posthodiplostomum</i> sp.....	135
Figura 31. Relação filogenética baseada na análise de sequências parciais do gene 28S de cercárias identificadas como <i>Posthodiplostomum</i> sp. ex. <i>Stenophysa</i> sp. (em negrito) e outras	

espécies da subfamília Crassiphialinae com sequências disponíveis para comparação no GenBank.....	137
Figura 32. Relação filogenética baseada na análise de sequências parciais do gene <i>cox-1</i> de cercárias identificadas como <i>Posthodiplostomum</i> sp. ex. <i>Stenophysa marmorata</i> (em negrito) e outras espécies do gênero <i>Posthodiplostomum</i> com sequências disponíveis para comparação no GenBank.....	138
Figura 33. Atamatamidae gen. sp.....	141
Figura 34. <i>Atamatam</i> sp.: (a) Cercária emergida de <i>Melanoides tuberculata</i> coletada na Lagoa da Cabrinha, Teresina, Piauí. (b) Detalhe da região anterior. (c) Detalhe do tronco caudal. (d) Furcas com membrana natatória com espinhos. Escalas: a = 100 µm, b, c, d = 50 µm	144
Figura 35. Baracktremitidae gen. sp.....	148
Figura 36. Relação filogenética baseada na análise de sequências parciais do gene 28S de cercárias identificadas como Baracktremitidae gen. sp. ex <i>Pomacea</i> sp., Atamatamidae gen. sp. ex <i>Biomphalaria straminea</i> e <i>Atamatam</i> sp. ex <i>Melanoides tuberculata</i> (em negrito) e outras espécies de Schistosomatoidea com sequências disponíveis para comparação no GenBank.....	150
Figura 37. Relação filogenética baseada na análise de sequências parciais do gene <i>cox-1</i> de cercária identificada como Baracktremitidae gen. sp. ex <i>Pomacea</i> sp. (em negrito) e outras espécies de Schistosomatoidea com sequências disponíveis para comparação no GenBank	151

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Registro de espécies de moluscos dulciaquícolas pertencentes às classes Bivalvia e Gastropoda encontrados no Estado do Piauí	38
Tabela 2. Trematódeos digeneicos encontrados em quelônios de água doce na América do Sul	42
Tabela 3. Marcadores moleculares, primers que foram utilizados para amplificação de regiões de DNA ribossomal e mitocondrial, condições de PCR e tamanho dos amplicons utilizados para amostras de trematódeos digeneicos provenientes de coleções hídricas do Piauí	78
Tabela 4. Lista dos diferentes tipos cercarianos encontrados associados aos seus moluscos hospedeiros com o primeiro registro para cada município em seu respectivo ponto de coleta	90
Tabela 5. Abundância de moluscos coletados, infectados e taxas de infecção por larvas de trematódeos analisados durante as 29 coletas malacológicas realizadas nos municípios de Parnaíba, Pedro II, Picos e Teresina, estado do Piauí, durante o período de março de 2022 a fevereiro de 2023.....	91
Tabela 6. Comparações morfométricas entre adultos de <i>Prionosomoides scalaris</i> deste estudo e outros do gênero <i>Prionosomoides</i>	106
Tabela 7. Comparações morfométricas entre as cercárias de <i>Prionosomoides scalaris</i> deste estudo e de outras larvas similares encontradas na América do Sul	107
Tabela 8. Comparações morfométricas entre cercárias de <i>Echinostoma</i> sp. apresentadas neste estudo e de outras espécies similares do gênero encontradas no Brasil	111
Tabela 9. Comparações morfométricas entre cercárias identificadas como Echinostomatidae gen. sp. 1 do presente estudo e de outras larvas similares encontrados na América do Sul	115
Tabela 10. Comparações morfométricas entre cercárias identificadas como Echinostomatidae gen. sp. 2 do presente estudo e de outras cercárias do gênero <i>Drepanocephalus</i> encontradas no Brasil.....	118
Tabela 11. Comparações morfométricas entre formas larvais identificadas como Echinostomatidae gen. sp. 3 e Echinostomatidae gen. sp. 4 do presente estudo encontradas	

em <i>Stenophysa marmorata</i> e de cercárias morfologicamente semelhantes encontradas na América do Sul.....	124
Tabela 12. Comparações morfométricas entre cercárias de <i>Posthodiplostomum</i> sp. apresentadas neste estudo e de outras espécies similares do gênero encontradas na América do Sul	136
Tabela 13. Comparações morfométricas entre cercárias da família Atamantidae encontradas neste estudo e de outras espécies similares da mesma família reportadas no Brasil.....	145
Tabela 14. Comparações morfométricas entre cercárias da família Baracktreematidae encontradas neste estudo e de outras espécies similares da mesma família reportadas na América do Sul.....	149

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	22
1.1 Generalidades sobre trematódeos.....	22
1.2 Biologia de trematódeos	23
1.3 Importância dos trematódeos.....	27
1.3.1 Importância ecológica dos trematódeos	27
1.3.2 Importância médico-veterinária dos trematódeos.....	30
1.4 Relação entre trematódeos digeneicos e moluscos hospedeiros.....	32
1.5 Moluscos e trematódeos do semiárido brasileiro, com enfoque no Estado do Piauí	34
1.6 Relação entre trematódeos digeneicos e quelônios	39
1.7 Taxonomia integrativa como abordagem na identificação de ciclos biológicos de trematódeos digeneicos	53
1.7.1 Breve histórico sobre o estudo de larvas de trematódeos	53
1.7.2 Técnicas e marcadores moleculares utilizados no estudo de trematódeos	54
1.7.3 Taxonomia integrativa no estudo de larvas de trematódeos em moluscos no Brasil	56
2. JUSTIFICATIVA	59
3. OBJETIVOS	60
3.1 Objetivo Geral.....	60
3.2 Objetivos Específicos	60
4. MATERIAL E MÉTODOS	61
4.1 Considerações Éticas	61
4.2 Área de Estudo.....	61
4.2.1 Estado do Piauí.....	61
4.2.2 Município de Teresina-PI.....	63
4.2.3 Município de Parnaíba-PI	65
4.2.4 Município de Picos-PI	67
4.2.5 Município de Pedro II-PI	68
4.3 Coleta e processamento de moluscos	72
4.4 Análise de infecção por larvas de trematódeos	73
4.5 Recuperação de trematódeos adultos em quelônios.....	74
4.6 Caracterização morfológica dos estágios evolutivos obtidos e identificação taxonômica	74

4.7	Análise molecular dos trematódeos obtidos	75
4.7.1	Fixação de amostras, extração e quantificação de DNA	75
4.7.2	Amplificação de DNA	77
4.7.3	Purificação dos produtos da PCR	79
4.7.4	Sequenciamento de DNA	79
4.7.5	Análise das sequências obtidas.....	80
4.8	Análise Estatística	81
4.8	Análise Geoespacial	81
5.	RESULTADOS	82
5.1	Composição malacológica e Análise ambiental	82
5.2	Infecção por larvas de trematódeos: dados gerais	89
5.3	Quelônios coletados e recuperação de trematódeos adultos	98
5.4	Caracterização morfológica e molecular de alguns trematódeos encontrados em moluscos e recuperados de quelônios.....	99
5.4.1	Superfamília Echinostomatidae Looss, 1899.....	100
5.4.1.1	Família Echinostomatidae Looss, 1899	100
5.4.1.1.1	Gênero <i>Prionosomoides</i> Freitas & Dobbin, 1967	100
5.4.1.1.1.1	<i>Prionosomoides scalaris</i> Freitas & Dobbin, 1967	100
5.4.1.1.2	Gênero <i>Echinostoma</i> Rudolphi, 1809	108
5.4.1.1.2.1	<i>Echinostoma</i> sp	108
5.4.1.1.3	Echinostomatidae gen. sp. 1.....	112
5.4.1.1.4	Echinostomatidae gen. sp. 2.....	116
5.4.1.1.5	Echinostomatidae gen. sp. 3.....	119
5.4.1.1.6	Echinostomatidae gen. sp. 4.....	121
5.4.2	Superfamília Hemiuroidea Looss, 1899	129
5.4.2.1	Família Derogenidae Nicoll, 1910	129
5.4.2.1.1	<i>Halipegus</i> sp	129
5.4.3	Superfamília Diplostomoidea Poirier, 1886	133
5.4.3.1	Família Diplostomidae Poirier, 1886	133
5.4.3.1.1	Gênero <i>Posthodiplostomum</i> Dubois, 1936	133
5.4.3.1.1.1	<i>Posthodiplostomum</i> sp.....	133
5.4.4	Superfamília Schistosomatoidea Stilles & Hassall, 1898	139
5.4.4.1	Família Atamatamidae n. fam.....	139
5.4.4.1.1	Atamatamidae sp	139

5.4.4.1.2 Gênero <i>Atamatam</i> Bullard and Roberts, 2019	142
5.4.4.1.2.1 <i>Atamatam</i> sp.....	142
5.4.4.2 Família Baracktreematidae n. fam	146
5.4.4.2.1 Baracktreematidae sp	146
6. DISCUSSÃO.....	152
7. CONCLUSÕES.....	167
8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	169
9. ANEXOS.....	218
ANEXO 1	219
ANEXO 2	221
ANEXO 3	222
ANEXO 4	223

1. INTRODUÇÃO

1.1 Generalidades sobre trematódeos

Nos últimos tempos, o parasitismo tem sido definido sob o viés ecológico como sendo o processo em que um indivíduo utiliza recursos de outra espécie em benefício próprio (CARLSON et al., 2020). O enfoque ecológico no estudo deste tipo de interação biológica tem mostrado uma enorme riqueza de consequências, tendo em vista que no seu processo de evolução, os parasitos têm se adaptado às mais diferentes condições do ambiente (DUBOIS & BINNING, 2022; HASIK & SIEPIELSKI, 2022). Além disso, esses organismos podem regular as populações de hospedeiros, influenciar as estruturas básicas das comunidades onde habitam e eventualmente, interferir em processos de migração e especiação, afetando diretamente a estabilidade do ecossistema (CHALKOWSKI et al., 2018; TIMI & POULIN, 2020). Na busca dos cenários ideais de sobrevivência, em termos de melhor alimentação e condições de reprodução, o parasito invade órgãos e tecidos específicos dos hospedeiros, sendo que os limites impostos são as reais necessidades metabólicas do parasito e as respostas fisiológicas do hospedeiro (FERREIRA, 1973).

Apesar da importante influência dos parasitos nos diferentes nichos ecológicos em que estão inseridos juntos a seus hospedeiros, o conhecimento acerca de sua diversidade, especialmente na região neotropical, ainda é bastante escasso, podendo mesmo ser considerado negligenciados (GARCÍA et al., 2019; BYERS, 2021; LEHUN et al., 2023). Ao se ignorar a relevância dos mesmos como parte da diversidade, deixa-se de lado não apenas as suas medições reais, mas também suas funções nesses ambientes, as quais comprovadamente afetam de forma significativa as interações entre as espécies, o ciclo de nutrientes, a topologia da teia alimentar e a estabilidade do próprio ambiente (ANDERSON et al., 2011; KING et al., 2011; SEHGAL, 2015; BARTON et al., 2022).

Dentre a diversidade de parasitos que existe, os helmintos representam um grupo bastante numeroso, distribuindo-se em diferentes tipos de ambiente e infectando uma grande variedade de hospedeiros (ROBINSON et al, 2013). Os representantes do filo Platyhelminthes Gegenbauer, 1859 são considerados os metazoários parasitos de maior sucesso evolutivo, em se tratando de distribuição mundial, diversidade de habitats, variedade de hospedeiros, e abundância nos mais

diferentes tipos de ambientes (CRIBB et al., 2003; BISEROVA, 2016). Esses organismos, na maioria dos casos, são achatados dorsoventralmente, sem cavidade corporal, tubo digestivo ausente ou presente, sistemas respiratório e circulatório ausentes, sistema excretor protonefrídial, caracterizado pela presença de células-flama, com a maioria dos grupos sendo hermafroditas (TRAVASSOS, 1950; FREITAS, 1981). Os platelmintos que são parasitos obrigatórios estão alocados no subfilo Neodermata Ehlers, 1985, o que é atualmente formado por três classes: Cestoda Beneden, 1849, Monogenea Beneden, 1858 e Trematoda Carus, 1863 (OLSON & TKACH, 2005).

Em relação aos representantes da classe Trematoda, foco deste estudo, destaca-se a subclasse Digenea Carus, 1863, formada por mais de 18.000 espécies nominais, incluídas em mais de 2.500 gêneros (CRIBB et al., 2001; GIBSON et al., 2002; LITTLEWOOD et al., 2015; KOSTADINOVA; PÉREZ-DEL-OLMO, 2024). No Brasil, segundo dados do Catálogo Taxonômico do Brasil, mais de 850 espécies já foram identificadas, sendo a maior parte dos registros na região sudeste (COHEN et al., 2025). O ciclo biológico dessas espécies é do tipo heteroxênico, ocorrendo na maioria das famílias em ambiente aquático. No entanto, em outros representantes os ciclos se mantêm exclusivamente em ambiente terrestre (KREMNEV et al., 2023). Os parasitos desenvolvem-se inicialmente nos primeiros hospedeiros intermediários, geralmente moluscos gastrópodes e bivalves. Posteriormente, pode haver desenvolvimento de estágios larvais em outros hospedeiros como peixes, insetos e até mesmo outros moluscos, enquanto as formas adultas desenvolvem-se, quase que exclusivamente, em animais vertebrados (MORLEY, 2012; GOMEZ & NICHOLS, 2013; TAVELA et al., 2014; MADHAVI & BRAY, 2018).

1.2 Biologia de trematódeos

Os ciclos biológicos dos trematódeos são extremamente complexos, envolvendo variados tipos de hospedeiros, estágios larvais morfologicamente distintos, mudanças de ambiente e diferentes mecanismos de infecção nos hospedeiros (ESCH et al., 2002). Esses ciclos podem ocorrer em três tipos de ambientes: a) aquático, nesse caso, todos os hospedeiros são obrigatoriamente aquáticos ou possuem estreita relação com esse tipo de ambiente; b) semiaquático, com estágios larvais parasitando organismo aquáticos, no entanto, o indivíduo adulto

parasita animais terrestres; c) terrestre, em que todos os hospedeiros são animais exclusivamente terrestres (GALAKTIONOV & DOBROVOLSKIJ, 2003; CRIBB et al., 2003)

No ciclo de vida dos trematódeos, após a reprodução sexuada dos indivíduos adultos, ocorre a produção em massa de ovos, sendo estes de diversos tamanhos e formas diferentes, dependendo da espécie (GALAKTIONOV & DOBROVOLSKIJ, 2003). Dentro do ovo ocorre o desenvolvimento do próximo estágio evolutivo, denominado miracídio, que são larvas pequenas, podendo ter ocelos, de vida livre e que possuem, na maioria das espécies, uma estrutura na região anterior com funções sensoriais denominada *terebratorium* (ESCH et al., 2002). Muitos trematódeos são ovíparos, com a embriogênese ocorrendo no ambiente externo. No entanto, diversas espécies são ovovivíparas com o desenvolvimento dos miracídios ocorrendo no útero do organismo progenitor, sendo posteriormente liberados para procurar imediatamente o primeiro hospedeiro intermediário (LAGRUE & POULIN, 2009; NIEWIADOMSKA & POJMANSKA, 2011).

Após a infecção do molusco por miracídios, que pode ocorrer, a depender da espécie, de forma passiva (ingestão de ovos) ou ativa (penetração de miracídios), estes podem colonizar diversas regiões do animal, como a glândula digestiva, manto, gônadas, dentre outros. Dependendo da espécie, esses organismos podem continuar seu desenvolvimento em dois tipos de formas evolutivas: os esporocistos e/ou rédias. Os esporocistos apresentam-se como um saco germinativo amorfo, formado por um conjunto de células embrionárias e com ausência de tubo digestório, tendo como principal função a nutrição embrionária e o desenvolvimento assexuado para gerar o próximo estágio evolutivo. A rédia, assim como os esporocistos, apresentam funcionalidades ligadas à reprodução assexuada do parasito. Contudo, nesse estágio os parasitos apresentam boca, faringe, intestino e, em alguns casos, apêndices locomotores. Por realizarem a ingestão direta do tecido do molusco, eles podem provocar alterações patológicas no hospedeiro invertebrado (POULIN & CRIBB, 2002; CRIBB et al., 2003; HERRMANN & POULIN, 2011; ZEMMER et al., 2020; DUAN et al., 2021).

Ao longo da infecção, as rédias podem continuar dando origens a formas semelhantes, como as rédias filhas ou netas, ou prosseguir no ciclo biológico, originando as cercárias. Estas se caracterizam por apresentar forma livre na maioria

dos organismos e possuem diversos formatos, tamanhos e características biológicas e comportamentais distintas. As cercárias possuem como principal função a infecção do próximo hospedeiro, que dependendo do ciclo, pode ser o segundo hospedeiro intermediário ou o hospedeiro definitivo (GALAKTIONOV & DOBROVOLSKIJ, 2003; LEFEBVRE & POULIN, 2005).

As cercárias, na maioria das espécies, são morfologicamente constituídas por um corpo e uma cauda. O corpo pode se apresentar de forma alongada ou oval, apresentando estruturas como ventosas (oral e/ou ventral), cecos, em alguns grupos células cistogênicas, glândulas de penetração, faringe, esôfago, e estruturas anexas como ocelos, estilete e colar de espinhos. A cauda pode ser do tipo simples ou com furcas, podendo apresentar forma mais alongada ou curta e desenvolver estruturas anexas como membrana natatória, pêlos sensoriais e espinhos (SCHELL, 1985; PINTO & MELO, 2013b; BELOUSOVA, 2021; SCHWELM et al., 2021). Essas larvas possuem uma reserva de glicogênio que garantem sua sobrevivência por algumas horas ou dias, o que torna necessário que o encontro com o próximo hospedeiro ocorra o mais breve possível. O mesmo é favorecido por algumas adaptações como a produção de grande número de exemplares, a liberação em horários específicos em períodos em que há maior probabilidade de encontro com os hospedeiros, acompanhada de algumas respostas a estímulos químicos, físicos e ambientais e ao desenvolvimento de características morfológicas e comportamentais visando à sua atração (PINTO & MELO, 2013a; DUNGHUNGZIN & CHONTANANARTH, 2020).

Diante da diversidade de características morfológicas, as cercárias foram organizadas em um sistema de classificação artificial baseado em agrupamentos denominado de tipos cercarianos. Esse sistema foi inicialmente proposto por Lühe (1909) e posteriormente alterado por outros autores. Em linhas gerais, esse sistema de classificação leva em consideração as seguintes características morfológicas: ausência ou presença de cauda, tamanho relativo da mesma, com presença de furcas, sendo as brevifurcadas as que apresentam furcas menores que a metade do tronco caudal e longifurcadas, as que apresentam furcas maiores que a metade do tronco caudal, número e posição de ventosas no corpo e mais especificamente na morfologia e morfometria de estruturas complexas como glândulas de penetração, ocelos e número de espinhos no colar cefálico (**Figura 1**) (PINTO & MELO, 2013a; SOLDÁNOVA et al., 2022).

Na maioria das espécies de trematódeos, após o desenvolvimento da cercária e antes da transformação em indivíduo adulto, existe uma fase intermediária denominada metacercária. Em algumas espécies a morfologia dessa forma evolutiva com indivíduos adultos é bastante semelhante diferenciando apenas no grau de desenvolvimento dos órgãos reprodutivos. Esse estágio de desenvolvimento é a forma infectante para o hospedeiro definitivo e esse processo que passivamente, através de uma relação trófica, resulta na ingestão do segundo hospedeiro intermediário infectado. Essas formas evolutivas são geralmente encontradas encistadas, o que garante a economia de energia, a proteção contra fatores ambientais externos, além de possibilitar a dispersão do parasito.



Figura 1. Tipos cercarianos mais comuns encontrados em moluscos no Brasil. (A) Gimnocéfala, (B) Anfístoma, (C) Equinóstoma, (D) Magnacauda, (E) Megalura, (F) Monóstoma, (G, H) Pleurolofocerca, (I) Xifidiocercária, (J) *Distoma brevifurcada* afaringeada, (K, L, M) *Distoma brevifurcada* faringeada, (N) *Distoma longifurcada* faringeada (Pinto & Melo, 2013).

Nos hospedeiros vertebrados, após a infecção, ocorrem diversas transformações morfofisiológicas no parasito, levando ao surgimento de adaptações ao novo ambiente como o desenvolvimento final da maturidade sexual a partir da reprodução sexuada, podendo ocorrer tanto por fecundação cruzada quanto por autofecundação (com exceção dos trematódeos que apresentam dimorfismo sexual,

como por exemplo os representantes da família Schistosomatidae) (TRAVASSOS, 1950; TRAVASSOS et al., 1969; SOULSBY, 1982). Os trematódeos adultos, a depender da espécie, são encontrados nos mais diversos sítios de infecção em seus hospedeiros definitivos (GIBSON et al, 2002).

Dentre todas as fases evolutivas, o adulto é o mais importante para os estudos taxonômicos do grupo, devido ao completo desenvolvimento dos órgãos, o que permite análises morfológicas comparativas mais aprofundadas. Além disso, os indivíduos adultos possuem grande importância na saúde médica e veterinária, pois é, geralmente esse o estágio envolvido na ocorrência de doenças nos hospedeiros infectados (PESSÔA & MARTINS, 1982; BORAY, 2007; MEHMOOD et al, 2017).

1.3 Importâncias dos trematódeos

1.3.1 Importância ecológica dos trematódeos

Do ponto de vista ecológico, os trematódeos digeneicos podem assumir a função de indicadores ambientais, pois possuem uma relação intrínseca com o meio em que vivem, incluindo seus diferentes hospedeiros. Nesse sentido, uma diversidade de espécies de trematódeos em uma determinada região pode indicar a presença da diversidade de espécies de animais que podem atuar como hospedeiro nos ciclos biológicos desses parasitos. Além disso, a presença dessas formas evolutivas pode indicar como funciona as relações tróficas que ocorrem nesses ambientes, ajudando a compreender a estrutura e funcionamento de várias comunidades biológicas (O'KEEFFE et al., 2021; SANTIAGO-ALARCON & ROJAS-SOTO, 2021; THORBURN et al., 2022).

Estudos realizados em diversas partes do mundo têm mostrado como a diversidade de trematódeos auxilia na compreensão de diversos aspectos dos ecossistemas, desde a alteração no fluxo migratório de aves (PAPERNA, 1996), nas alterações em coleções hídricas por causas antropogênicas, como eutrofização e poluição por metais pesados (PALM et al., 2011), perturbações nas cadeias alimentares (MARCOGLIESE, 2005) e composição de hospedeiros intermediários (OUTA et al., 2022). Além disso, a fauna parasitária de animais aquáticos auxilia na determinação de quais fatores podem estar provocando certas alterações ambientais. Um estudo realizado por Minguez et al. (2013) na França, revelou que a identificação da comunidade parasitária de mexilhões-zebra (*Dreissena polymorpha*) (Pallas, 1771)

determinou quais áreas apresentavam maior quantidade de contaminação química. Shea et al. (2012) relataram que a partir da identificação de uma população de larvas de trematódeos foi possível verificar que áreas com pastoreio de gado tende a diminuir a biodiversidade de hospedeiros para esses parasitos.

Fatores abióticos como temperatura, pH e composição de sais inorgânicos em ambientes hídricos, somados a estudo da diversidade de hospedeiros e parasitos, também pode auxiliar no entendimento sobre como os ecossistemas funcionam e como os mesmos podem estar sofrendo algum tipo de alteração (QUIAZON, 2015; SANA et al., 2018). Ademais, é importante destacar que as mudanças climáticas também podem influenciar na composição desses organismos no meio ambiente, pois altera de forma significativa diversos fatores abióticos e bióticos que são essenciais para manutenção desses seres vivos em seus habitats (ARNETH et al., 2020).

A relação entre trematódeos e os moluscos que atuam como seus hospedeiros intermediários tem sido avaliadas quanto à capacidade de algumas espécies atuarem como controladores biológicos de espécies que possuem importância médico-veterinária como *Schistosoma mansoni* Sambon, 1907 e *Fasciola hepatica* Linnaeus, 1758 (COUSTAU et al., 2003; DIAS et al., 2012; AROSTEGUI et al., 2019). Alguns estudos anteriores, dedicados a compreender os efeitos da coinfeção por espécies diferentes de trematódeos no mesmo molusco, avaliaram como a presença de *S. mansoni* era afetada pela ocorrência de coinfeção com indivíduos dos gêneros *Cotylurus* Szidat, 1928, *Paryphostomum* Dietz, 1909, *Plagiorchis* Lühe, 1899 e *Ribeiroia* Travassos, 1939 (LIM & HEYNEMAN, 1972; COMBES, 1982; ESTEBAN et al., 2011). De fato, casos de competição interespecífica envolvendo outras espécies podem ocorrer em casos de coinfeção, sendo que algumas espécies consideradas “dominantes” apresentam vantagens competitivas prejudicando e até mesmo eliminando outras espécies consideradas “subordinadas” (SANTOS & SANTOS, 2013). Esse tipo de antagonismo entre as espécies de trematódeos ocorre por meio direto, nesse caso as rédias consomem as formas larvais de outra espécie, ou por meio indireto, resultante de estímulos ao sistema interno de defesa dos moluscos transmissores (LIM & HEYNEMAN, 1972).

Outro tipo de estratégia de controle biológico que pode ser utilizada a partir de trematódeos envolvem as larvas do tipo xifidiocercária que podem se encistar em diversas larvas de artrópodes, incluindo as espécies que atuam como vetores de

doenças. Esse caso de parasitismo é responsável pelo atraso no desenvolvimento, mortalidade e casos de malformação em mosquitos adultos, contribuindo na diminuição populacional desses vetores. Alguns registros já foram reportados na literatura em que culicídeos dos gêneros *Aedes* Meigen, 1818, *Anopheles* Meigen, 1818 e *Culex* Linnaeus, 1758, responsáveis por transmitir doenças como dengue, malária e filariose linfática, respectivamente, tiveram seu desenvolvimento afetado pela encistamento de metacercária nas larvas desses insetos (RAO et al., 1985; CARVALHO et al., 2001; CARVALHO et al., 2002).

Mais recentemente, alguns autores tem analisado as relações envolvendo trematódeos e seus hospedeiros, a fim de compreender que outras consequências poderiam ser geradas nessas interações. Além dos efeitos negativos que ocorrem pela infecção por esses parasitos, é possível observar outras modificações que são geradas nos hospedeiros a partir do aumento da demanda por recursos metabólicos, alterações na alimentação e reprodução e mudanças comportamentais e fisiológicas desses parasitos. Como exemplo, certas espécies pertencentes à família Diplostomidae Poirier, 1886, que em seus estágios larvais infectam olhos e cérebros de peixes, que atuam como segundo hospedeiro intermediário, podem provocar prejuízos à visão do animal, dificultando seu processo de fuga em caso de predação, facilitando a ingestão do peixe infectado por uma ave, que irá atuar como hospedeiro definitivo (SEPPÄLÄ et al., 2006; FLINK et al., 2017). Todas essas questões sinalizam para a importância dos trematódeos em termos ecológicos, embora estudos mais aprofundados relacionados a isso sejam ainda necessários para uma aplicação prática.

1.3.2 Importância médico-veterinária dos trematódeos

Cerca de 150 espécies de trematódeos já foram relatadas infectando seres humanos (MULLER & WAKELIN, 2002). Dentre essas, destacam-se as pertencentes ao gênero *Schistosoma*, causadores da esquistossomose. Essa parasitose é de veiculação hídrica, de caráter endêmico, e é associada à pobreza e ao baixo desenvolvimento econômico, sendo *S. mansoni* a espécie responsável por provocar a doença nas Américas (ROCHA et al., 2016; BARBOSA et al., 2018; BRASIL, 2024). O ciclo biológico de *S. mansoni* inicia quando indivíduos infectados despejam suas fezes com ovos do parasito em áreas próximas a coleções hídricas, nesses ambientes

ocorre a eclosão dos miracídios, estes por sua vez infectam moluscos gastrópodes do gênero *Biomphalaria* que atuam como hospedeiros intermediários deste parasito. Nos moluscos vetores, ocorre o processo de produção de esporocistos que darão origem as cercárias. A transmissão ao homem ocorre quando, após os moluscos liberarem essas larvas no ambiente, as mesmas penetram ativamente na pele. Por fim, no sistema porta, os vermes adultos reproduzem-se sexuadamente, produzindo mais ovos que poderão contaminar o ambiente, reiniciando o ciclo (BRASIL, 2008; MELO et al., 2019; SILVA-MORAES et al., 2019; ALLY et al., 2024). Segundo estimativas da Organização Mundial de Saúde (OMS) a esquistossomose afeta cerca de 290 milhões de pessoas em 78 países, ocorrendo principalmente na África subsaariana, Ásia e América do Sul. O Brasil possui o maior número de casos entre os países americanos, com estimativas de 2,5 a 8 milhões de brasileiros acometidos com a doença, sendo as regiões nordeste e sudeste as mais afetadas (KATZ, 2018; BRASIL, 2024).

Casos de infecções humanas por cercárias da família Schistosomatidae que, normalmente infectam aves, têm sido cada vez mais relatadas na literatura. Essa condição, denominada dermatite cercariana, foi descrita pela primeira vez em plantadores de arroz, no Japão, em 1887 (HORÁK & KOLÁROVÁ, 2011). No entanto, apenas em 1928, nos Estados Unidos, é que as primeiras espécies causadoras foram identificadas (KOLÁROVÁ et al., 2013). Desde então, diversos casos têm sido reportados no mundo todo, especialmente na América do Norte e Europa (HORÁK et al., 2015). A infecção manifesta-se como uma forte erupção cutânea maculopapular forte, acompanhada de prurido intenso, tal qual é vista na penetração ativa das cercárias no início da esquistossomose. Em locais de clima temperado, a dermatite cercariana é uma doença sazonal, diagnosticada, principalmente, durante os meses de verão, quando aumentam o número de cercárias eliminadas pelos moluscos e o número de banhistas em águas naturais (MAS-COMA et al., 2009; PINTO et al., 2012a).

Outras espécies de trematódeos podem, eventualmente, provocar infecções humanas através do consumo de peixes, rãs, mariscos e plantas aquáticas (por exemplo, agrião) (LUN et al., 2005; LIU et al., 2008). A natureza zoonótica dessas infecções explica o crescente número de casos em várias regiões do mundo. Casos humanos de paragonimose, clonorquiose e equinostomose são comuns em algumas regiões da Ásia e Oceania, e são adquiridas através da ingestão de formas infectantes

presentes em alimentos crus ou mal cozidos (LUN et al., 2005; KARKI et al., 2021; RICHTER, 2022). Nessas áreas endêmicas, a transmissão ocorre de forma focal e está associada a práticas socioeconômicas e culturais (GARCIA, 2010). Apesar do considerável impacto na saúde pública e da natureza emergente dessas infecções alimentares provocadas por trematódeos, essas patologias estão entre as mais negligenciadas das chamadas doenças tropicais negligenciadas (COURA & AMARAL, 2004; LIU et al.; 2008). No Brasil, casos autóctones de *Ascocotyle (Phagicola) longa* Ramson, 1920, *F. hepatica* e *Paragonimus* sp. já foram relatados (CHIEFFI et al., 1992; LEMOS et al., 2007, OLIVEIRA et al., 2007).

Em relação às espécies de trematódeos de importância veterinária, a maior parte são parasitos de ruminantes e de peixes, mas também há aquelas que podem ser transmitidas por ostras e que podem provocar prejuízos à mariscocultura. No Brasil, *F. hepatica* é responsável por provocar a fasciolose hepática, que gera grandes problemas para a pecuária em várias regiões do país (LALOR et al., 2021). Esse trematódeo pode ser encontrado no fígado e canais biliares de ovinos, caprinos, bovinos, búfalos, suínos e até em seres humanos. Conhecido por baratinha do fígado, esse verme possui o corpo com coloração avermelhada, com forma foliácea e achatado dorsoventralmente. No país, os estados com maior número de registro são Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Paraná, São Paulo, Minas Gerais, Rio de Janeiro e Goiás. Geralmente, os animais parasitados apresentam retardo no desenvolvimento, diminuição progressiva no ganho de peso e produção de leite, podendo também desenvolver problemas reprodutivos. Moluscos da família Lymnaeidae atuam como hospedeiros intermediários, sendo que as metacercárias encistam-se em substratos e podem sobreviver por muitas semanas (CARAVEDO & CABADA, 2020; SILES-LUCAS et al., 2021; ALBUQUERQUE et al., 2022; TEIXEIRA et al., 2023).

Outra espécie que possui grande importância veterinária no país é *Eurytrema coelomaticum* (Giard & Billet, 1892). Esse parasito pode ser encontrado nos ductos pancreáticos e ocasionalmente em ductos biliares e intestino delgado de ruminantes. A infecção no hospedeiro definitivo ocorre quando este ingere, acidentalmente, metacercárias presentes em gafanhotos. Clinicamente os animais infectados apresentam letargia, fraqueza, prostração, caquexia e anemia. Assim como nos casos provocados por *F. hepatica*, essa infecção pode trazer enorme prejuízo econômico,

tendo em vista a perda de produtividade desses animais, gerando assim consequências à receita pecuarista brasileira (ILHA et al., 2005; QUEVEDO et al., 2013; FIGUEIRA et al., 2014).

Ademais, registros de infecções por trematódeos na ictiofauna brasileira tem sido bastante reportados na literatura, com mais de 250 espécies conhecidas, especialmente das famílias Clinostomidae e Diplostomidae (FLORES-LOPES & THOMAZ, 2011). No entanto, os impactos provocados por esses parasitos ainda não estão completamente elucidados, pois os peixes podem atuar tanto como segundo hospedeiros intermediários, como ocorre em relação aos representantes da família Diplostomidae e Clinostomidae (KOHN et al., 2007). Os trematódeos possuem sítios de infecções diferentes nos peixes hospedeiros. Alguns ocorrem na região ocular, como em *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928), enquanto que *Centrocestus formosanus* (Nishigori, 1924) pode infectar brânquias e *Haplorchis pumilio* (Looss, 1896) geralmente infecta a musculatura (ZICA et al., 2011; XIMENES et al., 2017; LOPES et al., 2020). Essas infecções podem ter relação com algumas outras alterações patológicas, assim como intensidade da infecção, reposta imunológica do hospedeiro e ocorrência de migração tecidual (THATCHER, 2006).

1.4 Relação entre trematódeos digeneicos e moluscos hospedeiros

Apesar da complexidade do ciclo biológico dos trematódeos digeneicos, a maioria dos autores concordam que os ciclos desses organismos contendo três hospedeiros é um carácter mais ancestral e que os ciclos com dois hospedeiros são mais derivados (BLASCO-COSTA & POULIN, 2017). No ciclo biológico da maioria dos trematódeos, obrigatoriamente, um molusco, em especial gastrópode ou bivalve, assume a função de primeiro hospedeiro intermediário (PINTO & MELO, 2013b). Esses animais fornecem nutrientes e espaço, meios necessários nos quais o parasito consegue se desenvolver e dar continuidade ao ciclo nos próximos hospedeiros (OLSON & TKACH, 2005). Apesar de ser alvo de estudos há algum tempo, essa associação ainda não está completamente elucidada, especialmente pelas diferentes formas como o parasito consegue moldar o comportamento do hospedeiro para o seu sucesso evolutivo. Um dos recursos mais característicos da interação molusco-trematoda é sua especificidade, e por mais que em ambientes aquáticos geralmente são habitados por várias espécies de moluscos, cada espécie hospedeira é

normalmente infectada com larvas de trematódeos específicas (BAYNE & YOSHINO, 1989; LOCKYER, et al., 2004; PINTO & MELO, 2013b).

Embora o processo de especificidade parasitária torne a relação entre trematódeos e moluscos mais íntima, isso pode restringir ainda mais o sucesso na transmissão desses parasitos durante essa etapa do ciclo biológico. No entanto, esse fenômeno pode ser compensado com as altas capacidades reprodutivas dos trematódeos nesses hospedeiros, permitindo o desenvolvimento de esporocistos/rédias para cercárias. Outro tipo de adaptação observada nesses parasitos é que geralmente há uma sobrevivência prolongada dos ovos de algumas espécies, já que os mesmos não eclodem e precisam ser ingeridos pelos moluscos, proporcionando uma compensação tática na transmissão em comparação com outras espécies que também possuem estágios evolutivos de vida livre (LOCKYER, et al., 2004).

Lively (2001) demonstrou que existem três pontos centrais para o estudo ecológico e evolutivo da relação parasito-hospedeiro: 1) alguns modelos revelam que os parasitos conseguem controlar a densidade da população hospedeira; 2) a coevolução parasito-hospedeiro poderia levar a manutenção da diversidade genética e possivelmente a manutenção da reprodução sexual; 3) análises filogenéticas mostram a coespecificação de hospedeiros e parasitos.

A maioria das espécies de trematódeos pode desenvolver-se com sucesso em moluscos de mesma espécie, gênero ou família. Embora cada relação entre esses organismos seja individual, alguns moluscos são hospedeiros intermediários para mais de uma espécie desses parasitos, podendo ocorrer múltiplas infecções sequenciais ou simultâneas (ESCH et al., 2003; THIELE & MINCHELLA, 2013). A ocorrência dessas infecções múltiplas pode proporcionar um possível mecanismo de comutação, processo no qual um trematódeo é transferido para um novo hospedeiro. A penetração no hospedeiro “errado”, normalmente resulta na eliminação do parasito incompatível. Contudo, se o mesmo conseguir sobreviver superando o sistema interno de defesa do molusco, a infecção pode persistir, como já registrado para algumas espécies de equinostomatídeos e anfístomos (ESCH et al., 2003; LOCKYER, et al., 2004; BORN-TORRIJOS et al., 2014).

Alguns autores apontam que a mudança de hospedeiro intermediário seria uma ocorrência rara (DAVIS et al., 1999), contrastando com outros estudos que apontam

que para certos grupos, a alteração desses hospedeiros ocorre com certa facilidade (CRIBB et al., 2001; BLAIR et al., 2001). Nesses estudos, os autores pontuam que a mudança de hospedeiro ocorre por alopatria, uma vez que o sucesso dos indivíduos que parasitam uma nova espécie seja inferior àquelas que utilizam seus hospedeiros habituais para completarem seu ciclo. A utilização de um novo hospedeiro pode aumentar a sua compatibilidade como resultado da seleção de alelos para a sobrevivência do parasito e isso pode, eventualmente, levar à especiação através de isolamento geográfico e/ou efeitos fundadores (LAGRUE et al., 2007; SALLOUM et al., 2023). Por fim, a consequência prática desta especificidade é a maior facilidade na identificação e definição das áreas geográficas onde se encontram os trematódeos, a partir do conhecimento obtido sobre as áreas ocupadas por moluscos hospedeiros (CRIBB et al., 2001; LOCKYER, et al., 2004; SALLOUM et al., 2023).

1.5 Moluscos e trematódeos do semiárido brasileiro, com enfoque no Estado do Piauí

No Brasil, diversas espécies de moluscos já foram reportadas como hospedeiros de trematódeos digeneicos (MATTOS et al., 2013; PINTO & MELO, 2013c; MELO et al., 2024). Apesar desta vasta diversidade, ainda não existem informações sistematizadas sobre a fauna de trematódeos encontradas em moluscos (nativos e exóticos) presentes em corpos hídricos no Brasil, especialmente na região semiárida do país (KOTZIAN & AMARAL, 2013; LEAL et al., 2021; JOVEM-AZEVÊDO et al., 2022). Essa região abrange uma área total de 969.589,4 km² cobrindo 11% do território nacional e representando 70,6% da região nordeste do país, sendo a região semiárida mais populosa do mundo (**Figura 2**). Além disso, cobre cerca de 1.132 municípios de nove estados (Alagoas, Bahia, Ceará, Minas Gerais, Paraíba, Pernambuco, Piauí, Rio Grande do Norte e Sergipe). O semiárido é definido com base em três critérios: 1) precipitação média anual inferior a 800 mm; 2) índice de aridez inferior a 0,5, que é calculado como o balanço hídrico entre precipitação e a evapotranspiração; e 3) probabilidade de seca maior que 60% (SOARES et al., 2021; SILVA et al., 2023).

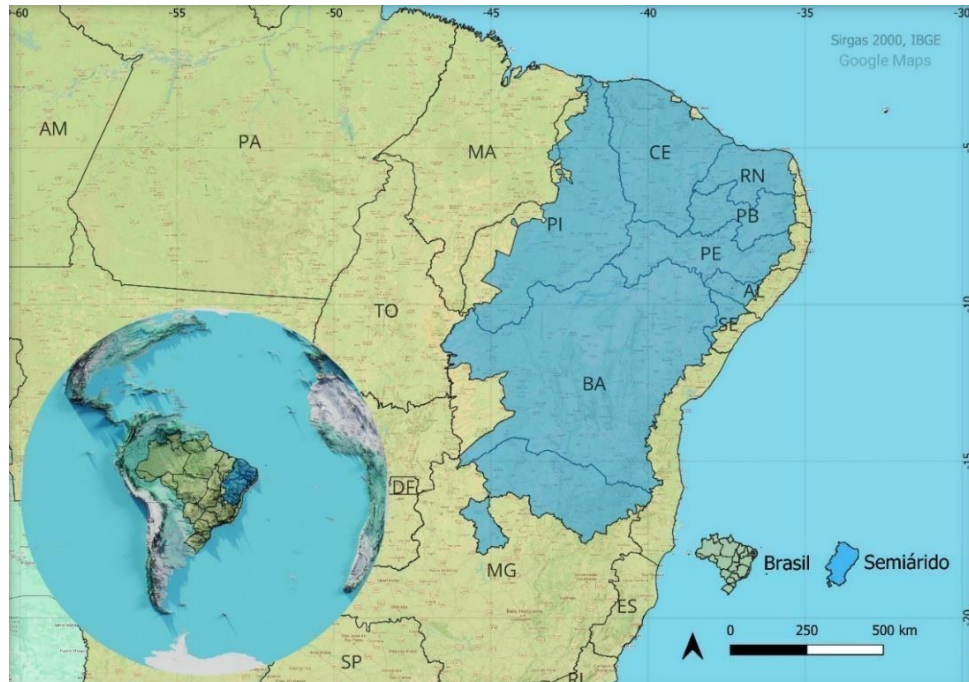


Figura 2. Mapa representativo do Brasil com destaque para o semiárido brasileiro que abrange uma área compreendida entre nove estados do país.

O Semiárido brasileiro possui uma série de características geomorfológicas e climáticas que o difere de outras regiões áridas e semiáridas do mundo, como por exemplo: altas variações espacial e temporal de precipitações, temperaturas acima de 25 °C durante o ano todo, caracterizando-se com baixa amplitude térmica, potencial de evapotranspiração extremamente alto, provocando um déficit no balanço hídrico na maior parte do ano, solos rasos e com baixa estruturação, bacias de drenagem caracterizadas por rios e riachos de fluxo intermitente e cobertura vegetal decidual típica denominada como “Caatinga”. Os tipos de coleções hídricas mais comuns encontrados na região incluem lagoas naturais rasas, reservatórios artificiais, como açudes e valas de irrigação, riachos e rios intermitentes (com exceção do perene rio São Francisco e rios que possuem regulação artificial) (BARBOSA et al., 2012; SILVA et al., 2021). Esses sistemas aquáticos estão sujeitos a longos períodos de escassez hídrica, pois os reservatórios apresentam baixa vazão associados ao balanço hídrico negativo e à altas temperaturas (PEDRO et al., 2006), intensificando o acúmulo de concentração de nutrientes, tornando esses sistemas mais vulneráveis à eutrofização, sendo este considerado um dos maiores problemas que leva à diminuição da qualidade da água.

Os reservatórios de água doce do semiárido abrigam uma alta diversidade de espécies pouco estudados na localidade, dentre eles os moluscos (SILVA et al.,

2020). Especificamente no Estado do Piauí, área alvo desse estudo, o semiárido abrange aproximadamente 150.42 km² de todo o território piauiense, correspondendo a 57% da área total do Estado e 13,96% do semiárido brasileiro. Todavia, o conhecimento sobre a diversidade de moluscos dulciaquícolos no estado é completamente escassa, com registro de apenas 14 espécies até o presente momento (**Tabela 1**).

No Semiárido brasileiro alguns estudos têm reportado a ocorrência de diversos tipos de larvas de trematódeos associadas com moluscos dulcícolas. No entanto, a maioria dos trabalhos possuem foco apenas na identificação de cercárias de *S. mansoni*, sem maiores detalhamentos de outras espécies de trematódeos. Os principais tipos cercarianos registrados na região são equinóstomas e estrigeocercárias (SOUZA et al., 2010; SILVA et al., 2021; SOUSA et al., 2022;) além de distoma brevifurcada afaringeada, sendo a maioria dos representantes identificados como membros da família Spirorchiidae, e alguns estudos reportando a presença de *S. mansoni* (SOUZA et al., 2008; ZANARDI et al., 2019). Por fim, cercárias dos tipos xifidiocercária, monóstoma e estrigeocercária também foram reportadas infectando moluscos dessa região (ZANARDI et al., 2019; SOUSA et al., 2022; MELO et al., 2024).

Os poucos registros de moluscos dulciaquícolos para o Estado do Piauí vão de encontro com os escassos dados de larvas de trematódeos que foram registradas infectando esses animais. A maior parte dos estudos, mesmo os que foram desenvolvidos em outras localidades do Semiárido brasileiro, apenas identificaram a presença de tipos cercarianos, sem maiores descrições. (BEZERRA et al., 2018; COUTO et al., 2005; CARVALHO et al., 2018).

Em outra vertente relacionada a diversidade de moluscos límnicos, destaca-se que a distribuição desses vetores no semiárido brasileiro é bastante variável, com preponderância de algumas espécies em coleções hídricas permanentes, como rios e açudes, enquanto outras são mais comuns em coleções hídricas temporárias, como lagoas e valas de irrigação. No entanto, além das características fisiológicas e ecológicas desses indivíduos serem determinantes para a escolha das localidades nas quais eles habitam, diversos outros fatores podem explicar sua distribuição, como as condições sazonais do ambiente, tendo em vista que moluscos são extremamente sensíveis a variações de temperatura, pH e outros fatores (BARBOSA et al., 2012;

KOTZIAN & AMARAL, 2013; BARBOZA et al., 2022). Além disso, as mudanças climáticas tem exercido influência na composição faunística desses animais nesse tipo de ecossistema, especialmente por conta do aumento da temperatura média global e por condições meteorológicas extremas e imprevisíveis. Somado a isso, a introdução de espécies exóticas como *Melanooides tuberculata* (Müller, 1774) e *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) é também responsável pela mudança nos padrões de distribuição desses hospedeiros, pois esse processo facilita a ocorrência de sobreposição de nicho ecológico, provocando o aumento de competição interespecífica, com consequente migração e/ou declínio populacional das espécies nativas (COELHO et al., 2018; PAIVA et al., 2018; BARROS et al., 2020; PRESTON et al., 2022).

Tabela 1. Registro de espécies de moluscos dulciaquícolas pertencentes às classes Bivalvia e Gastropoda encontrados no Estado do Piauí.

Espécie	Localidade	Referência
Classe Gastropoda		
Família Planorbidae		
<i>Biomphalaria glabrata</i> (Say, 1818)	Parnaíba	Paraense & Araújo 1984; Carvalho et al., 2008
<i>Biomphalaria straminea</i> (Dunker, 1848)	Diversos registros	Carvalho et al., 2008; Silva et al., 2020; Leal et al., 2021; 2024; Sousa et al., 2022
<i>Drepanotrema cimex</i> (Moricand, 1838)	Parnaíba	Paraense & Araújo 1984; Leal et al.; 2021; 2024
<i>Drepanotrema depressissimum</i> (Moricand, 1839)	Parnaíba	Paraense & Araújo 1984; Leal et al., 2021; 2024
<i>Drepanotrema lucidum</i> (Pfeiffer, 1839)	Parnaíba	Paraense & Araújo 1984; Leal et al., 2021; 2024
<i>Uncancylus concentricus</i> (d'Orbigny, 1835)	Picos	Leal et al., 2021; 2024
Família Thiaridae		
<i>Melanoïdes tuberculata</i> (Müller, 1774)	Picos, Itainópolis, São Julião	Leal et al., 2021; 2024
Família Ampullaridae		
<i>Pomacea canaliculata</i> (Lamarck, 1822)	Itainópolis, Picos	Leal et al., 2021; 2024
<i>Pomacea lineata</i> (Spix, 1827)	São Julião	Silva et al., 2020
Família Physidae		
<i>Stenophysa marmorata</i> (Guilding, 1828)	Picos	Leal et al., 2021; 2024
Classe Bivalvia		
Família Cyrenidae		
<i>Corbicula flumínea</i> (Müller, 1774)	Itainópolis	Leal et al., 2021; 2024
Família Sphaeriidae		
<i>Pisidium dorbignyi</i> Clessin, 1879	Itainópolis	Leal et al., 2021; 2024

1.6 Relação entre trematódeos digeneicos e quelônios

Diversos tipos de animais vertebrados têm sido identificados como hospedeiros definitivos de trematódeos digeneicos, com espécies abrigando, em muitos casos, mais de uma espécie desses parasitos. Todavia, a limitação de estudos da composição parasitária de muitos desses vertebrados dificulta o conhecimento sobre a diversidade de trematódeos. Além disso, é bastante contrastante os dados sobre a diversidade de trematódeos que parasitam peixes, aves e mamíferos quando comparados com outras classes de vertebrados, como anfíbios e répteis (LEUNG, 2024). Estes últimos compreendem um importante grupo composto por mais de 11.500 espécies conhecidas, sendo 848 descritos apenas no Brasil (COUTO et al., 2024). No Semiárido brasileiro, segunda região mais rica em termos de biodiversidade de répteis do país, mais de 400 espécies já foram identificadas (LACERDA et al., 2023). Estes animais são extremamente importantes, pois, além de fazerem parte nas teias alimentares, podem atuar como dispersores de sementes, e sua presença indica boa saúde no ecossistema (ALVES et al., 2012). Alguns estudos anteriores já caracterizaram a diversidade de helmintos desses animais, incluindo registros de trematódeos digeneicos (TANTALEÁN & GONZÁLO, 1992; SARMIENTO et al, 1999; McALLISTER et al, 2010; MASCARENHAS et al., 2022). Porém, a descoberta de novas espécies de parasitos e hospedeiros e pontos de ocorrência em comum para esses indivíduos, tornam esses levantamentos um processo contínuo e necessário.

Dentre essa vasta diversidade de répteis está a ordem Testudinata, representada por animais conhecidos como quelônios, que inclui os jabutis, cágados e tartarugas. Essa ordem compreende cerca de 478 táxons conhecido, sendo 356 espécies e 122 subespécies (MELO-DIAS et al., 2023). Na América do Sul, 71 espécies são conhecidas, dentre elas, algumas estão sob ameaça de extinção (LACERDA et al., 2023). Devido à sua biomassa e elevada densidade nos ambientes de água doce, esses animais conseguem facilmente colonizar e se expandir para diferentes locais. Além do mais, alguns estudos têm relatado como fatores relacionados com seus hábitos alimentares, comportamento de nidificação e partilha de recursos entre espécies simpátricas podem potencializar seu processo reprodutivo (COUTO et al., 2024). Esse fato está diretamente associado às relações parasitárias, pois proporciona condições ideais para expansão de ocorrência de helmintos parasitos, incluindo a possibilidade de interação com novos hospedeiros (LIMA &

KOHN, 2014). Nesse sentido, dezenas de espécies de helmintos são conhecidas por infetar quelônios na América do Sul, dentre eles, trematódeos digenéticos de 66 espécies de 16 famílias (PALUMBO et al., 2024).

Apesar da fauna diversificada já descrita, os trematódeos que parasitam estes répteis na região não são completamente conhecidos, como pode ser evidenciado por descrições recentes de novos táxons e hospedeiros (LIMA & KOHN, 2014; CHAVIEL et al., 2020; CAVACO et al., 2023). Essa lacuna no conhecimento é mais evidente quando consideramos apenas os representantes de água doce para a qual são conhecidas 43 espécies de trematódeos (**Tabela 2**) (**Figuras 3, 4 e 5**). Embora tenham sido verificados avanços relevantes em estudos filogenéticos moleculares envolvendo trematódeos de diferentes grupos de vertebrados (BLASCO-COSTA et al., 2016; ACHATZ et al., 2022; LÓPEZ-HERNANDEZ et al., 2022), a maioria das espécies encontradas em quelônios carece de dados moleculares. Esta escassez de informação é também uma realidade quando consideramos o ciclo de vida destes parasitos, uma vez que os hospedeiros intermediários, a morfologia dos estádios larvais e o padrão de transmissão são desconhecidos para a quase absoluta maioria das espécies. Curiosamente, estudos baseados em estágios larvais encontrados em moluscos sugerem que novas espécies estão à espera de serem formalmente descritas em quelônios de água doce no continente (PINTO et al., 2015; CHAVIEL et al., 2020; LACERDA et al., 2023).

Dentre as espécies descritas para a América do Sul, a maioria não possui ciclo biológico elucidado, existindo apenas descrições dos adultos. Mesmo em relação a espécies como *Cheloniodiplostomum testudinis* Dubois, 1936, *Haltrema avitellina* Lent & Freitas, 1939, *Nematophila grandis* (Diesing, 1839) Travassos, 1934 e espécies do gênero *Telorchis* Travassos, 1920, que já foram reportados infectando diversos tipos de quelônios em diferentes locais do continente, ainda não possuem ciclo biológico elucidado, sem descrições de estágios larvais e hospedeiros intermediários. Ademais, a falta de sequências genéticas, mesmo para as espécies conhecidas e as dificuldades logísticas vão de encontro a essa escassez de informações sobre trematódeos de quelônios na América do Sul. Desde a obtenção desses animais até a realização dos procedimentos de necropsia, as limitações que existem em trabalhos parasitológicos envolvendo répteis, especialmente quelônios, tornam ainda mais desafiador a geração de conhecimento sobre a fauna parasitária desses hospedeiros.

Tabela 2. Trematódeos digenéticos encontrados em quelônios de água doce na América do Sul.

Espécie	Hospedeiro	Sítio de Infecção	Localidade	Referência	Fig.
Superfamília Diplostomoidea					
Família Proterodiplostomidae					
<i>Cheloniodiplostomum argentinensis</i> Palumbo & Dias, 2018	<i>Phrynops hilarii</i>	Intestino	Argentina	Palumbo & Diaz, 2018	Fig. 3a
<i>Cheloniodiplostomum brevis</i> (MacCallum, 1921)	<i>Phrynops geoffroanus</i>	Indefinido	Colômbia	Dubois, 1979	Fig. 3b
<i>Cheloniodiplostomum testudinis</i> (Dubois, 1936)	<i>Hydromedusa tectifera</i>	Intestino	Argentina	Palumbo et al., 2018	Fig. 3c
-	<i>Phrynops geoffroanus</i>	Intestino	Brasil	Silva, 2014	-
-	<i>Phrynops hilarii</i>	Intestino	Brasil	Mascarenhas et al., 2016	-
-	<i>Phrynops hilarii</i>	Intestino	Argentina	Lombardero & Moriena, 1977	-
-	<i>Phrynops hilarii</i>	Intestino	Argentina	Palumbo et al., 2018	-
-	<i>Testudo</i> sp.	Indefinido	Brasil	Dubois, 1936	-
<i>Cheloniodiplostomum</i> sp.	<i>Phrynops hilarii</i>	Intestino	Brasil	Bernardon et al., 2013	-
<i>Cheloniodiplostomum</i> sp.	<i>Phrynops geoffroanus</i>	Intestino	Brasil	Novelli et al., 2013	-
<i>Cheloniodiplostomum</i> sp.	<i>Acanthochelys spixii</i>	Intestino	Brasil	Mascarenhas et al., 2016	-
<i>Cheloniodiplostomum</i> sp.	<i>Trachemys dorbigni</i>	Intestino	Brasil	Bernardon et al., 2014	-
<i>Cheloniodiplostomum</i> sp.	<i>Hydromedusa tectifera</i>	Intestino	Brasil	Mascarenhas & Müller, 2021	-
<i>Cheloniodiplostomum</i> sp.	-	Intestino	Argentina	Palumbo et al., 2024	-
<i>Herpetodiplostomum duboisi</i> Mañé-Garzón & Spector, 1969	<i>Phrynops williamsi</i>	Intestino	Uruguai	Mañé-Garzón & Holcman-Spector, 1969	Fig. 3d
-	-	Intestino	Argentina	Palumbo et al., 2024	-

Superfamília Schistosomatoidea						-
Família Atamatamidae						
<i>Atamatam amazoniensis</i> Bullard & Roberts, 2019	<i>Chelus fimbriata</i>	Vasos	Peru	Bullard et al., 2019	Fig. 3e	
<i>Paratamatam iquitosiensis</i> Bullard & Roberts, 2019	<i>Chelus fimbriata</i>	Vasos	Peru	Bullard et al., 2019	Fig. 3f	
Superfamília Echinostomatoidea						
Família Echinostomatidae						
<i>Prionosomoides phrynopsis</i> Mañé-Garzón & Gil, 1961	<i>Phrynops hilarii</i>	Intestino	Uruguai	Mañé-Garzón & Gil, 1961	Fig. 3g	
-	<i>Phrynops hilarii</i>	Intestino	Argentina	Palumbo et al, 2024	-	
<i>Prionosomoides scalaris</i> Freitas & Dobbin Jr., 1967	<i>Phrynops geoffroanus</i>	Intestino	Brasil	Freitas & Dobbin Jr., 1967	Fig. 3h	
-	<i>Phrynops hilarii</i>	Esôfago	Argentina	Lombardero & Moriena, 1977	-	
<i>Prionosomoides</i> sp.	<i>Phrynops hilarii</i>	Intestino	Brasil	Mascarenhas & Müller, 2021	-	
Família Rhytidodidae						
<i>Rhytidodes gelatinosus</i> (Rudolphi, 1819)	<i>Podocnemis expansa</i>	Intestino	Brasil	Travassos et al., 1969	Fig. 3i	
Superfamília Heronimoidea						
Família Heronimidae						
<i>Heronimus mollis</i> (Leidy, 1856)	<i>Trachemys callirostris</i>	Pulmões	Colômbia	Lenis & Vélez, 2011	Fig. 3j	
Superfamília Microscaphidioidea						
Família Microscaphidiidae						
<i>Neodeuterobaris pritchardae</i>	<i>Podocnemis lewyana</i>	Estômago	Colômbia	Brooks, 1976	Fig. 3k	

Brooks, 1976					
-	-	Estômago	Colômbia	Lenis & Vélez, 2011	-
Gênero <i>Octangiodes</i>					
<i>Octangiodes tlacotalpensis</i> Caballero, 1942	<i>Rhinoclemmys nasuta</i>	Intestino	Equador	Dyer & Carr, 1990	Fig. 3l
Gênero <i>Podocnemitrema</i>					
<i>Podocnemitrema papillosus</i> Alho & Vicente, 1964	<i>Podocnemis expansa</i>	Estômago	Brasil	Alho & Vicente, 1964	Fig. 3m
-	-	Trato digestivo	Peru	Tantaleán et al., 2011	-
-	<i>Podocnemis unifilis</i>	Trato digestivo	Peru	Tantaleán et al., 2011	-
Superfamília Paramphistomatoidea					
Família Cladorchiidae					
<i>Halltrema avitellina</i> Lent & Freitas, 1939	<i>Chelonoidis denticulatus</i>	Estômago	Brasil	Alho, 1965	Fig. 3n
-	<i>Podocnemis expansa</i>	Estômago	Brasil	Armond, 2008	-
-	-	Indefinido	Brasil	Fernandes & Kohn, 2014	-
-	-	Trato digestivo	Peru	Tantaleán et al., 2011	-
-	<i>Podocnemis unifilis</i>	Trato digestivo	Peru	Tantaleán et al., 2011	-
-	<i>Podocnemis</i> sp.	Indefinido	Venezuela	Fernandes & Kohn, 2014	-
<i>Halltrema heteroxenus</i> (Cordero & Vogelsang, 1940)	<i>Podocnemis unifilis</i>	Trato digestivo	Peru	Tantaleán & Forlong, 2013	Fig. 4a
-	<i>Podocnemis</i> sp.	Estômago	Venezuela	Cordero & Vogelsang, 1940	-
-	<i>Rhinoclemmys nasuta</i>	Trato digestivo	Equador	Dyer & Carr, 1990	-
<i>Nematophila argentinum</i>	<i>Phrynops</i> sp.	Intestino	Argentina	Cordero & Vogelsang, 1940	Fig. 4b

(Cordero & Vogelsang, 1940)					
-	<i>Podocnemis lewyana</i>	Intestino	Colômbia	Lenis & Vélez, 2011	-
-	<i>Trachemys callirostris</i>	Intestino	Colômbia	Lenis & Vélez, 2011	-
<i>Nematophila grandis</i>	<i>Chelus fimbriata</i>	Intestino	Brasil	Travassos et al., 1969	Fig. 4c
(Diesing, 1839)					
-	<i>Hydraspis schopfii</i>	Intestino	Brasil	Travassos, 1934	-
-	<i>Hydromedusa tectifera</i>	Indefinido	Paraguai	Fernandes & Kohn, 2014	-
-	<i>Kinixys erosa</i>	Intestino	Brasil	Fernandes & Kohn, 2014	-
-	<i>Kinosternon scorpioides</i>	Intestino	Brasil	Alho, 1964	-
-	-	Estômago	Venezuela	Díaz Ungría, 1978	-
-	<i>Mesoclemmys gibba</i>	Intestino	Brasil	Travassos et al., 1969	-
-	<i>Mesoclemmys nasuta</i>	Intestino	Brasil	Travassos et al., 1969	-
-	<i>Peltocephalus dumerilianus</i>	Intestino	Brasil	Travassos et al., 1969	-
-	<i>Peltocephalus dumerilianus</i>	Trato digestivo	Brasil	Ferreira, 2016	-
-	<i>Phrynops geoffroanus</i>	Intestino	Brasil	Travassos et al., 1969	-
-	-	Intestino	Brasil	Silva, 2014	-
-	<i>Phrynops hilarii</i>	Intestino	Argentina	Lombardero & Moriena, 1977	-
-	<i>Podocnemis expansa</i>	Intestino	Brasil	Travassos et al., 1969	-
-	-	Estômago	Venezuela	Díaz Ungría, 1978	-
-	<i>Podocnemis erythrocephala</i>	Indefinido	Brasil	Fernandes & Kohn, 2014	-
-	<i>Podocnemis unifilis</i>	Intestino	Peru	Salizar & Sanchez, 2004	-
-	-	Estômago	Peru	Tantaleán et al., 2011	-
-	-	Indefinido	Venezuela	Fernandes & Kohn, 2014	-
-	<i>Podocnemis vogli</i>	Indefinido	Venezuela	Fernandes & Kohn, 2014	-
-	<i>Podocnemis</i> sp.	Indefinido	Venezuela	Fernandes & Kohn, 2014	-

-	<i>Rhinoclemmys nasuta</i>	Intestino	Equador	Dyer & Carr, 1990	-
-	<i>Rhinoclemmys punctularia</i>	Intestino	Brasil	Alho, 1964	-
-	-	Trato digestivo	Guiana Francesa	Dyer & Carr, 1990	-
<i>Nematophila venezuelensis</i> (Cordero & Vogelsang, 1940)	<i>Podocnemis lewyana</i>	Intestino	Colômbia	Lenis & Vélez, 2011	Fig. 4d
-	<i>Podocnemis</i> sp.	Estômago	Venezuela	Cordero & Vogelsang, 1940	-
<i>Oriximinatrema noronhae</i> Knoff, Brooks, Mullins & Gomes, 2012	<i>Podocnemis expansa</i>	Estômago	Brasil	Knoff et al., 2012	Fig. 4e
<i>Pseudocleptodiscus margaritae</i> Caballero, 1961	<i>Rhinoclemmys nasuta</i>	Estômago	Equador	Dyer & Carr, 1990	Fig. 4f
<i>Pseudonematophila ovalis</i> (Cordero & Vogelsang, 1940)	<i>Podocnemis</i> sp.	Intestino	Venezuela	Cordero & Vogelsang, 1940	Fig. 4g
-	<i>Podocnemis lewyana</i>	Estômago	Colômbia	Lenis & Vélez, 2011	-
Superfamília Allocreadioidea					
Família Opecoleidae					
<i>Helicotrema spirale</i> (Diesing, 1850)	<i>Chelonoidis denticulatus</i>	Intestino	Peru	Tantaleán & Forlong, 2013	Fig. 4h
-	-	Intestino	Brasil	Odhner, 1912	-
-	<i>Peltocephalus dumerilianus</i>	Intestino	Brasil	Odhner, 1912	-
-	-	Intestino	Brasil	Ferreira, 2016	-
Superfamília Opisthorchioidea					

Família Cryptogonimidae					
<i>Acanthostommum scyphocephalus</i> (Braun, 1899)	<i>Chelus fimbriata</i>	Intestino	Brasil	Ostrowski de Núñez, 1986	Fig. 4i
<i>Caimanicola brauni</i> (Mañé-Garzón & Gil, 1961)	<i>Acanthochelys spixii</i>	Intestino	Brasil	Chaviel et al., 2020	Fig. 4j
-	<i>Phrynops hilarii</i>	Intestino	Uruguai	Mañé-Garzón & Gil, 1961	-
-	-	Intestino	Argentina	Ostrowski de Núñez 1987	-
-	-	Intestino	Brasil	Chaviel et al., 2020	-
-	-	Intestino	Argentina	Palumbo et al., 2024	-
<i>Timoniella ostrowski</i> Brooks & Holcman, 1993	<i>Phrynops hilarii</i>	Intestino	Uruguai	Mañé-Garzón & Gil, 1961	Fig. 4k
-	-	Intestino	Brasil	Chaviel et al., 2020	-
Superfamília Gorgoderoidea					
Família Gorgoderidae					
<i>Gorgoderina</i> sp.	<i>Phrynops geoffroanus</i>	Intestino	Brasil	Pereira et al., 2018	-
Família Braunotrematidae					
<i>Braunotrema pulvinatum</i> (Braun, 1899)	<i>Podocnemis expansa</i>	Intestino	Brasil	Lent & Freitas, 1938	Fig. 4l
Superfamília Plagiorchioidea					
Família Telorchidae					
<i>Loefgrenia loefgreni</i> Travassos, 1919	<i>Podocnemis unifilis</i>	Intestino	Brasil	Travassos, 1919	Fig. 4m
<i>Pseudotelorchis devincenzii</i>	<i>Hydromedusa tectifera</i>	Intestino	Uruguai	Mañé-Garzón & Gil, 1961	Fig. 4n

(Mañé-Garzón & Gil, 1961)					
<i>Telorchis achavali</i>	<i>Trachemys dorbigni</i>	Intestino	Uruguay	Mañé-Garzón & Holcman-Spector, 1973	Fig. 5a
Mañé-Garzón & Holcman, 1973					
-	-	Intestino	Brasil	Mascarenhas & Müller, 2013	-
<i>Telorchis aculeatus</i>	<i>Podocnemis unifilis</i>	Intestino	Venezuela	Nasir, 1974	Fig. 5b
(Linstow, 1879)					
<i>Telorchis bifurcus</i>	<i>Podocnemis expansa</i>	Intestino	Brasil	Braun, 1901	Fig. 5c
(Braun, 1899)					
<i>Telorchis birabeni</i>	<i>Phrynops hilarii</i>	Intestino	Uruguay	Mañé-Garzón & Gil, 1961	Fig. 5d
Mañé-Garzón & Gil, 1961					
-	-	Intestino	Argentina	Lombardero & Moriena, 1977	-
-	-	Intestino	Brasil	Mascarenhas et al., 2016	-
-	<i>Phrynops geoffroanus</i>	Intestino	Brasil	Silva, 2014	-
-	<i>Phrynops williamsi</i>	Intestino	Argentina	Palumbo et al., 2024	-
<i>Telorchis corti</i>	<i>Trachemys callirostris</i>	Intestino	Colômbia	Lenis & Vélez, 2011	Fig. 5e
Stunkard, 1915					
-	<i>Trachemys dorbigni</i>	Intestino	Brasil	Mascarenhas & Müller, 2013	-
<i>Telorchis diaphanus</i>	<i>Kinosternon scorpioides</i>	Intestino	Brasil	Freitas & Dobbin Jr., 1959	Fig. 5f
Freitas & Dobbin Jr., 1959					
-	<i>Hydromedusa tectifera</i>	Intestino	Argentina	Palumbo et al., 2024	-
-	<i>Phrynops hilarii</i>	Intestino	Argentina	Palumbo et al., 2024	-
<i>Telorchis devincenzii</i>	<i>Kinosternon scorpioides</i>	Intestino	Uruguay	Mañé-Garzón & Gil, 1961	Fig. 5g
Mañé-Garzón & Gil, 1961					
-	<i>Hydromedusa tectifera</i>	Intestino	Argentina	Palumbo et al., 2024	-
<i>Telorchis dubius</i>	<i>Trachemys dorbigni</i>	Intestino	Uruguay		Fig. 5h

Mañé-Garzón & Holcman, 1968			Mañé-Garzón & Holcman-		
-	-	Intestino	Argentina	Spector, 1968	-
<i>Telorchis hagmanni</i>	<i>Peltocephalus dumerilianus</i>	Intestino	Brasil	Palumbo et al., 2014	Fig. 5i
Lent & Freitas, 1937				Ferreira, 2016	
-	<i>Podocnemis expansa</i>	Trato digestivo	Brasil		-
-	<i>Podocnemis lewyana</i>	Intestino	Colômbia	Lent & Freitas, 1937	-
-	<i>Podocnemis unifilis</i>	Intestino	Peru	Lenis & Vélez, 2011	-
<i>Telorchis parvus</i>	<i>Emys orbicularis</i>	Intestino	Brasil	Tantaleán et al., 2011	Fig. 5j
Braun, 1901				Braun, 1901	
<i>Telorchis platensis</i>	<i>Acanthochelys spixii</i>	Intestino	Brasil		Fig. 5k
Mañé-Garzón & Gil, 1961				Mascarenhas et al., 2016	
-	<i>Hydromedusa tectifera</i>	Intestino	Uruguai		-
<i>Telorchis pleroticus</i>	Não identificado	Intestino	Brasil	Mañé-Garzón & Gil, 1961	Fig. 5l
(Braun, 1899)				Braun, 1901	
<i>Telorchis productus</i>	<i>Phrynops hilarii</i>	Intestino	Uruguai		Fig. 5m
Mañé-Garzón & Gil, 1961				Mañé-Garzón & Gil, 1961	
<i>Telorchis rapidulus</i>	<i>Kinosternon scorpioides</i>	Intestino	Brasil		Fig. 5n
Dobbin Hr., 1957				Dobbin Jr., 1957	
<i>Telorchis</i> sp.	<i>Hydromedusa tectifera</i>	Intestino	Brasil		-
<i>Telorchis</i> sp.	<i>Trachemys dorbigni</i>	Intestino	Brasil	Mascarenhas & Müller, 2021	-
				Mascarenhas, 2014	

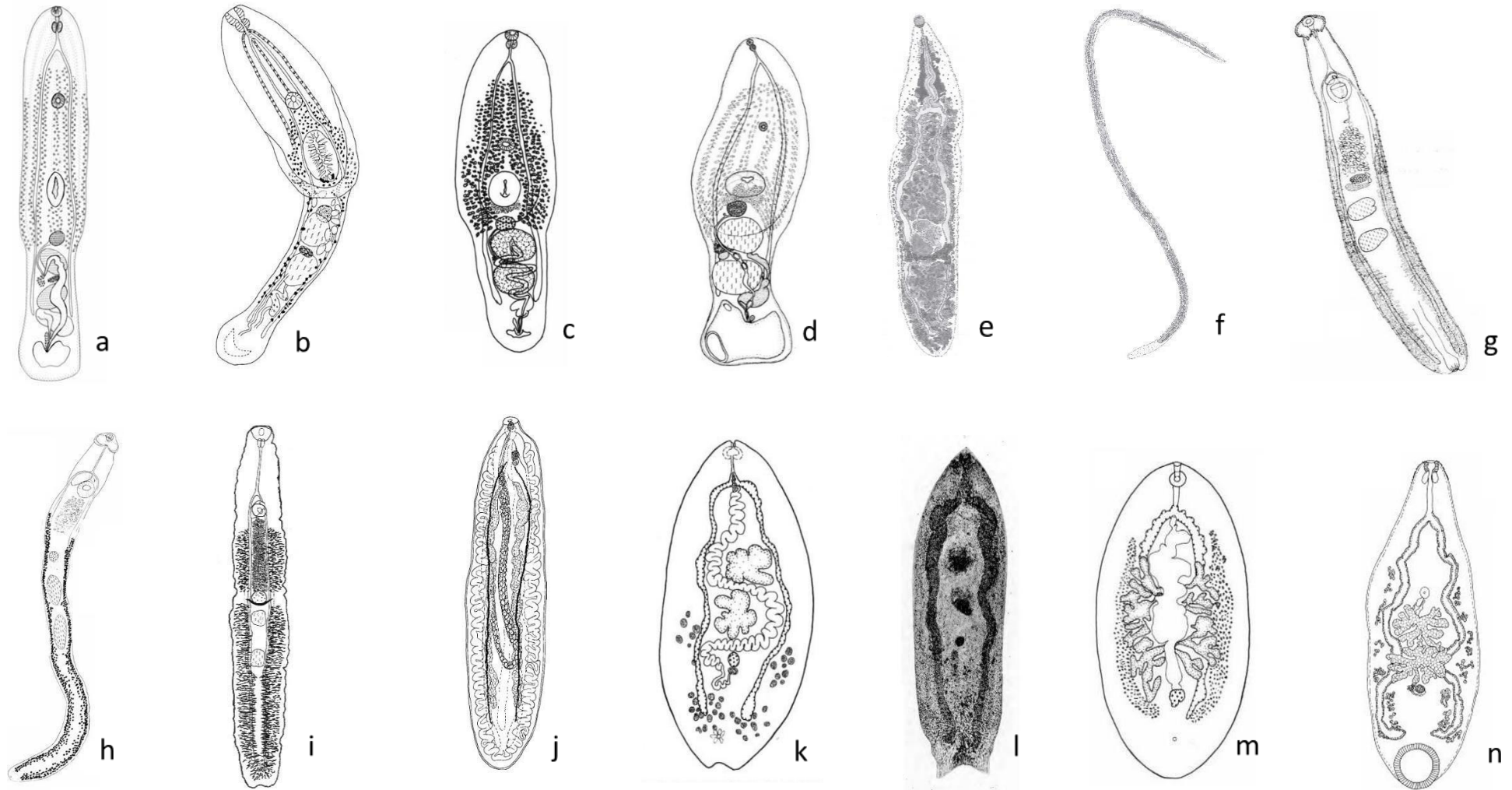


Figura 3. Trematódeos digenéticos encontrados em quelônios de água doce na América do Sul. **a.** *Cheloniodiplostomum argentinensis*; **b.** *Cheloniodiplostomum brevis*; **c.** *Cheloniodiplostomum testudinis*; **d.** *Herpetodiplostomum duboisi*; **e.** *Atamatam amazoniensis*; **f.** *Paratamatam iquitosiensis*; **g.** *Prionosomoides phrynopsis*; **h.** *Prionosomoides scalaris*; **i.** *Rhytidodes gelatinosus*; **j.** *Heronimus mollis*; **k.** *Neodeuterobaris pritchardae*; **l.** *Octangiodes tlacotalpensis*; **m.** *Podocnemitrema papillosum*; **n.** *Haltrema avitellina*. Imagens fora de escala.



Figura 5. Trematódeos digenéticos encontrados em quelônios de água doce na América do Sul. **a.** *Telorchis achavali*; **b.** *Telorchis aculeatus*; **c.** *Telorchis bifurcus*; **d.** *Telorchis birabeni*; **e.** *Telorchis corti*; **f.** *Telorchis diaphanus*; **g.** *Telorchis devincenzii*; **h.** *Telorchis dubius*; **i.** *Telorchis hagmanni*; **j.** *Telorchis parvus*; **k.** *Telorchis platensis*; **l.** *Telorchis pleroticus*; **m.** *Telorchis productus*; **n.** *Telorchis rapidulus*. Imagens fora de escala.

1.7 Taxonomia integrativa como abordagem na identificação de ciclos biológicos de trematódeos digeneicos

1.7.1 Breve histórico sobre o estudo de larvas de trematódeos

Ao longo do tempo diversos esforços têm sido feitos com o objetivo de compreender e categorizar os diferentes grupos de trematódeos digeneicos conhecidos no mundo. Por isso, a incorporação de diferentes metodologias tem possibilitado expandir o conhecimento acerca desses parasitos, desde sua identificação a níveis mais específicos até a elucidação de seus ciclos biológicos. Através da abordagem de taxonomia integrativa, é que muitos parasitologistas têm obtido resultados promissores a respeito da diferenciação de espécies, reavaliação dos critérios utilizados nas análises morfológicas, além da associação entre os diferentes estágios evolutivos (CRIBB et al., 2001; BLASCO-COSTA et al., 2016; POULIN et al., 2020).

Estudos taxonômicos envolvendo larvas de trematódeos iniciaram apenas no século XVIII, através de pesquisas do cientista holandês Jan Swammerdam. Porém, apenas anos mais tarde é que foi verificada a associação dessas larvas com moluscos, através do conhecimento de outras formas evolutivas como miracídios, esporocistos, rédias e metacercárias (DAWES, 1946; ANDREWS, 1999; ESCH, 2007). Desde então, diversos tipos de cercárias foram descritas na literatura a partir de estudos morfológicos e experimentais visando a identificação das mesmas e suas associações com formas adultas.

No Brasil, estudos envolvendo identificação de larvas de trematódeos tiveram início com a descrição da forma larvar do *S. mansoni*, anteriormente denominada *Cercaria blanchardi*. Anos mais tarde, diversas espécies se tornaram conhecidas a partir de estudos do médico pesquisador Adolf Lutz (1855-1940), que ao desenvolver novas abordagens nas análises morfológicas e desenvolver métodos de análise experimental, permitiu a expansão do conhecimento de ciclos biológicos da fauna de vários grupos de trematódeos do país, incluindo espécies de superfamílias Diplostomoidea e Echinostomatoidea (LUTZ 1922; 1931). Ao longo dos anos vários outros tipos de larvas de trematódeos foram encontrados e identificados por diferentes autores à medida que era possível sua associação com formas adultas (PINTO & MELO, 2013).

Atualmente o conhecimento acerca da diversidade das cercárias continua sendo muito menor do que em relação aos parasitos adultos, pois a taxonomia moderna desse grupo em nível de espécie, baseia-se em caracteres sexuais de indivíduos adultos (BLASCO-COSTA et al., 2016). O foco do estudo morfológico em espécimes adultos somado com a escassez de dados acerca do ciclo de vida de trematódeos são os principais fatores que levam à problemática sobre falta de nomenclatura formal para os outros estágios de vida desses parasitos. Segundo Hechinger (2023), provavelmente só há informações sobre cercárias e estágios intramoluscos (esporocistos e rédias) aproximadamente para meio por cento do número total esperado de espécies de trematódeos.

Inicialmente, era comum que formas larvais de trematódeos sem os exemplares adultos conhecidos fossem nomeadas utilizando o termo coletivo *Cercaria* (por exemplo, *Cercaria roscovita* Stunkard 1932) (PINTO & MELO, 2013b). Todavia, esse tipo de nomenclatura foi caindo em desuso ao longo do tempo, especialmente porque os taxonomistas queriam evitar possíveis problemáticas com nomenclaturas posteriores. Além disso, a utilização do termo provocava uma imprecisão taxonômica, pois a única informação que poderia ser transmitida é que esses organismos pertenciam aos Digenea (PINTO, 2023). A utilização de termos provisórios que faziam referência a táxons menores passou a ser utilizado em alguns estudos (HECHINGER, 2023; PINTO, 2023). Ademais, a ausência de descrições formais para larvas de trematódeos poderia promover limitação e ambiguidade no conhecimento biológico desses indivíduos, sendo que a utilização de nomes provisórios dificultaria o rastreamento desses parasitos em banco de dados como Zoobank (<https://zoobank.org/>) e WoRMS (<https://www.marinespecies.org/>) (HECHINGER, 2023).

1.7.2 Técnicas e marcadores moleculares utilizados no estudo de trematódeos

Nos últimos anos, a incorporação de técnicas moleculares como a Reação em Cadeia da Polimerase (PCR) e o sequenciamento com alvo no ácido desoxirribonucleico (DNA) no estudo taxonômico de trematódeos possibilitou a melhor compreensão das relações filogenéticas envolvendo esses parasitos. A partir das informações que são possíveis obter através da comparação de diferentes sequências moleculares e dos valores de divergência nucleotídica é possível explorar a

diversidade desses parasitos e elucidar os ciclos biológicos que até então permaneciam desconhecidos (NOLAN & CRIBB, 2005; BLASCO-COSTA et al., 2016)

Dentre os marcadores moleculares que tem sido alvos nos estudos envolvendo esses organismos, destacam-se os ribossomais e mitocondriais (BLASCO-COSTA et al., 2016). O DNA ribossomal (rDNA) consiste de uma série em repetição de regiões altamente conservadas, compostas pelos genes 18S, 5.8S e 28S e de duas regiões espaçadoras intergênicas variáveis, denominadas: espaçador interno transcrito (*Internal Transcribed Spacer*, ITS) e espaçador intergênico (*Intergenic Spacer*, IGS), sendo que as sequências ITS estão localizadas de cada lado do gene 5.8S e são denominadas ITS1 e ITS2, enquanto que as regiões IGS estão entre as unidades repetitivas. Através do DNA ribossomal, sequências das subunidades 18S e 28S têm sido largamente utilizadas para o aprofundamento da história evolutiva dos Digenea, especialmente pela facilidade da realização de desenhos de primers universais permitindo sua identificação em categorias taxonômicas superiores, assim como a revisão e descrição de táxons (OLSON & TKACH, 2005).

As regiões internas espaçadoras também auxiliam na caracterização filogenética de trematódeos digeneicos em diferentes níveis taxonômicos, sendo que o ITS1 é considerado mais variável que o ITS2. Esses marcadores têm sido apontados como evolutivamente variáveis em relação a grupos taxonômicos como família, ordem e até níveis mais elevados e conservados a nível de gênero e espécie. Assim, permitem diferenciar espécies filogeneticamente relacionadas, todavia, com restrições em análises intraespecíficas devido ao seu grau de conservação (BLASCO-COSTA et al., 2016).

Os genes do DNA mitocondrial (mtDNA) apresentam taxa de mutação maior quando comparados aos do DNA ribossomal, sendo uma vantagem em relação a identificação de espécies e detecção de variação genética de populações. No geral, esses marcadores são bastante úteis para identificar diferenças genéticas sucintas, mesmo entre espécies denominadas de crípticas. Dentre os genes de mtDNA, para fins de estudos filogenéticos, o mais utilizado é o da subunidade 1 da enzima *Citocromo Oxidase c* (COI ou *cox-1*). Esse gene contém um fragmento bastante utilizado na taxonomia chamado de *DNA barcoding* ou código de barras. Esse fragmento de aproximadamente 600 nucleotídeos, se mostra uma ferramenta bastante importante para identificação de representantes de Digenea, como já demonstrado em alguns

trabalhos (MOSZCZYNSKA et al., 2009). Em relação aos estudos envolvendo taxonomia de trematódeos, outra região do gene *Cox-1*, denominada de região *pos-barcoding*, com cerca de 800 pb, tem sido alvo de interesse. Esse fragmento, apresenta altas divergências nucleotídicas e ausência de sobreposição entre distâncias genéticas intra e interespecífica, facilitando no diagnóstico das espécies (ODREJICKA et al., 2014; WOOD, 2018).

Outro gene mitocondrial da subunidade I da nicotinamida adenina dinucleico (*nad-1*) também possui grande importância para o estudo taxonômico de indivíduos da superfamília Echinostomatoidea Looss, 1899 (KOSTADINOVA et al., 2003; ROSSER et al., 2018; LAIDEMITT et al., 2019).

A determinação do tipo de marcador molecular a ser utilizado para estudos de taxonomia de trematódeos deve ser baseada nas seguintes questões: a) quantos marcadores devem ser utilizados?; b) como devem ser analisados?; c) Quais são as desvantagens do(s) gene(s) escolhido(s)?. Considerando que os genes evoluem em graus diferentes, é extremamente importante que a seleção do marcador genético esteja associada aos objetivos do estudo. Atualmente, o grande desafio seria conseguir um equilíbrio na determinação dos mesmos tendo em vista que todos os genes acumulam mutações ao longo do tempo, sendo que alguns em graus mais elevados que outros. Portanto, o(s) gene(s) escolhido(s) devem apresentar variação suficiente para discriminar indivíduos taxonomicamente relacionados, mas não tanto que impeça inferências taxonômicas/sistemáticas/filogenéticas robustas. Além disso, os marcadores considerados “adequados” devem ser selecionados com base em conhecimentos prévios da família/superfamília que está sendo estudada (BLASCO-COSTA et al., 2016).

1.7.3 Taxonomia integrativa no estudo de larvas de trematódeos em moluscos no Brasil

Nos últimos anos, o conhecimento sobre a diversidade de larvas de trematódeos aumentou significativamente no Brasil. Isso deve-se ao fato do crescente número de estudos que vem sendo conduzido no país, nos quais foi verificada a introdução do uso de ferramentas moleculares para possibilitar a associação entre cercárias encontradas em moluscos e os respectivos parasitos adultos. Alguns destes estudos permitiram ampliar o conhecimento sobre o ciclo biológico de algumas

espécies das superfamílias Echinostomatoidea (ASSIS et al., 2022; 2024; PULIDO-MURILO et al., 2022; LOPEZ-HERNÁNDEZ et al., 2023; ASSIS & PINTO, 2024), Diplostomoidea (LOCKE et al., 2021; LOPEZ-HERNÁNDEZ et al., 2018; 2024) e Paramphistomoidea (QUEIROZ et al., 2022). Outros descreveram e caracterizaram molecularmente formas larvais que devido à ausência de dados genéticos para comparação, não permitiram chegar a uma identificação em nível de espécie (LOPES et al., 2021; ASSIS & PINTO, 2023; LOPEZ-HERNÁNDEZ et al., 2023; COELHO et al., 2024). Além da elucidação de ciclos, este tipo de abordagem também possibilitaram o entendimento sobre questões filogenéticas que até então permaneciam desconhecidas.

Visando avançar no preenchimento de lacunas envolvendo larvas de trematódeos, a obtenção de parasitos adultos é essencial. No entanto, há algumas dificuldades logísticas que podem dificultar isso. Dentre elas, a obtenção de desses estágios evolutivos a partir da infecção experimental de hospedeiros vertebrados utilizando estágios larvais, em muitos casos pode ser bastante desafiador. Em certas situações o parasito não consegue completar o ciclo biológico por razões fisiológicas do hospedeiro. Em outros casos, a obtenção de animais como anfíbios e répteis para atuarem como hospedeiros experimentais pode ser algo inviável de se realizar em algumas situações. Portanto, para estudos envolvendo esses tipos de hospedeiros, dentre eles os quelônios, deve-se utilizar de metodologias que sejam capazes de obter diretamente os parasitos adultos, assim como a utilização de ferramentas moleculares que possibilitam integrar esses dados com os registros de larvas obtidas de moluscos hospedeiros.

Verifica-se, então, que a taxonomia integrativa é capaz de unir diferentes tipos de metodologias para a identificação de trematódeos digenéticos e representa uma abordagem que, mesmo em constante mudança, nos permite conhecer cada vez mais a diversidade desses organismos. Além da identificação de diferentes grupos, ela nos permite aprofundar na história evolutiva de diferentes espécies desses parasitos. Porém, a escassez de dados, especialmente moleculares e de ciclos biológicos ainda cria uma grande lacuna no conhecimento sobre a diversidade desses parasitos que usam quelônios como hospedeiros definitivos.

2. JUSTIFICATIVA

O Semiárido brasileiro apresenta uma rica diversidade faunística como já tem sido relatado na literatura, além da sua grande importância ecológica devido a seus padrões climáticos serem únicos comparados aos demais ecótonos presentes no Brasil. No entanto, existe ainda uma grande lacuna no conhecimento sobre a biologia, taxonomia e ecologia de trematódeos digeneicos presentes nesse ambiente e de moluscos límnicos que podem atuar como hospedeiros intermediários. No semiárido piauiense, onde os dados sobre a diversidade desses organismos são quase que inexistentes, informações sobre a ocorrência desses parasitos não apenas são úteis para a compreensão dessa diversidade, mas também para a identificação dos seus mais variados hospedeiros e elucidação de ciclos biológicos que ainda permanecem desconhecidos. Portanto, estudos envolvendo ferramentas de taxonomia integrativa permitem a diminuição dessa lacuna que há no conhecimento sobre a diversidade de trematódeos digeneicos no Brasil.

Assim, o presente estudo, procura identificar formas larvais de trematódeos encontradas em moluscos e adultos recuperados de quelônios em coleções dulcícolas do semiárido piauiense de forma a expandir o conhecimento acerca da biologia e sistemática desses parasitos, que ocorrem no país.

3. OBJETIVOS

3.1 Objetivo Geral

Realizar identificação de larvas de trematódeos encontradas em moluscos dulciaquícolas e parasitos adultos recuperado de quelônios em coleções hídricas do Semiárido Piauiense.

3.2 Objetivos Específicos

- a) Identificar populações de moluscos límnicos em diferentes coleções hídricas do Estado do Piauí;
- b) Avaliar a infecção natural de moluscos dulciaquícolas por larvas de trematódeos digeneicos;
- c) Investigar como diferentes variáveis ambientais podem afetar nas populações de moluscos límnicos;
- d) Desenvolver estudo de avaliação da infecção natural de quelônios por trematódeos adultos para conhecimento da fauna parasitária desses animais;
- e) Identificar através de análise morfológica e molecular os estágios evolutivos dos trematódeos obtidos.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Considerações Éticas

O projeto foi submetido ao Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO), para autorização legal de coleta de moluscos e cágados no meio ambiente com autorizações sob os números 78862/4 e 54745/9. Para a realização de necrópsias com os cágados coletados, o projeto foi submetido ao Comitê de ética no uso de animais da Universidade Estadual do Piauí (CEUA- UESPI) com aprovação sob protocolo nº 015924/2022-00 (**ANEXO 1**).

4.2 Área de Estudo

4.2.1 Estado do Piauí

O Estado do Piauí (8.3229° S, 43.1747° W) está localizado na região nordeste do Brasil, banhado ao norte pelo oceano Atlântico e faz divisa a oeste com o Estado do Maranhão, a nordeste com o Ceará, a leste com Pernambuco, a sudeste e sul com a Bahia e a sudeste, em uma estreita faixa, com o Tocantins. Apresenta uma extensão de 251.755,481 km² e conta com uma população de 3.289.290 habitantes com densidade demográfica de 12,40 hab/km² (Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, IBGE, 2021). Possui como capital a cidade de Teresina, a mais populosa do Estado e que se divide entre as sub-regiões do Meio Norte e Sertão (CUNHA et al., 2021).

O Estado do Piauí apresenta uma quantidade considerável de formas de relevo, estando essas formas esculpidas predominantemente em terrenos de Bacia sedimentar do Parnaíba, que recobre cerca de 90% da área do território estadual. Tendo como base a classificação dos domínios morfoclimáticos do Brasil (EMBRAPA, 2020), o relevo do Estado está inserido em dois domínios e uma faixa de transição, a saber: Domínio das Depressões Intermontanas e Interplanálticas das Caatingas, Domínio dos Chapadões Semiúmidos Tropicais do Cerrado e Faixa de transição morfoclimática.

Em relação ao clima, na porção leste do Piauí, há predominância do clima semiárido, marcado por altas temperaturas, que podem chegar a 38 °C, condicionadas pela baixa umidade do ar e pela irregularidade da precipitação, podendo ocorrer longos períodos de seca. Na porção oeste do Estado há predominância do clima

tropical do tipo quente e úmido, encontram-se temperaturas relativamente mais amenas, que podem variar entre mínimas de 18 °C e máximas de 35 °C. No estado do Piauí, a estação chuvosa tem início por volta de dezembro e vai até o mês de abril onde as precipitações pluviométricas podem variar de 400 mm a 1000 mm. Já durante os meses de maio à novembro caracteriza-se pelo clima mais quente e seco. Especificamente durante os meses de setembro a início de dezembro, no Piauí, os termômetros costumam marcar as maiores temperaturas no estado, sendo que esse período é conhecido popularmente como “B-R-O BRÓ”. A cobertura vegetal do Piauí é caracterizada por três domínios: Mata dos Cocais, composta por palmeiras e árvores de médio e grande porte, como carnaúbas, babaçus e buritis, cerrado, predominante na porção oeste do Estado e na porção leste predomina a caatinga, sendo o litoral coberto por vegetação típica de áreas úmidas, como mangue e restinga (INMET, <http://www.inmet.gov.br/portal/>).

A maior parte do Piauí está incorporada à bacia hidrográfica do Parnaíba, tendo como principais rios: Parnaíba, Gurgueia, Poti, Canindé, Guaribas e Uruçuí Preto. O Estado conta ainda com lagoas de grande proporção, tais como a de Parnaguá, Buriti e Cajueiro, que vêm sendo aproveitadas em projetos de irrigação e abastecimento de água na região. No entanto, os rios do Piauí sofrem constantemente processo de assoreamento, por causa do desmatamento intenso, especialmente nas nascentes e margens dos rios. O Estado encontra-se com 82,5% do seu território dentro do polígono das secas, segundo dados das Organizações das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação (FAO) (RIBEIRO et al., 2023).

Para a coleta de moluscos, foram selecionados, por questão logística, 16 pontos de coleta de diferentes coleções hídricas de quatro municípios do Estado, são eles: Teresina, Picos, Parnaíba e Pedro II (**Figura 6**).

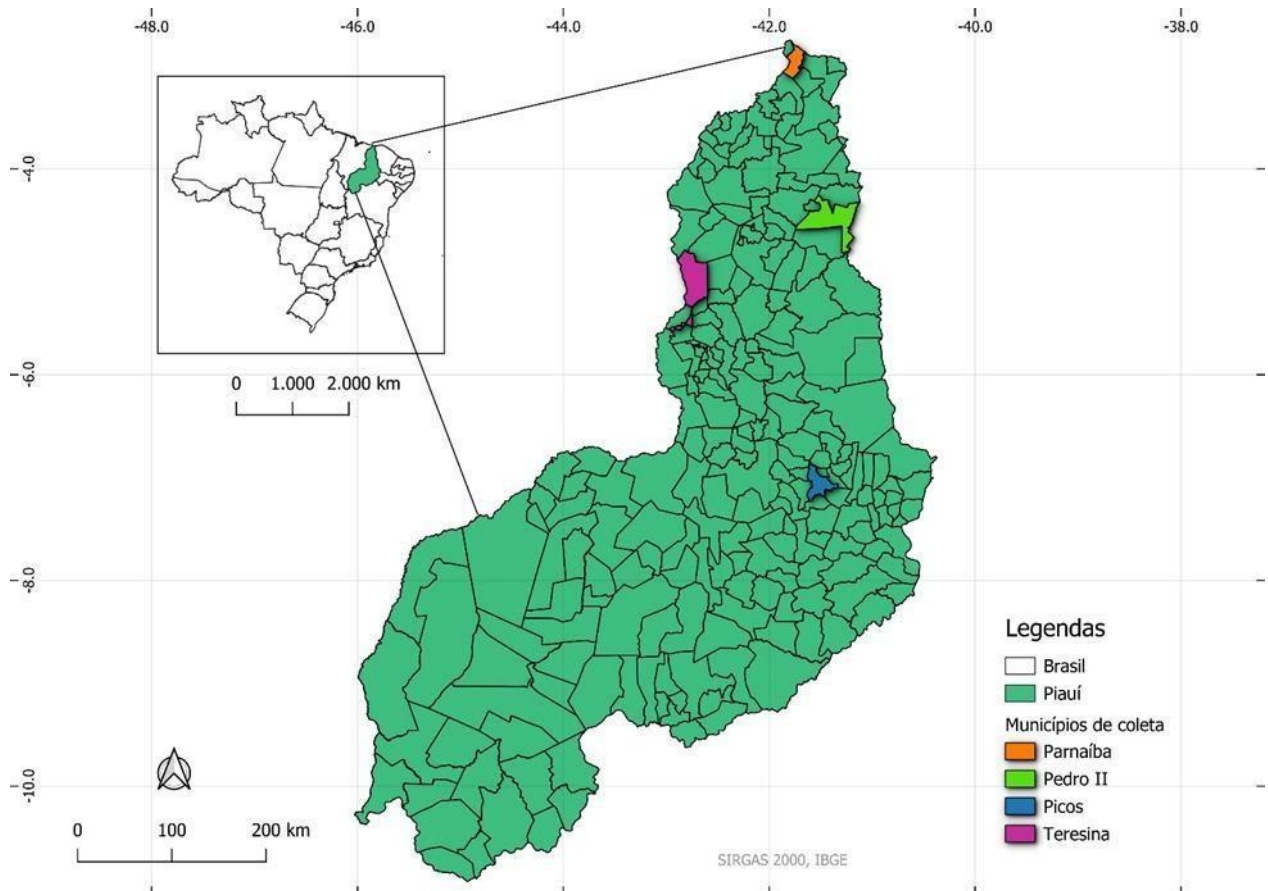


Figura 6. Mapa do Estado do Piauí com destaque para os quatro municípios onde foram realizadas as coletas malacológicas.

4.2.2 Município de Teresina

Teresina, capital do Estado do Piauí, está localizada na mesorregião Centro-Norte piauiense, na região denominada Meio Norte do Brasil, tendo como coordenadas geográficas $5^{\circ}05'12''$, de latitude Sul e $42^{\circ}48'42''$ de longitude Oeste, na área da Bacia Hidrográfica do rio Parnaíba, mais especificamente na sua margem direita. Possui altitude média de 74,4 metros acima do nível médio do mar (IBGE, <https://cidades.ibge.gov.br/brasil/pi/teresina/panorama>). De acordo com o IBGE, o território de Teresina compreende uma área de 1.391,981 Km², onde segundo a Secretaria Municipal de Planejamento e Coordenação de Teresina (SEAMPLAM), 83% são consideradas áreas urbanas e 17% áreas rurais.

Dentro desta área urbana localiza-se o Parque Ambiental Lagoas do Norte, no bairro Matadouro, zona norte da cidade. O programa do Parque Lagoas do Norte (PLN) começou a ser implantado em 2008 com o intuito de proporcionar maior desenvolvimento socioeconômico e ambiental para região. Em função de suas características físico-geográficas, entre a confluência dos rios Parnaíba e Poti, esse

parque apresenta baixa topografia e expressivo número de lagoas naturais e artificiais (SILVA & SILVA, 2020). Para esse estudo foram selecionadas três lagoas (Lagoa da Cabrinha, Lagoa da Praça dos Orixás e Lagoa do Mazerine), ambas situadas no perímetro do Parque Ambiental Lagoas do Norte (**Figuras 7 e 11**).

A Lagoa da Cabrinha $5^{\circ}3'58.95''$ S / $42^{\circ}50'7.94$ O é uma das lagoas artificiais que fazem parte do complexo Lagoas do Norte, possui 260 metros de comprimento por 152 metros de largura, cercada por vegetação arbustiva, abriga uma densa fauna de peixes, quelônios e aves que podem ser facilmente encontradas no local. A Lagoa da Praça dos Orixás $5^{\circ}03'17.8''$ S / $42^{\circ}50'00.1''$ W está situada no mesmo perímetro da anterior, possuindo 170 metros de comprimento por 60 metros de largura, e compartilha a mesma fonte hídrica da lagoa da Cabrinha, possuindo água com características visivelmente mais poluídas por conta da alta deposição de lixo e canalizações clandestinas que transportam águas de esgotos residenciais em diversos pontos. Ambas são utilizadas por moradores locais para atividades de pesca e recreativas, o que pode caracterizar risco de transmissão de parasitoses através do contato direto com a água. Por fim, a Lagoa do Mazerine $5^{\circ}03'10.9''$ S / $42^{\circ}49'43.9''$ W está situada no bairro Nova Brasília, medindo 250 metros de comprimento por 105 metros de largura, passa a maior parte do ano coberta por plantas aquáticas como aguapé e também possui água poluída por conta da deposição de lixo nos arredores da mesma, no entanto, não é utilizada por moradores para nenhum tipo de atividade.

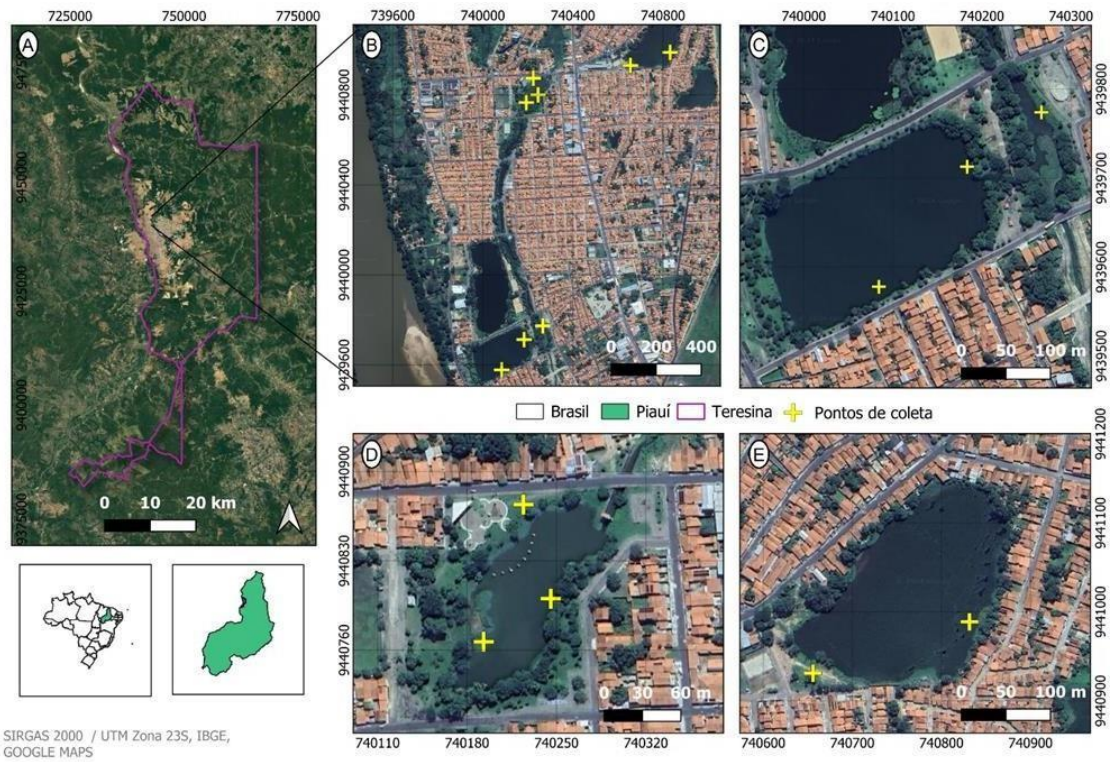


Figura 7. Mapa representativo das áreas de coleta do estudo. (A) Vista aérea do município de Teresina, (B) vista aérea do Parque Ambiental Lagoas do Norte, destacando as seguintes coleções hídricas: (C) Lagoa da Cabrinha, (D), Lagoa da Praça dos Orixás e (E) Lagoa do Mazerine. Os pontos de coleta foram destacados com (+).

4.2.3 Município de Parnaíba

O município de Parnaíba é uma das quatro cidades localizadas no litoral piauiense, Latitude: 2°54'14"S, Longitude: 41°46'35"W, sendo a segunda mais populosa do estado com estimativas de 153.482 habitantes, com uma área total de 499,229 km². No município predomina o clima megatérmico e tropical semiúmido, apresentando índice pluviométrico médio anual de 1115 mm, com temperaturas que variam entre 21 °C a 33 °C. Predominam na região a vegetação de igarapés e mangues dos rios e de caatinga, litorânea e da mata dos cocais no restante do território (IBGE, <https://cidades.ibge.gov.br/brasil/pi/parnaiba/panorama>). No município foram selecionadas as seguintes coleções hídricas para este estudo: Lagoa do Bebedouro e Lagoa do Carpino (**Figuras 8 e 11**).

A Lagoa do Bebedouro está localizada nos bairros São Vicente e Santa Luzia, possui uma extensão aproximada de 4,1 km e é um dos principais corpos hídricos presentes no local. Possui nascente nas proximidades do bairro Sabiazal e possui perímetro aproximado de 3.3315 m e 0,291 km². Abriga uma grande variedade de

plantas macrófitas que servem de substrato para várias de espécies de moluscos de água doce. A lagoa é utilizada para diversos tipos de atividades como pesca e recreação, no entanto, é possível observar facilmente deposição de esgoto em seu leito proveniente, em maior parte, das residências no entorno das mesmas. A lagoa do Carpino que possui extensão aproximada de 3,7 km, está situada entre as cidades de Parnaíba e Luiz Correia, é considerada uma Área de Relevante Interesse Ecológico (ARIE) e assim como a lagoa do Bebedouro, representa pontos turísticos do município (CARVALHO & BARRETO, 2021). Durante os meses de chuva é comum acontecerem inundações em seu entorno e no período de seca o volume da água diminui drasticamente. Alguns pontos da lagoa são utilizados como fonte recreativa em bares e balneários da cidade, sendo que a mesma desagua na Lagoa do Portinho, que é uma das principais áreas turísticas do litoral piauiense.

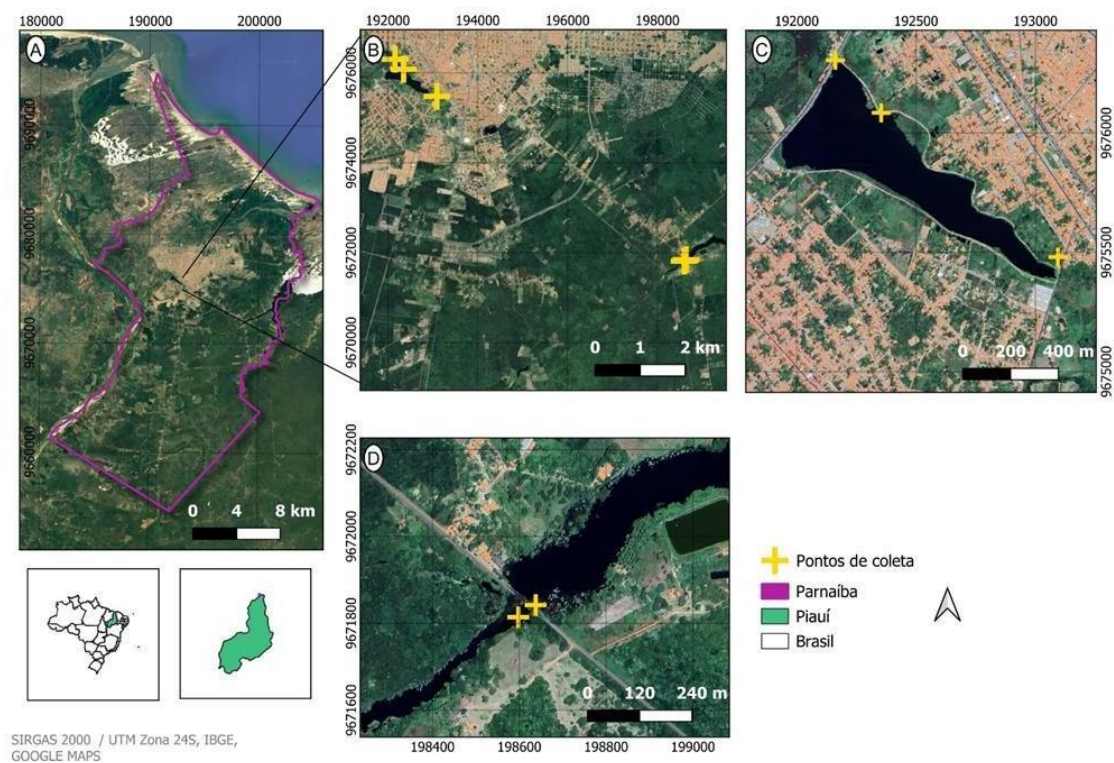


Figura 8. Mapa representativo das áreas de coleta do estudo. (A) Vista aérea do município de Parnaíba, (B) vista aérea da região de coleta, destacando as seguintes coleções hídricas: (C) Lagoa do Bebedouro, (D), Lagoa do Carpino. Os pontos de coleta foram destacados com (+).

4.2.4 Município de Picos

O município de Picos está localizado na região do semiárido do Estado do Piauí, Latitude: 7°04'54"S, Longitude: 41°28'14"W e possui uma área de 535,000 km², com aproximadamente 78.002 habitantes. O clima é tropical semiárido quente, apresentando variações na temperatura que vão de 22 °C a 39 °C, A precipitação pluviométrica média anual oscila de 800 mm a 1400 mm. A principal formação vegetal é a caatinga, podendo apresentar porte arbóreo, arbustivo-arbóreo ou arbustivo com densidades variadas, com áreas extensas de cerrado e babaçuais. A vegetação ciliar do rio Guaribas é caracterizada por uma diversidade de macrófitas aquáticas (IBGE, <https://cidades.ibge.gov.br/brasil/pi/picos/panorama>).

Para realização desse estudo, no município foi selecionado três pontos diferentes do Rio Guaribas, todos localizados no perímetro urbano (**Figuras 9 e 11**). A bacia hidrográfica do rio Guaribas nasce na Serra das Almas, a 600 m de altitude, possui como afluentes pela margem direita Cano Brava e Pitombeiras, e pela margem esquerda Grotão, Riachão e São João, possuindo extensão linear de 11.596 km. Possui grande importância com relação à captação de águas para o abastecimento e desenvolvimento de atividades agropecuárias. No entanto, diversas ações antrópicas desencadearam mudanças no corpo d'água e são reveladas em estudos sobre a qualidade da água que mostram concentrações elevadas de alumínio, altos valores de turbidez e presença de *Escherichia coli* em diversas áreas do rio (COSTA et al., 2018).

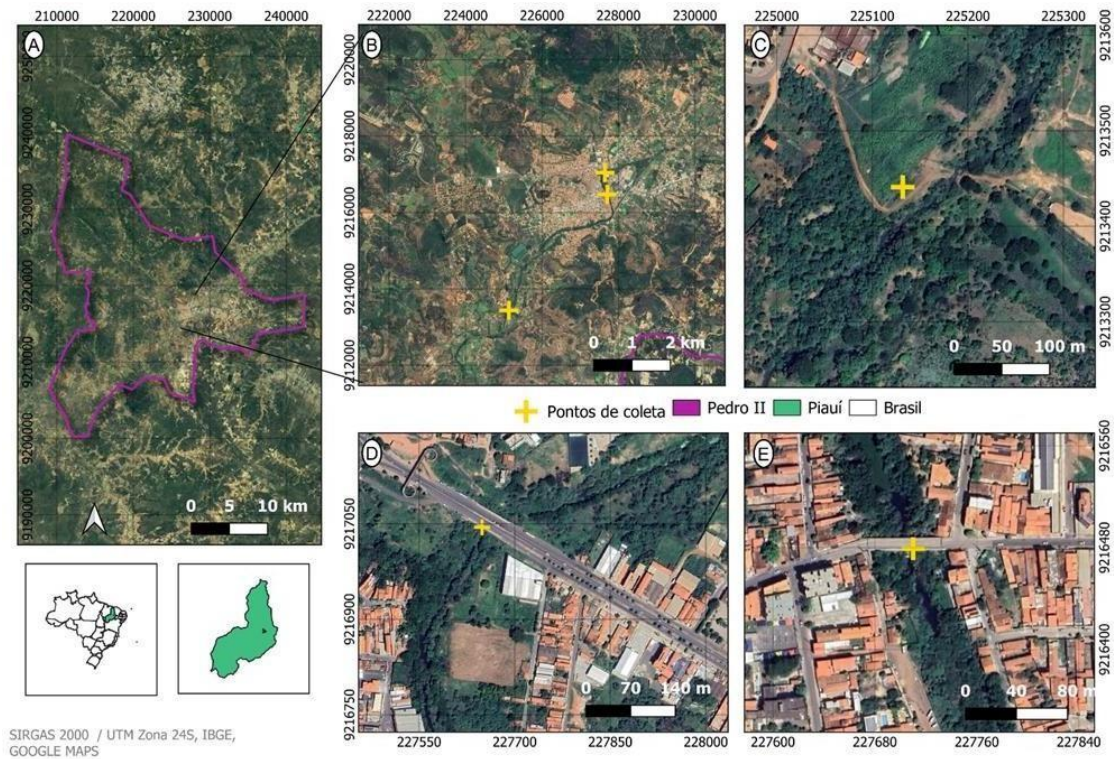


Figura 9. Mapa representativo das áreas de coleta do estudo. (A) Vista aérea do município de Picos (B, C, D e E) vista aérea da região de coleta do Rio Guaribas. Pontos de coleta foram destacados com (+).

4.2.5 Município de Pedro II

O município de Pedro II, localizado ao norte do Estado do Piauí, possui uma altitude de 603 m acima do nível do mar, proporcionando temperaturas mais amenas em relação a outras cidades do Estado, que vão de mínimas com 18°C a máximas de 28°C, assumindo um ecótono (cerrado e caatinga) que se alterna em períodos úmidos (fevereiro a abril) e secos, com média pluviométrica anual correspondente a 1000 mm, que é definida pelo regime Equatorial Marítimo. A geomorfologia compreende uma superfície aplainada com presença de elevações que correspondem as encostas, morros e colinas que variam entre 400 a 500 metros, superfícies tabulares e relevo planos com altitudes variando de 150 a 300 metros (IBGE, <https://cidades.ibge.gov.br/brasil/pi/pedro-ii/panorama>). Nesse estudo foram selecionadas as seguintes coleções hídricas do município: Açude Joana, em um córrego disposto no leito do rio Corrente, ambos situados no perímetro urbano (denominados de Passagem I, II e III), e no rio Capivara, no povoado São Luís, zona rural de Pedro II (**Figuras 10 e 12**).

O Açude Joana é o represamento do rio Corrente que percorre no interior do município de Pedro II. A construção deste reservatório, que contém uma capacidade de 10.670.000 m³, iniciou no ano de 1996. O objetivo seria abastecer a população local e, desde então constitui a principal rede de abastecimento do município. A nascente do rio Corrente está geograficamente inserida na localidade Terra Dura, zona rural de Pedro II, o rio possui 162,49 km de extensão e sua bacia está distribuída entre os municípios de Boa Hora, Barras, Capitão de Campos, Piri-piri, Milton Brandão e Pedro II. Parte de seu leito que percorre a área urbana de Pedro II, barra na nascente do Pirapora, local estabelecido como área de preservação municipal. É possível notar a presença de córregos dispostos no leito desse corpo hídrico, no qual formam criadouros permanentes e temporários para diversas espécies de moluscos. O rio Capivara possui 131,19 km de extensão, percorrendo os municípios de Pedro II, Milton Brandão, Domingos Mourão, Buriti dos Montes e Juazeiro do Piauí. Seu acesso se dá pela BR 404 seguindo em direção a divisa com o Estado do Ceará (LIMA & GUERRA, 2020).

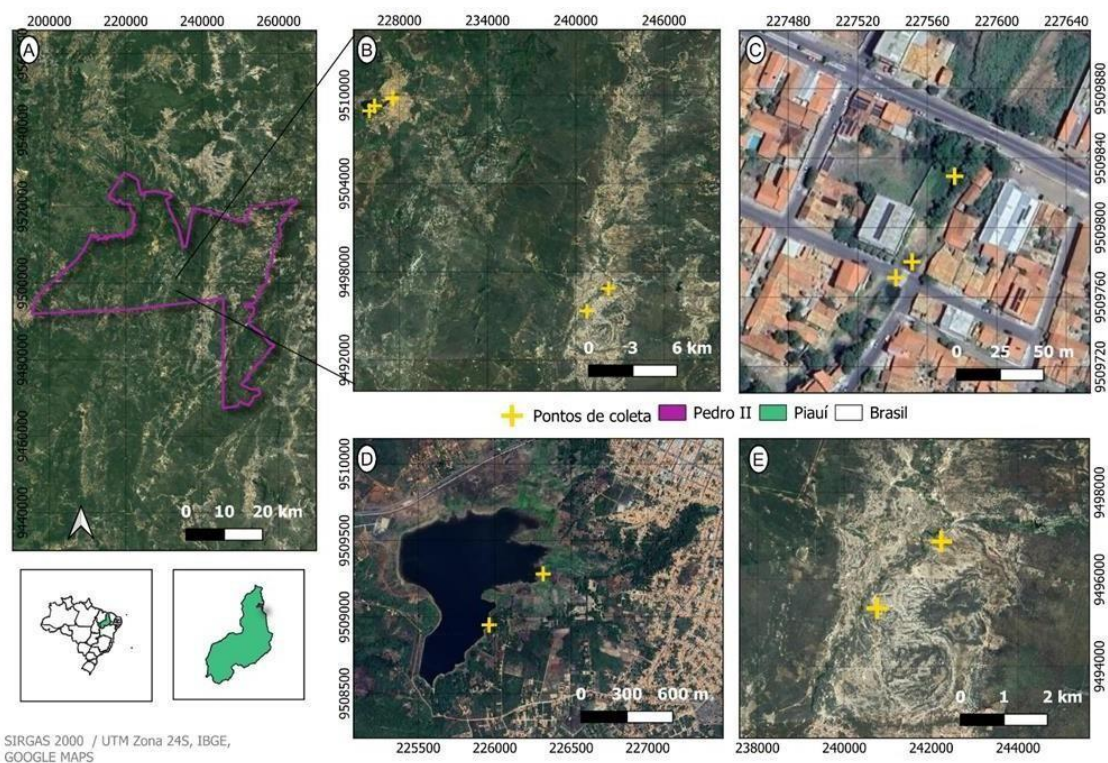


Figura 10. Mapa representativo das áreas de coleta do estudo. (A) Vista aérea do município de Pedro II, (B) vista aérea das regiões de coleta, destacando as seguintes coleções hídricas: (C) Rio Corrente, (D) Açude Joana e (E) Rio Capivara. Os pontos de coleta foram destacados com (+).

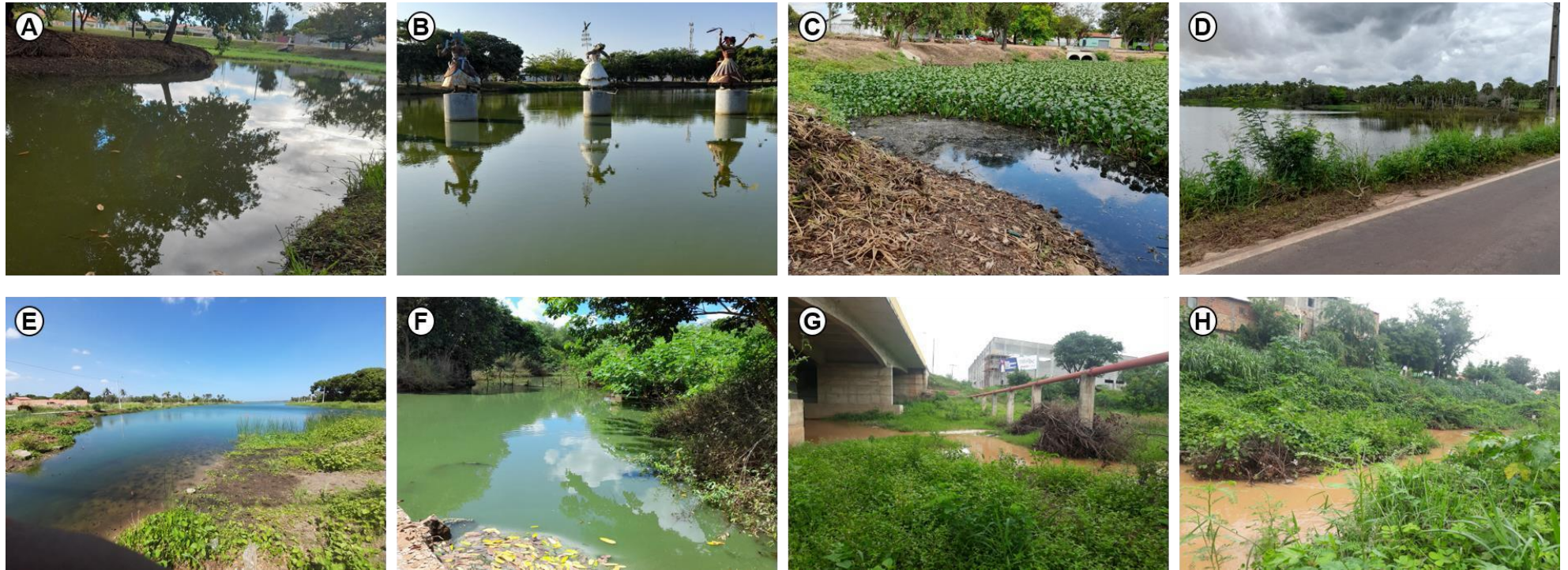


Figura 11. Vista panorâmica dos pontos de coletas das seguintes coleções hídricas: (A) Lagoa da Cabrinha, (B) Lagoa da Praça dos Orixás, (C) Lagoa do Mazerine (Teresina – PI); (D) Lagoa do Carpino, (E) Lagoa do Bebedouro (Parnaíba – PI); (F), (G) e (H) Rio Guaribas (Picos – PI).



Figura 12 – Vista panorâmica dos pontos de coletas das seguintes coleções hídricas: (I) Açude Joana, (J), (K) e (L) Rio Corrente na localidade Passagem, (M), (N), (O) e (P) Rio Capivara na localidade São Luís (Pedro II – PI).

4.3 Coleta e processamento de moluscos

As coletas dos moluscos foram realizadas mensalmente no município de Teresina e bimestralmente nos demais municípios no período de março de 2022 a fevereiro de 2023, totalizando 29 coletas ao final do período amostral. Após o período regular e com parte das análises realizadas, decidiu-se realizar novas coletas em alguns pontos específicos de interesse, sendo então realizadas cinco coletas adicionais nos meses de julho a setembro de 2023 nos municípios de Teresina, Parnaíba e Pedro II. Os indivíduos foram coletados com auxílio de conchas de captura de metal, com furos em torno de 2 mm e fundo de 15 cm, acoplada a uma haste de madeira de 1,5 m de comprimento com o auxílio de pinças de pontas finas. Durante o procedimento, passou-se as conchas de captura através das margens das coleções hídricas, percorrendo cerca de 50 m em cada um dos pontos de coleta, a fim de encontrar espécimes de moluscos que poderiam estar aderidos ao substrato das margens. Foi considerado um esforço amostral entre 60 a 90 minutos em cada um dos pontos de coleta.

Durante as coletas foram coletadas em cada ponto de coleta variáveis ambientais como temperatura e pH da água, além de profundidade da margem. Esses dados foram aferidos *in loco* com termômetro digital do tipo espeto, pHmetro digital (escala de 0-14) e régua (0-100 cm). Outrossim, em cada coleta foi realizada a Avaliação Rápida do Corpo D'água, seguindo metodologia adaptada (GUIMARÃES et al., 2012; BIZZO et al., 2014), onde eram avaliadas diversos parâmetros do corpo d'água e da margem, como: a) o principal tipo de ocupação das margens, b) erosão próxima e/ou nas margens e assoreamento, c) alterações antrópicas no entorno, d) presença e extensão de mata ciliar, e) presença de dejetos humanos e de animais, f) presença de animais domésticos, g) presença de plantas aquáticas, h) odor e cor da água, i) caracterização do fundo, tipo e odor do substrato, j) característica do fluxo da água, k) presença de animais silvestres, entre outros parâmetros. A cada análise era atribuída uma pontuação (0-5) por parâmetro e ao final era somado todos os pontos. Caso o ponto de coleta apresentasse pontuação entre 70-90, era considerado sem alterações, 50-70, com alterações reduzidas, 30-50, com alterações moderadas e de 0-30, com alterações extremas.

Posteriormente, os animais foram armazenados em potes de plástico previamente identificados e transportados para o Laboratório de Zoologia e Biologia

Parasitária da Universidade Estadual do Piauí (ZOOBP – UESPI) para realização da triagem do material. Os moluscos foram lavados com água corrente, separados da matéria orgânica e quantificados.

Para a realização da identificação taxonômica dos moluscos foram separados alguns exemplares de cada morfotipo encontrado. De forma geral, a identificação das espécies foi baseada segundo critérios conquiliológicos, de acordo com Simone (2006). Para os representantes do gênero *Biomphalaria*, uma amostra de cada morfotipo foi avaliada. Os espécimes foram mortos em água a 70 °C, e em seguida, toda a estrutura interna foi removida com auxílio de pinças e fixadas em líquido de Railliet-Henry. Posteriormente, os animais foram dissecados em microscópio estereoscópio de acordo com Deslandes (1951).

4.4 Análise de infecção por larvas de trematódeos

Para avaliação da infecção por trematódeos, os moluscos foram colocados de forma individual em placas de poliestireno para cultura de células, contendo 6, 12 ou 24 poços, dependendo do tamanho do espécime. Depois foi adicionado 3 mL de água desclorada em cada poço para realização da fotoestimulação artificial com lâmpadas de 60 W por cerca de 4 horas. Decorrida cada hora de exposição, as placas contendo os moluscos foram examinadas em estereomicroscópio para a detecção das cercárias. As placas contendo os moluscos foram deixadas durante à noite e novos exames foram realizados na manhã seguinte, antes e após uma nova fotoestimulação.

Amostras de exemplares infectados por trematódeos foram separados para determinar a taxa de infecção para cada tipo cercariano. Em alguns casos, exemplares de moluscos infectados foram utilizados para pesquisa de formas evolutivas não emergentes. Para isso, após o rompimento da concha dos moluscos por compressão mecânica entre lâminas, a parte mole foi retirada e colocada em placas de Petri contendo água, com rebatimento do manto e exposição dos órgãos internos. As formas evolutivas encontradas foram transferidas para outra placa de Petri com água, sendo algumas rédias dissecadas para observação de cercárias imaturas.

4.5 Recuperação de trematódeos adultos em quelônios

Durante os meses de janeiro a outubro de 2023 foram coletados quelônios em duas coleções aquáticas (Lagoa da Cabrinha e Lagoa da Praça dos Orixás) no município de Teresina-PI. Os animais foram selecionados utilizando puçás de captura e transportados ao Laboratório de Zoologia e Biologia Parasitária da Universidade Estadual do Piauí (ZOOBP – UESPI) para realização de necrópsia com objetivo de recuperar os parasitos adultos.

No laboratório, inicialmente, foi realizada a medição do comprimento vertical e horizontal do plastrão e da carapaça. Os espécimes foram sedados utilizando uma associação de quetamina (15 mg/kg) e xilazina (10 mg/kg) por via intramuscular. A eutanásia ocorreu cerca de 1 hora após a sedação, com uma sobredose de tiopental de sódio (25 mg/kg por via intravenosa).

Após verificado o óbito, os animais foram colocados em decúbito dorsal e a partir do auxílio de uma serra elétrica, foi realizado o corte bilateral no plastrão ao nível das pontes da carapaça. Posteriormente, foi realizada incisão na pele à volta do plastrão com um bisturi e uma tesoura, sendo realizado a remoção dos músculos peitorais e pélvicos. Após a retirada total do plastrão, foi inicialmente realizada a remoção do fígado, posteriormente foram feitas amarras nas extremidades do estômago para impedir vazamento de líquidos. Em seguida, o estômago e os intestinos foram colocados de forma separada em placas de Petri contendo solução salina, sendo realizada análise coproparasitológica pelo método de sedimentação espontânea com o material fecal presente nos intestinos. Por fim, órgãos como rins, coração, pulmões também foram analisados separadamente para procura de formas adultas de trematódeos.

4.6 Caracterização morfológica dos estágios evolutivos obtidos e identificação taxonômica

As amostras de cercárias obtidas de moluscos infectados foram inicialmente coletadas com auxílio de micropipetas, transferidas para lâminas de vidro, coradas por solução de lugol diluída ou com sulfato azul de Nilo 0,05% para serem utilizadas para a confecção de lâminas não permanentes (a fresco). Para a confecção de lâminas permanentes, outra alíquota de solução contendo cercárias foram mortas em água 70 °C, fixadas em formalina a 10%, coradas pelo carmim aceto-alúmen,

desidratadas em série crescente de etanol, clarificadas em creosoto de Faia e montadas entre lâminas e lamínulas em bálsamo de Canadá.

Os estágios evolutivos dos trematódeos obtidos através de quelônios naturalmente infectados (parasitos adultos) foram coletados com auxílio de pipeta tipo Pasteur, estiletes ou pinceis, dependendo do tamanho dos espécimes. Uma amostra destes parasitos foi preliminarmente submetida à análise *in vivo* em microscópio de luz, enquanto outra parte destes helmintos foram prensados entre lâminas de vidro, mortos com água a 70°C, fixados em formalina a 10%, corados e montados em lâminas permanentes.

O estudo morfológico foi realizado em microscópio de luz e as medidas obtidas com auxílio de ocular micrometrada, sendo mensurados em quantidades variáveis, dependendo de quantos parasitos foram coletados. O registro fotográfico das preparações foi obtido com auxílio de câmera móvel Samsung A 21S, sendo consideradas medidas de comprimento e largura de acordo com cada estrutura visualizada.

A identificação taxonômica, até a menor categoria possível, foi realizada segundo aspectos morfológicos presentes nas formas larvais e adultas encontradas e biológicos, como associação com os hospedeiros, preconizados por diversos autores (DAWES, 1946; FRANDBSEN & CHRISTENSEN, 1984; PINTO & MELO, 2013b), bem como trabalhos descritivos referentes aos diferentes grupos de trematódeos encontrados.

4.7 Análise molecular dos trematódeos obtidos

4.7.1 Fixação de amostras, extração e quantificação de DNA

Amostras de parasitos coletados foram transferidas, separadamente, para tubos de microcentrífuga de 1,5 mL, onde foram sedimentadas através de centrifugação, sendo o sobrenadante despejado através de micropipetas de 50 µL. Posteriormente foram fixadas em etanol 95% e armazenadas a – 20 °C até o processamento.

Antes da extração de DNA, as amostras foram lavadas três vezes com 200 µL de água destilada para a retirada do etanol. Para a realização da extração de DNA foram utilizados kits comerciais *Wizard® Genomic DNA Purification (Promega®, EUA)* e *QIAamp® DNA Micro e Mini (Qiagen, EUA)*, sendo todas as etapas realizadas

seguindo-se as instruções dos fabricantes. O primeiro foi utilizado para amostras com maior quantidade de cercárias (>300) e parasitos adultos (>2mm), e o outro foi utilizado nos casos de pouca recuperação de larvas (<20). A dosagem do DNA extraído foi realizada através da avaliação da absorvância em 260nm em espectrofômetro de microvolume NanoDrop® ND-1000 (Thermo Scientific, EUA). Para determinar a pureza do material genético extraído foi realizada relação da absorvância obtidas nos comprimentos de ondas 260nm e 280nm.

Quando ao uso do kit *Wizard® Genomic DNA Purification*, adicionou-se ao microtubo contendo a amostra 600µl de solução refrigerada de EDTA/Solução de Lise Nucleica e 17,5µl (20mg/ml) de proteinase K, com homogeneização da amostra e manutenção em termobloco a 55°C *overnight*. No dia seguinte, para a lise e precipitação proteica foram adicionados 3µl de solução RNase e incubação do microtubo por 30 minutos à 37°C. Após a incubação, adicionou-se 200µl de solução de precipitação proteica com acondicionamento em recipiente com gelo por 5 minutos. Adicionalmente, a amostra foi centrifugada por 4 minutos (14.000g). Para o processo de precipitação e reidratação da amostra de DNA, o sobrenadante foi transferido para um novo microtubo contendo 600µl de isopropanol. Após essa etapa, a amostra foi novamente centrifugada durante 1 minuto (14.000g). Posteriormente, o sobrenadante foi aspirado e descartado, adicionando-se 600µl de etanol 70% à temperatura ambiente. A amostra novamente foi centrifugada (1 minuto e 14,000g) e após esse procedimento houve a retirada de máxima quantidade possível de etanol por aspiração com pipeta graduada. Por fim, o microtubo foi levado ao banho seco para evaporação do líquido por cerca de 30 minutos, na temperatura de 37°C. Decorrido esse tempo, foi adicionado 20µl da Solução de Reidratação de DNA ou água ultrapura, sendo o tubo então novamente acondicionado no banho seco (65°C por 60 minutos).

Já na extração com os kits *QIAamp® DNA Mini ou Micro- Qiagen®*, ao microtubo de 1,5ml contendo a amostra já devidamente lavada foi adicionado 180µl do tampão ALT e 20µl de proteinase K, sendo a amostra levada ao vórtex (1 min) e posteriormente acondicionada em banho seco à 56°C em *overnight* para a lise tecidual. Adicionalmente, em um novo microtubo (0,5 ml) adicionou-se 200µl de solução tampão AL e 1µl da solução de carreador de RNA. A amostra foi então acondicionada em banho seco (70°C/10min), centrifugando brevemente após a incubação. Posteriormente, adicionou-se 200 µl de etanol absoluto, levando a amostra

ao vórtex por aproximadamente 15 segundos e incubando à temperatura ambiente por 5 minutos. Com utilização de colunas e membranas presentes no kit do fabricante, aspirou-se o máximo de sobrenadante da amostra, com transferência da solução para a membrana que continha uma coluna encaixada, conforme orientação do fabricante. A amostra coluna foi então centrifugada (1 min/8,000rpm), trocando-se posteriormente apenas a coluna acoplada por uma nova. Após esse procedimento, foi adicionado à membrana 500µl de tampão AW1 repetindo o processo de centrifugação (1 minuto/8,000rpm). Em seguida, adicionou-se 500 µl de tampão AW2 na membrana, com nova centrifugação semelhante a anterior. Na etapa seguinte, apenas a coluna foi trocada sendo levada para uma última centrifugação por 3 minutos (14,000 rpm). Por fim, descartou-se a coluna, acoplando a membrana à microtubos de 1,5ml identificados, com adição de 20µl do tampão AE ou água ultrapura, posterior incubação por 1 minuto e logo depois levado para centrifugação (1 minuto/4,000 rpm). Essa última etapa foi repetida para recuperação de DNA excedente na membrana.

4.7.2 Amplificação de DNA

Para amplificação de DNA dos trematódeos pela técnica de Reação em Cadeia da Polimerase (PCR), foram selecionadas regiões que são largamente empregadas na identificação molecular e em inferências filogenéticas (BLASCO-COSTA et al., 2016). As regiões genéticas avaliadas, os primers e condições de PCR utilizados são apresentados na **Tabela 3**.

Tabela 3. Marcadores moleculares, *primers* que foram utilizados para amplificação de regiões de DNA ribossomal e mitocondrial, condições de PCR e tamanho dos amplicons utilizados para amostras de trematódeos digenéticos provenientes de coleções hídricas do Piauí.

Região	Marcador	Primers	Sequência dos primers	Condições de PCR	Fragmento (pb)	Referência
rDNA	28S	Dig-12	AAG CAT ATC ACT AAG CGG	94°C por 2 min; 40 ciclos: 94°C por 30s; 56°C por 30s, 72°C por 2 min; 72°C por 7 min.	1.200	Tkach et al., 2003
		1500-R	GCTATCCTGAGGGAAACTTCG			
	ITS	D1-F	AGGAATTCCTGGTAAGTGCAAG	94°C por 2 min; 35 ciclos: 94°C por 30s, 50°C por 30s, 72° por 10 min	1.100	Moszczyńska et al., 2009
		D2-R	CGTTACTGAGGGAAACCTGG			
		BD-1	TCTAGATGCGTTTCGAAGTGTCGATG			
BD-2	TATGCTTAAATTCAGCGGGT					
mtDNA	COI	JB3	TTTTTTGGGCATCCTGAGGTTTAT	94°C por 2 min; 35 ciclos: 94°C por 30s, 45°C por 30s, 72°C por 60s; 35 ciclos de 94°C por 60s; 72°C por 7min.	800	Miura et al., 2005
		COI1-R trema	CAACAAATCATGATGCAAAAGG			
	Dice	Dice 1-F	ATTAACCCTCACTAAATTWCNTTRGA TCATAAG	94°C por 2 min; 3 ciclos de 94°C por 40s, 51°C por 40s, 72°C por 60s; 5 ciclos de touchdown: 94°C por 40s (-1°C/ciclo); 72°C por 60s; 35 ciclos de 94°C por 40s, 45°C por 40s, 72°C por 60s e 72°C por 5 min.	600	Van Steenkiste et al., 2015
		Dice 11-R	TAATACGACTCACTATAGCWWAAC HAAATTTTCGATC			
		NAD 1	NDJ1			
ND1J2A	CTTCAGCCTCAGCATAAT					

As reações de PCR foram realizadas em um volume final de 25 μ L, que incluiu 12,5 μ L de Platinum Hot Start PCR Master Mix, 1,25 pmol de cada primer e cerca de 50 ng de DNA molde. Para a visualização dos produtos de amplificação, foi realizada eletroforese em gel de agarose 1% corado com Unisafe Dye® Nucleic Acid Staining Solution (20.000x) na quantidade de 1,5 μ L para cada 30ml de tampão Triacetato-EDTA 0,5M. O tamanho dos fragmentos amplificados foi estimado pela comparação com padrão de pesos moleculares.

4.7.3 Purificação dos produtos da PCR

Os produtos de PCR apresentando banda única foram purificados com polietilenoglicol (PEG) (20% PEG 8.000 em solução de NaCl 2,5M) (Promega, EUA). O volume foi transferido a um tubo de microcentrífuga de 1,5 mL, adicionando em seguida PEG na mesma quantidade, homogeneizados em um vórtex e colocados em banho seco a 37°C por 15 minutos. Posteriormente, as amostras foram centrifugadas por 15 minutos a 14.000 rpm e o sobrenadante foi retirado cuidadosamente com auxílio de uma micropipeta. Em seguida, foram adicionados 125 μ L de etanol 80° refrigerado aos tubos, os quais foram centrifugados por 5 min a 14.000 rpm. Após esta etapa, realizou-se o descarte do sobrenadante e foi repetido o passo anterior. Todo rastro de etanol foi eliminado através da exposição dos tubos em banho seco a 37°C por 30 – 60 minutos. Por fim, o precipitado foi ressuscitado em 20 μ L de água ultrapura e dosado em espectrofotômetro de microvolume.

Para os produtos de PCR com bandas inespecíficas foi utilizado o kit GFX® PCR DNA and Band Purification (GE Healthcare, Reino Unido). Os fragmentos de interesse foram excisados do gel de agarose com auxílio de uma lâmina de bisturi, purificados segundo o protocolo do fabricante, e posteriormente dosados como anteriormente descrito.

4.7.4 Sequenciamento de DNA

Os produtos da PCR purificados foram, na maioria das vezes, sequenciados com os mesmos primers mencionados para a amplificação. Amostras 28S foram também sequenciadas utilizando-se primers internos (300F e ECD2R). As amostras foram preparadas para o sequenciamento segundo as recomendações das empresas em que esta etapa foi realizada ACTGene (Alvorada, RS; <https://actgene.com.br/>). O

sequenciamento ocorreu por eletroforese capilar com o sequenciador automático ABI3730, utilizando-se polímero BigDye v3.1 e POP7.

4.7.5 Análise das sequências obtidas

As sequências consenso foram editadas usando o programa ChromasPro versão 2.0.1 (Technelysium Pty Ltd, Australia) e os contigs comparados com outras sequências disponíveis no GenBank, inicialmente através da pesquisa de similaridade utilizando-se a ferramenta BLAST (<https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>). O programa Clustal W, implementado em MEGA X foi utilizado para o alinhamento das sequências geradas. O método selecionado para análise filogenética foi o de Inferência Bayesiana usando o programa MrBayes 3.1.2 (RONQUIST et al., 2012). Os modelos de substituição nucleotídica foram obtidos com base no resultado de menor valor de amostra pelo Bayesian Information Criterion (BIC) pelo programa MEGA X. Em alguns casos estes modelos foram substituídos por outro equivalente ou próximo quando houve restrição de análise na versão MrBayes 3.1.2. Os grupos externos foram selecionados de acordo com estudos já publicados anteriormente, variando de acordo com o marcador e os táxons (OLSON et al., 2003; TKACH et al., 2016).

Para a inferência filogenética, foi utilizada a plataforma de análise computacional CIPRES (<https://www.phylo.org/>). Os valores de probabilidade posterior foram determinados pelo método de Monte Carlo via cadeias de Markov, em duas corridas de quatro cadeias, por 106 gerações, com amostragem de topologias a cada 100 gerações, descartando as primeiras 25% das árvores amostradas como 'burn-in'. As árvores geradas foram visualizadas e pelo programa Fig Tree 1.4.2 (<http://tree.bio.ed.ac.uk/software/figtree/>), sendo então editadas pelo programa PowerPoint® (Windows 10®) e no Photoshop CS5 Adobe®. As sequências moleculares obtidas serão depositadas no GenBank conforme ocorrerão as publicações.

4.8 Análise Estatística e de Descritores Ecológicos

Todos os dados referentes a esse estudo foram computados e tabulados no programa Microsoft Excel 2019 (www.office.com). Foram realizados cálculos de estatística descritiva de amplitude (mínima e máxima), média e desvio padrão para a abundância dos moluscos coletados. Além disso, foram feitos testes de normalidade de dados como o teste de Shapiro-Wilk e de Kolmogorov-Smirnov. Verificada

distribuição não-paramétrica entre as variáveis, foi realizado o teste de coeficiente de correlação de Spearman para verificação da correlação entre a média geral das variáveis ambientais coletadas, como temperatura e pH da água e profundidade da margem e a quantidade de moluscos obtidos. Todas essas análises foram realizadas no programa R Studio, versão 2024.12.0+467 (www.r-studio.com).

4.9 Análise Geoespacial

Os mapas foram feitos usando o programa QGIS versão 3.0, no qual foram confeccionados por meio de malhas disponíveis no site do Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE). Os mesmos foram produzidos usando o sistema de referências: SIRGAS 2000 / UTM zone 23S e os pontos de georreferenciamento foram marcados usando um GPS portátil seguindo o sistema UTM.

5. RESULTADOS

5.1 Composição malacológica

Em 29 coletas malacológicas realizadas entre fevereiro de 2022 e março de 2023 nas coleções hídricas pré-determinadas de quatro municípios do estado do Piauí, foram coletados 9.861 moluscos límnicos pertencentes a 5 famílias, 6 gêneros e 7 espécies. (Figura 13).

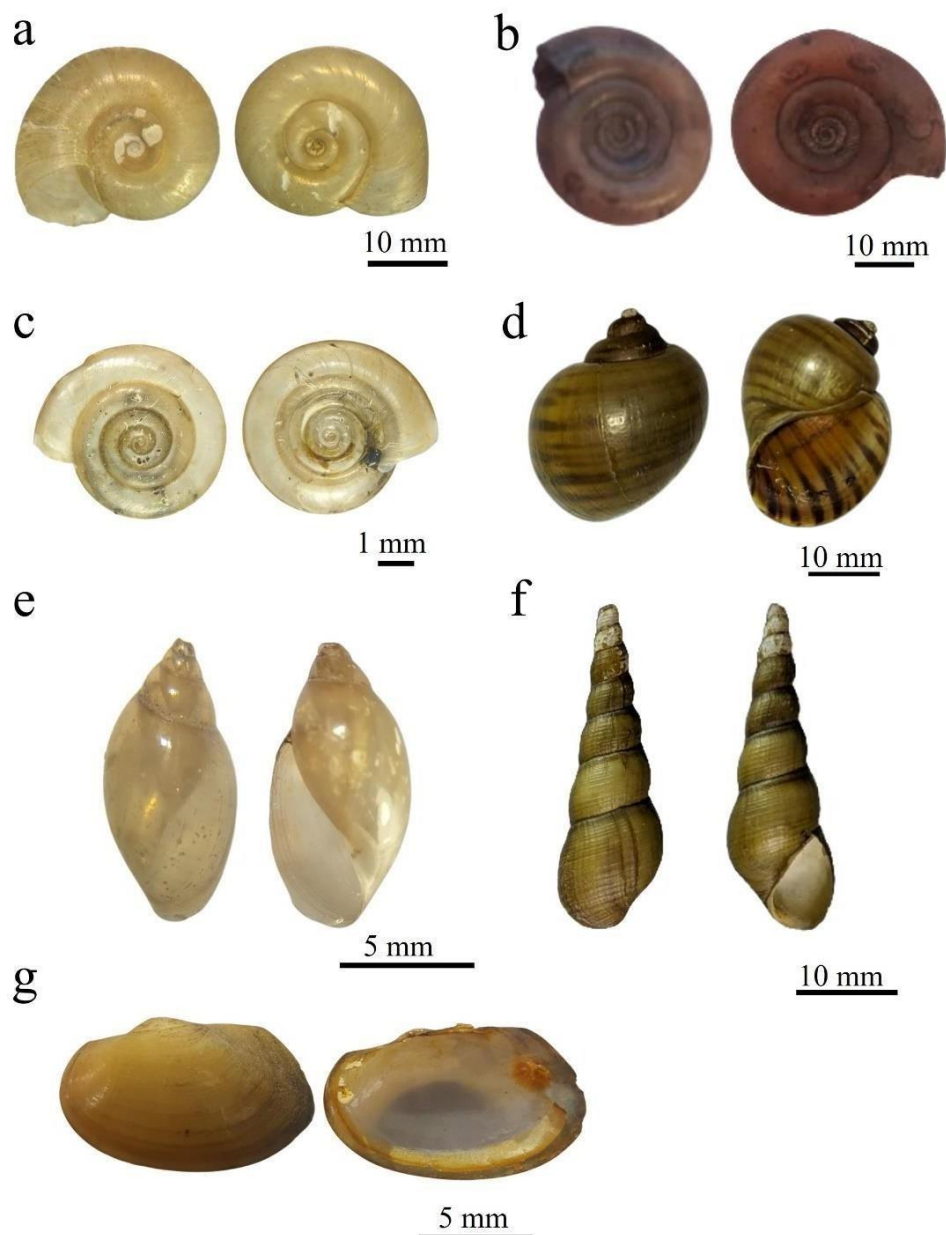


Figura 13. Moluscos límnicos coletados em coleções hídricas do Estado do Piauí. (a) *B. straminea*, (b) *B. glabrata*, (c) *Drepanotrema cimex*, (d) *Pomacea* sp., (e) *Stenophysa marmorata*, (f) *Melanoides tuberculata*, (g) *Anodontites* sp.

Melanoides tuberculata (Müller, 1774) (Mollusca: Thiaridae) foi a espécie mais abundante dentre todas, com 4.175 espécimes coletados em todos os municípios amostrados. Em termos de abundância, foi seguida de *Biomphalaria straminea* (Dunker, 1848) (Mollusca: Planorbidae), com 3.473 indivíduos coletados também nas quatro localidades avaliadas. Um fator importante sobre essas espécies é que houve um certo antagonismo em relação a abundância dos mesmos nos pontos de coletas analisados. Enquanto *M. tuberculata* habitava em maior número em todos os pontos de coleta dos municípios de Teresina e Parnaíba e no Açude Joana, no município de Pedro II, populações de *B. straminea* preponderaram nos pontos de coleta do Rio Corrente e do Rio Capivara em Pedro II e em todas as áreas do município de Picos.

Representantes de *Drepanotrema cimex* (Moricand, 1839) (Mollusca: Planorbidae) foram encontrados em seis diferentes pontos de coleta com 996 exemplares coletados. Por fim, foram coletados 771 indivíduos do gênero *Pomacea* Perry, 1810 (Mollusca: Ampullariidae), 425 exemplares do gênero *Stenophysa marmorata* (Guilding, 1828) (Mollusca: Physidae) e 22 exemplares foram coletados e identificados como *Biomphalaria glabrata* (Say, 1818). Por fim, 4 exemplares de um molusco bivalve identificado como *Anodontites* sp. (Bivalvia: Mycetopodidae) foram encontrados na Lagoa da Cabrinha, no município de Teresina (**Figura 14**).

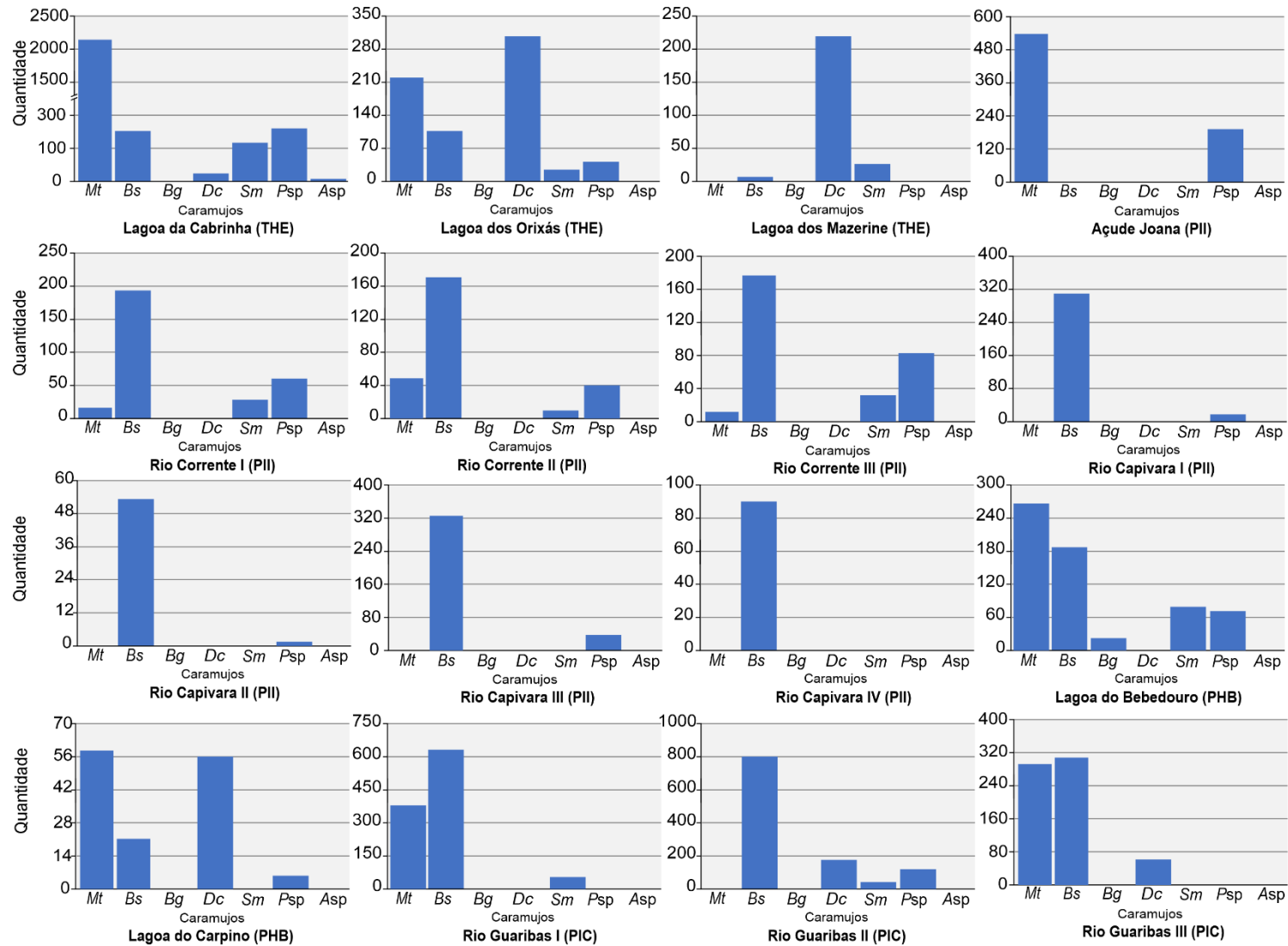


Figura 14. Abundância de moluscos coletados em cada ponto de coleta durante o período amostral no Estado do Piauí. (*Mt*) *Melanooides tuberculata*, (*Bs*) *Biomphalaria straminea*, (*Bg*) *Biomphalaria glabrata*, (*Dc*) *Drepanotrema cimex*, (*Sm*) *Stenophysa marmorata*, (*Psp*) *Pomacea* sp., (*Asp*) *Anodontites* sp.

No município de Teresina foi possível observar variações dos dados de abundância e caracterização ecológica nos diferentes pontos de coleta. Na Lagoa da Cabrinha, *M. tuberculata* foi a espécie predominante com 2.305 espécimes coletados, seguido de *Pomacea* sp. com 221 exemplares e *B. straminea* com 198. Em relação à avaliação rápida, na maior parte do período amostral, não houve alterações ambientais significativas no corpo d'água e nem na margem da lagoa. Na Lagoa da Praça dos Orixás, *D. cimex* foi a espécie mais abundante com 307 espécimes, seguida de *M. tuberculata* com 219 e *B. straminea* com 111. Na avaliação rápida foi possível observar alterações reduzidas na maior parte do período e alterações moderadas nos meses de junho e julho de 2022 e em janeiro de 2024, especialmente por conta das consequências do aumento da presença de lixo e dejetos de humanos e animais. Ademais, na Lagoa do Mazerine foi possível verificar a ocorrência de apenas três espécies de moluscos, sendo *D. cimex* a mais abundante com 227 espécimes, *S. marmorata* com 26 e *B. straminea* com apenas 12 exemplares encontrados. Alterações ambientais moderadas e reduzidas foram observadas nesse ponto de coleta, especialmente por ações antrópicas que alteraram constantemente as condições da lagoa.

Em Parnaíba, os dados entre as duas lagoas também revelaram diferenças significativas na composição malacológica. A Lagoa do Bebedouro apresentou a maior abundância e diversidade de moluscos do município, sendo *M. tuberculata* a espécie preponderante com 264 espécimes coletados, *B. straminea* com 188 e as espécies *S. marmorata* e *Pomacea* sp. com 89 e 87 representantes, respectivamente. Além disso, esta foi a única coleção hídrica onde foi possível encontrar moluscos da espécie *B. glabrata* com 22 exemplares coletados, sendo que todos estes espécimes foram coletados durante o mês de novembro de 2022. Através da avaliação rápida, também não foram constatadas alterações ambientais durante o período. Na Lagoa do Carpino, o inquérito malacológico revelou menor abundância nesse ponto de coleta quando comparado com a Lagoa do Bebedouro, com *M. tuberculata* também sendo a espécie mais abundante com 59 espécimes, seguida de *D. cimex* com 56 exemplares e *B. straminea* com 23. Através da avaliação rápida foi possível constatar alterações reduzidas nos últimos meses de coleta, permanecendo sem alterações durante a maior parte do ano.

Dados relativos ao município de Picos demonstraram resultados de abundância de moluscos e alterações ambientais diferentes dos pontos de coleta dos outros municípios. *B. straminea* foi a espécie mais abundante nos 3 pontos de coleta do Rio Guaribas, com 1.745 espécimes coletados ao total, representando 48,45% das amostras totais dessa espécie. Nos pontos de coleta dos bairros São José e Torrões, *M. tuberculata* apresentou a segunda maior proporção com 712 indivíduos coletados, e no bairro Centro foi a espécie *D. cimex* com 188 indivíduos. Nos resultados obtidos na avaliação rápida, houve alterações reduzidas nos três pontos de coleta, e alterações moderadas nos pontos dos bairros São José e Torrões.

No levantamento malacológico realizado no município de Pedro II foi possível verificar que no Açude Joana foi registrado a ocorrência de apenas duas espécies, sendo também o único ponto de coleta do município em que a espécie *M. tuberculata* foi a mais abundante com 537 espécimes, seguido por *Pomacea* sp. com 42. Nos demais pontos de coleta, *B. straminea* foi a espécie com maior número de exemplares coletados, sendo o primeiro ponto de coleta do Rio Capivara o mais representativo com 309 espécimes. Outra importante observação é que no ponto IV do Rio Capivara, esta espécie foi a única presente, sendo possível coletar 92 moluscos ao total das coletas. Em síntese, a avaliação rápida revelou nenhuma alteração ambiental visível no Açude Joana, alterações reduzidas ao longo do ano nos pontos de coleta do Rio Corrente e do Rio Capivara.

Através dos resultados obtidos pelo coeficiente de correlação de Spearman, pode-se constatar alta correlação negativa entre a espécie *M. tuberculata* e a temperatura, indicando que esse molusco tende a aumentar suas populações à medida que a temperatura diminui. Resultado similar foi observado entre populações de *S. marmorata* e a mesma variável climática. Altas correlações negativas foram observadas também entre a espécie *B. straminea* e a variável profundidade. Todavia, uma correlação positiva foi observada entre *D. cimex* e variável pH, indicando que essa espécie tende a aumentar à medida que o pH aumenta nas coleções hídricas (**Figura 15**).

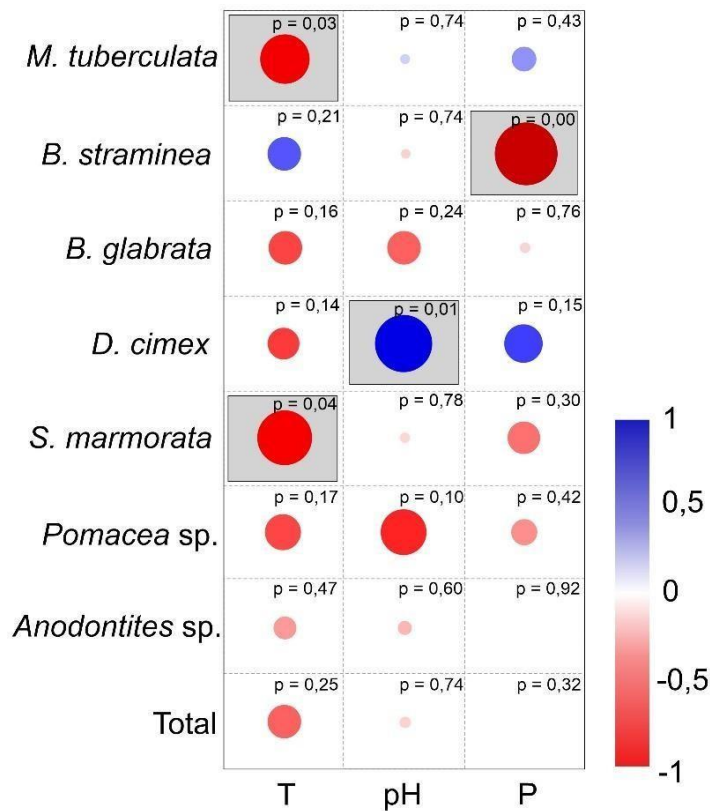


Figura 15. Resultados do coeficiente de correlação de Spearman onde foi possível comparar a correlação entre as variáveis ambientais coletadas em campo com a abundância dos moluscos. Foram consideradas as correlações cujos valores fossem $p < 0,05$. Correlações positivas são apresentadas em azul e correlações negativas são apresentadas em vermelho. T: Temperatura; P: Profundidade.

Durante o período amostral foi possível verificar alterações ambientais significativas tanto na margem quanto nos corpos d'água nos pontos de coletas selecionados no estudo. Essas alterações são os principais agentes que afetam na composição da malacofauna local e concomitantemente afetam na taxa de infecção por larvas de trematódeos nesses animais. Em Teresina, a Lagoa da Cabrinha foi a mais constante ao longo do tempo, tendo permanecido sem alterações, diferente das outras lagoas do município que intercalaram entre alterações reduzidas e moderadas. Uma série de atividades interventivas foram realizadas pelos órgãos públicos na Lagoa da Cabrinha durante o início das coletas, o que poderia explicar a falta de alterações ao longo do tempo. Por outro lado, a alta deposição de lixo, presença de dejetos humanos e animais em grande quantidade, alterações antrópicas no entorno, e mais, especificamente, a larga presença de plantas aquáticas em todo o corpo d'água na Lagoa do Mazerine, explica as alterações visíveis nas outras duas coleções hídricas.

Na Lagoa do Bebedouro em Parnaíba e no Açude Joana em Pedro II não foram constatadas alterações ambientais durante as coletas. Esses dois reservatórios constituem as principais fontes hídricas de suas respectivas regiões e são utilizadas para atividades domésticas, pesqueira e recreativa. Além disso, é importante mencionar que a Lagoa do Bebedouro é a única coleção hídrica do Estado do Piauí onde já foi registrada a presença de *B. glabrata*. A Lagoa do Carpino apresentou alterações reduzidas principalmente por conta de atividade antrópica vistas em seu entorno, como algumas áreas desmatadas que servem para dar lugar a atividades pesqueiras. Além disso, nos primeiros meses de coleta, por conta das chuvas intensas, é comum ocorrerem inundações devido ao aumento do volume hídrico e nos últimos meses do ano, as águas baixam consideravelmente por causa da estiagem.

No município de Picos, o rio Guaribas apresentou alterações reduzidas nos três pontos de coleta e alterações moderadas nos pontos dos bairros São José e Torrões. Nessas localidades há presença em larga escala de animais domésticos e de pessoas que moram nas proximidades do rio, além disso, foi possível constatar a presença de erosão na margem, grande quantidade de lixo e de fezes, além de diversas canalizações que tornam essas áreas extremamente poluídas. É importante destacar que na avaliação dos parâmetros do corpo d'água, verificou-se que nos três pontos de coleta do rio Guaribas havia presença de esgoto, tornando a cor da água opaca, com substrato lamoso e em todas as coletas o rio não apresentava fluxo. Em Pedro II, nas três localidades do rio corrente foram apenas observadas alterações reduzidas, especialmente por conta da presença de lixo, assim como no rio Capivara que apresentou os mesmos resultados, sendo que em todos os quatro pontos dessa coleção hídrica foram observadas diminuição progressiva do volume da água por causa do período de estiagem na região.

5.2 Infecção por larvas de trematódeos: dados gerais

Do total de moluscos avaliados neste estudo, 99 foram encontrados infectados por larvas de trematódeos. Larvas de trematódeos foram encontradas em todas as localidades avaliadas e em 24 das 29 coletas realizadas. Das 7 espécies de moluscos analisadas, 5 destas foram encontradas infectadas por algumas espécies de trematódeos. Ao final das coletas foi possível analisar 30 morfotipos cercarianos diferentes que foram encontradas infectando moluscos límnicos nos diferentes pontos de coletas (**Tabela 4**).

Biomphalaria straminea foi a espécie de molusco que apresentou maior taxa de infecção por larvas de trematódeos e abrigou a maior diversidade das mesmas, sendo hospedeiro de 9 morfotipos cercarianos. Seguida de *M. tuberculata* e *D. cimex* com 5 morfotipos e *S. marmorata* foi identificado como hospedeiro de 3 morfotipos de larvas de trematódeos. Os dados relativos à quantidade de moluscos coletados e infectados, assim como a quantidade de morfotipos cercarianos encontrados por coleta são apresentados na **Tabela 5**. A classificação taxonômica até a menor categoria possível, os moluscos hospedeiros intermediários, o tipo cercariano e os percentuais de infecção local são apresentados para cada uma das espécies de trematódeos selecionadas. Uma caracterização morfológica é apresentada, sendo que os dados morfométricos das espécies são apresentados em tabelas, juntamente com as medidas de outras espécies relatadas por diferentes autores. As informações moleculares que foram possíveis obter com análises de diferentes marcadores moleculares também estão descritas. Além disso, comentários relacionados a outros trematódeos similares foram disponibilizados na seção de análise taxonômica. Por fim, imagens dos estágios evolutivos obtidos e as árvores filogenéticas geradas também são apresentadas para cada espécie.

Tabela 4. Lista dos diferentes tipos cercarianos encontrados associados aos seus moluscos hospedeiros com o primeiro registro para cada município em seu respectivo ponto de coleta.

Município	Ponto de Coleta (Primeiro registro)	Tipo Cercariano	Molusco Hospedeiro
Parnaíba	Lagoa do Bebedouro	Magnacauda	<i>B. straminea</i>
Parnaíba	Lagoa do Bebedouro	Xifidiocercária	<i>M. tuberculata</i>
Parnaíba	Lagoa do Bebedouro	Distoma brevifurcada afaringeada	<i>Pomacea</i> sp.
Parnaíba	Lagoa do Bebedouro	Distoma brevifurcada afaringeada	<i>Pomacea</i> sp.
Parnaíba	Lagoa do Bebedouro	Equinóstoma	<i>B. straminea</i>
Parnaíba	Lagoa do Carpino	Distoma brevifurcada afaringeada	<i>B. straminea</i>
Parnaíba	Lagoa do Carpino	Xifidiocercária	<i>D. cimex</i>
Pedro II	Açude Joana	Xifidiocercária	<i>M. tuberculata</i>
Pedro II	Açude Joana	Gimnocéfala	<i>M. tuberculata</i>
Pedro II	Açude Joana	Equinóstoma	<i>Pomacea</i> sp.
Pedro II	Rio Corrente I	Equinóstoma	<i>B. straminea</i>
Pedro II	Rio Corrente I	Distoma brevifurcada afaringeada	<i>B. straminea</i>
Pedro II	Rio Corrente II	Cistófora	<i>B. straminea</i>
Pedro II	Rio Corrente II	Distoma brevifurcada afaringeada	<i>Pomacea</i> sp.
Pedro II	Rio Corrente III	Distoma brevifurcada afaringeada	<i>B. straminea</i>
Pedro II	Rio Capivara II	Xifidiocercária	<i>B. straminea</i>
Pedro II	Rio Capivara III	Xifidiocercária	<i>Pomacea</i> sp.
Picos	Rio Guaribas I	Distoma brevifurcada afaringeada	<i>B. straminea</i>
Picos	Rio Guaribas I	Xifidiocercária	<i>M. tuberculata</i>
Picos	Rio Guaribas II	Equinóstoma	<i>B. straminea</i>
Picos	Rio Guaribas II	Equinóstoma	<i>S. marmorata</i>
Teresina	Lagoa da Cabrinha	Distoma brevifurcada afaringeada	<i>Pomacea</i> sp.
Teresina	Lagoa da Cabrinha	Xifidiocercária	<i>Pomacea</i> sp.
Teresina	Lagoa da Cabrinha	Gimnocéfala	<i>M. tuberculata</i>
Teresina	Lagoa da Cabrinha	Parapleurolofocerca	<i>M. tuberculata</i>
Teresina	Lagoa da Cabrinha	Xifidiocercária	<i>M. tuberculata</i>
Teresina	Lagoa da Cabrinha	Distoma brevifurcada afaringeada	<i>B. straminea</i>
Teresina	Lagoa da Cabrinha	Distoma brevifurcada afaringeada	<i>M. tuberculata</i>
Teresina	Lagoa da Cabrinha	Estrigeocercária	<i>S. marmorata</i>
Teresina	Lagoa da Cabrinha	Pleurolofocerca	<i>M. tuberculata</i>
Teresina	Lagoa dos Orixás	Distoma brevifurcada afaringeada	<i>D. cimex</i>
Teresina	Lagoa dos Orixás	Distoma brevifurcada afaringeada	<i>D. cimex</i>
Teresina	Lagoa dos Orixás	Equinóstoma	<i>B. straminea</i>
Teresina	Lagoa dos Orixás	Equinóstoma	<i>S. marmorata</i>
Teresina	Lagoa dos Orixás	Xifidiocercária	<i>D. cimex</i>
Teresina	Lagoa dos Orixás	Monóstoma	<i>D. cimex</i>
Teresina	Lagoa dos Orixás	Equinóstoma	<i>B. straminea</i>
Teresina	Lagoa do Mazerine	Equinóstoma	<i>D. cimex</i>

Tabela 5. Abundância de moluscos coletados, infectados e taxas de infecção por larvas de trematódeos analisados durante as 29 coletas malacológicas realizadas nos municípios de Parnaíba, Pedro II, Picos e Teresina, estado do Piauí, durante o período de março de 2022 a fevereiro de 2023. Abu: Abundância; Inf: Infectados; %: Taxa de infectados.

Município: Parnaíba/PI																							
Coleta 1: 29/03/2022																							
Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Lagoa do Bebedouro	-	-	-	-	-	-	31	2	6,45	-	-	-	61	3	4,91	23	1	4,34	-	-	-	115	3
Lagoa do Carpino	-	-	-	-	-	-	23	1	4,34	-	-	-	23	-	-	5	-	-	-	-	-	51	1
Coleta 2: 18/05/2022																							
Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Lagoa do Bebedouro	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	14	-	-	28	-	-	-	-	-	42	-
Lagoa do Carpino	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Coleta 3: 14/07/2022																							
Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Lagoa do Bebedouro	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	45	1	2,22	9	-	-	-	-	-	54	1
Lagoa do Carpino	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Coleta 4: 20/09/2022																							
Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Lagoa do Bebedouro	-	-	-	-	-	-	31	-	-	-	-	-	13	-	-	9	-	-	22	-	-	75	-
Lagoa do Carpino	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Coleta 5: 07/11/2022																							
Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Lagoa do Bebedouro	-	-	-	22	-	-	58	-	-	-	-	-	77	-	-	18	3	16,6	35	-	-	210	1
Lagoa do Carpino	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	36	-	-	1	-	-	-	-	-	37	-
Coleta 6: 11/01/2023																							

Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Lagoa do Bebedouro	-	-	-	-	-	-	68	3	4,41	-	-	-	54	-	-	-	-	-	32	-	-	154	1
Lagoa do Carpino	-	-	-	-	-	-	-	-	-	56	1	0,56	-	-	-	-	-	-	-	-	-	56	1
Total	-	-	-	22	-	-	211	4	0,52	56	-	-	323	-	-	93	3	3,22	89	-	-	794	7

Município: Pedro II/PI

Coleta 1: 28/03/2022

Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Açude Joana	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	87	-	-	-	-	-	-	-	-	87	-
Rio Corrente I	-	-	-	-	-	-	55	1	-	-	-	-	-	-	-	4	-	-	-	-	-	59	1
Rio Corrente II	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	10	-	-	-	-	-	11	-
Rio Corrente III	-	-	-	-	-	-	94	-	-	-	-	-	5	-	-	26	-	-	-	-	-	125	-
Rio Capivara I	-	-	-	-	-	-	36	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	36	-
Rio Capivara II	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	1	-
Rio Capivara III	-	-	-	-	-	-	36	-	-	-	-	-	-	-	-	13	-	-	-	-	-	49	-
Rio Capivara IV	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Coleta 2: 17/05/2022

Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Açude Joana	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	112	3	2,67	6	-	-	-	-	-	118	2
Rio Corrente I	-	-	-	-	-	-	16	2	12,5	-	-	-	17	-	-	33	-	-	4	-	-	70	1
Rio Corrente II	-	-	-	-	-	-	31	-	-	-	-	-	45	-	-	7	-	-	-	-	-	83	-
Rio Corrente III	-	-	-	-	-	-	3	3	100	-	-	-	-	-	-	12	-	-	1	-	-	16	1
Rio Capivara I	-	-	-	-	-	-	84	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	84	-
Rio Capivara II	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Rio Capivara III	-	-	-	-	-	-	112	-	-	-	-	-	-	-	-	4	-	-	-	-	-	116	-
Rio Capivara IV	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Coleta 3: 13/07/2022

Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Açude Joana	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	149	-	-	1	-	-	-	-	-	150	-
Rio Corrente I	-	-	-	-	-	-	5	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	7	-	-	14	-
Rio Corrente II	-	-	-	-	-	-	15	1	6,66	-	-	-	6	-	-	9	1	11,1	7	-	-	37	2
Rio Corrente III	-	-	-	-	-	-	53	-	-	-	-	-	5	-	-	8	-	-	2	-	-	68	-
Rio Capivara I	-	-	-	-	-	-	34	2	5,88	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	34	2
Rio Capivara II	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Rio Capivara III	-	-	-	-	-	-	58	-	-	-	-	-	-	-	-	11	1	9,09	-	-	-	69	1

Rio Capivara IV -

Coleta 4: 07/10/2022

Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Açude Joana	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	75	1	1,33	3	-	-	-	-	-	78	1
Rio Corrente I	-	-	-	-	-	-	39	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	6	-	-	45	-
Rio Corrente II	-	-	-	-	-	-	11	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	11	-
Rio Corrente III	-	-	-	-	-	-	18	1	5,55	-	-	-	-	-	-	-	-	-	6	-	-	24	1
Rio Capivara I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	13	-	-	-	-	-	13	-
Rio Capivara II	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Rio Capivara III	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5	-	-	-	-	-	5	-
Rio Capivara IV	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Coleta 5: 07/12/2022

Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Açude Joana	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	88	1	1,13	21	-	-	-	-	-	109	1
Rio Corrente I	-	-	-	-	-	-	34	-	-	-	-	-	-	-	-	13	-	-	11	-	-	58	-
Rio Corrente II	-	-	-	-	-	-	12	-	-	-	-	-	-	-	-	7	-	-	-	-	-	19	-
Rio Corrente III	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	18	1	5,55	14	-	-	32	1
Rio Capivara I	-	-	-	-	-	-	88	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	88	-
Rio Capivara II	-	-	-	-	-	-	14	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	14	-
Rio Capivara III	-	-	-	-	-	-	51	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	51	-
Rio Capivara IV	-	-	-	-	-	-	37	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	37	-

Coleta 6: 09/02/2023

Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Açude Joana	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	26	-	-	11	1	9,09	-	-	-	37	-
Rio Corrente I	-	-	-	-	-	-	45	-	-	-	-	-	-	-	-	7	-	-	2	-	-	54	-
Rio Corrente II	-	-	-	-	-	-	8	-	-	-	-	-	-	-	-	7	-	-	-	-	-	15	-
Rio Corrente III	-	-	-	-	-	-	10	-	-	-	-	-	-	-	-	17	-	-	10	-	-	37	-
Rio Capivara I	-	-	-	-	-	-	67	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	67	-
Rio Capivara II	-	-	-	-	-	-	4	2	50	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	1
Rio Capivara III	-	-	-	-	-	-	71	-	-	-	-	-	-	-	-	8	-	-	-	-	-	78	-
Rio Capivara IV	-	-	-	-	-	-	55	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	55	-

Total

Município: Picos/PI

Coleta 1: 05/05/2022

Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
------------------	------------------------	--	--	------------------------------	--	--	-------------------------------	--	--	---------------------------	--	--	-------------------------------	--	--	--------------------	--	--	-----------------------------	--	--	-------	-------------------------

Lagoa da Cabrinha	-	-	-	-	-	-	18	1	5,55	13	-	-	568	1	0,17	22	-	-	36	1	2,77	657	3
Lagoa da P. Orixás	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Lagoa do Mazerine	-	-	-	-	-	-	-	-	-	64	1	1,56	-	-	-	-	-	-	-	-	-	64	1

Coleta 8: 10/10/2022

Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Lagoa da Cabrinha	-	-	-	-	-	-	23	3	13,04	-	-	-	114	2	1,75	20	-	-	12	1	8,3	169	3
Lagoa da P. Orixás	-	-	-	-	-	-	30	6	20	6	-	-	63	-	-	10	-	-	10	2	20	119	2
Lagoa do Mazerine	-	-	-	-	-	-	-	-	-	39	2	5,12	-	-	-	-	-	-	-	-	-	39	1

Coleta 9: 10/11/2022

Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Lagoa da Cabrinha	4	-	-	-	-	-	84	-	-	11	-	-	104	-	-	54	-	-	27	2	7,40	284	1
Lagoa da P. Orixás	-	-	-	-	-	-	61	1	1,63	104	4	3,84	118	-	-	19	-	-	4	-	-	306	5
Lagoa do Mazerine	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Coleta 10: 12/12/2022

Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Lagoa da Cabrinha	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	50	2	4	-	-	-	-	-	-	50	2
Lagoa da P. Orixás	-	-	-	-	-	-	12	3	25	82	-	-	16	-	-	-	-	-	-	-	-	110	1
Lagoa do Mazerine	-	-	-	-	-	-	12	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	20	-	-	32	-

Coleta 11: 13/01/2023

Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Lagoa da Cabrinha	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Lagoa da P. Orixás	-	-	-	-	-	-	8	-	-	237	-	-	3	-	-	-	-	-	2	-	-	250	-
Lagoa do Mazerine	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Coleta 12: 01/02/2023

Pontos de Coleta	<i>Anodontites</i> sp.			<i>Biomphalaria glabrata</i>			<i>Biomphalaria straminea</i>			<i>Drepanotrema cimex</i>			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Stenophysa marmorata</i>			Total	Morfortipos cercarianos
	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%	Abu	Inf	%		
Lagoa da Cabrinha	-	-	-	-	-	-	5	-	-	-	-	-	46	1	2,17	41	1	2,43	-	-	-	92	2
Lagoa da P. Orixás	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	8	-	-	8	-	-	-	-	-	16	-
Lagoa do Mazerine	-	-	-	-	-	-	-	-	-	33	-	-	-	-	-	-	-	-	6	-	-	39	-
Total	4	-	-	-	-	-	321	23	7,16	695	9	1,29	2524	15	0,59	259	10	3,86	191	6	3,14	399	17

5.3 Quelônios coletados e recuperação de trematódeos

Durante o período amostral foram coletados 15 exemplares de cágados de barbicha, identificados como *Phrynops Geoffroanus* Schweigger, 1812 (**Figura 16**) encontrados na Lagoa da Cabrinha e na Lagoa da Praça dos Orixás do Parque Lagoas do Norte, Teresina. Dentre os exemplares coletados, 5 eram fêmeas e 10 machos, sendo que uma fêmea foi encontrada infectada por trematódeos adultos.

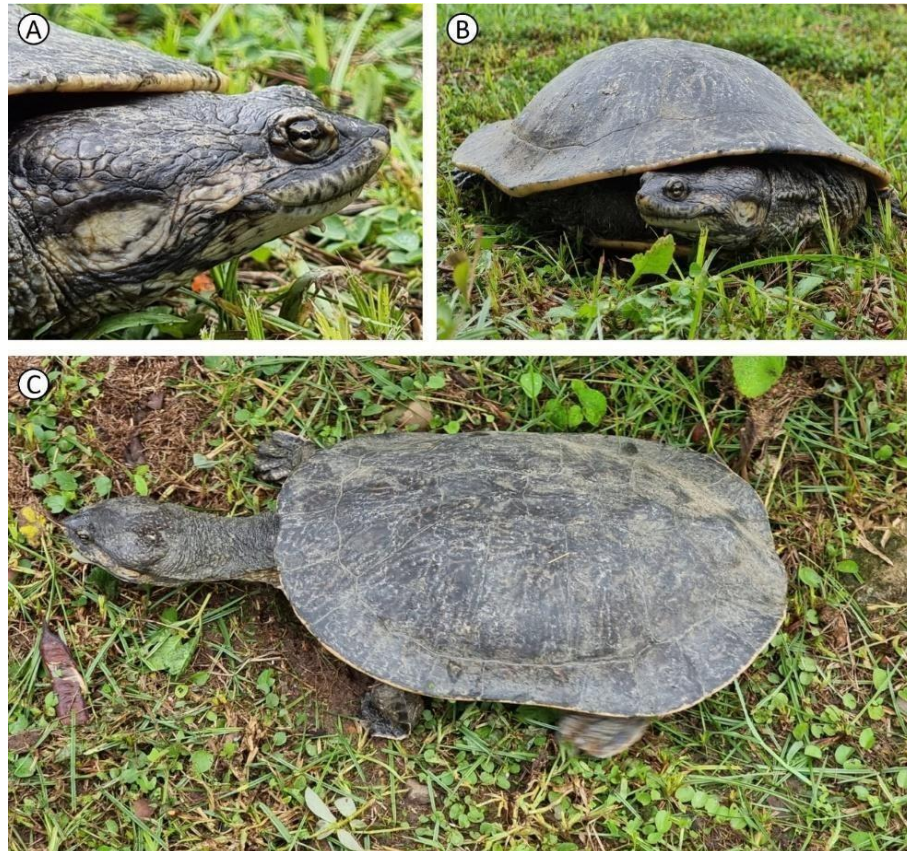


Figura 16. Cágado de barbicha (*Phrynops Geoffroanus*) coletados no Parque Lagoas do Norte, Teresina, Piauí. (A) Vista lateral da cabeça, (B) Vista frontal, (C) Vista superior.

5.4 Caracterização morfológica e molecular de alguns trematódeos encontrados em moluscos e recuperados de quelônios

Diante da diversidade de espécies de trematódeos encontrados em moluscos nas áreas avaliadas, para o estudo morfológico detalhado e caracterização molecular foram selecionadas ao total 11 das 30 espécies de larvas de trematódeos, sendo estas agrupadas em quatro tipos cercarianos, dois de cauda simples (equinóstoma e cistófora) e dois de cauda bifurcada (estridgeocercária e distoma brevifurcada afaringeada). Como critério para a seleção destes morfotipos incluídos no estudo taxonômico integrativo foram consideradas as larvas com morfologia sugestivas de possíveis parasitos de quelônios bem como morfotipos distintos de outros já caracterizados em estudos pelo nosso grupo de pesquisa. As espécies incluídas neste estudo são apresentadas a seguir.

5.4.1 Superfamília Echinostomatoidea Looss, 1899

5.4.1.1 Família Echinostomatidae Looss, 1899

5.4.1.1.1 Gênero *Prionosomoides* Freitas & Dobbin, 1967

5.4.1.1.1.1 *Prionosomoides scalaris* Freitas & Dobbin, 1967

Sumário Taxonômico

- Cercária

Tipo cercariano: Equinocercária

Hospedeiro intermediário: *Biomphalaria straminea*

Percentual de infecção local: 1,80% (2/111)

Ponto de Coleta: Lagoa da Praça dos Orixás (Teresina-PI)

- Adulto

Hospedeiro definitivo: *Phrynops geoffroanus* (Schweigger, 1812)

Percentual de infecção local: 6,6% (1/15)

Ponto de coleta: Lagoa da Praça dos Orixás (Teresina-PI)

Intensidade de Infecção:

Caracterização Morfológica

Adulto: Baseado em espécimes fixados (n = 7). Corpo alongado, 4681 (3570-5640) X 849 (693-1004) com uma cutícula densamente espinhosa. Região anterior com colar cefálico com dupla fileira de 47 espinhos, sendo 4 pares de espinhos angulares, 54 (43-64) X 24 (22-27), e 39 espinhos laterais, 75 (52-95) X 25 (20-33), dispostos ininterruptamente. Ventosa oral, 179 (157-207) X 183 (142-192) em posição subterminal, mais pequena que o acetábulo. Pré-faringe ausente. Faringe muscular, 129 (123-132) X 79 (78-90). Esôfago alongado, 493 (335-606), com uma bifurcação na região pré-acetabular que dá origem aos longos cecos intestinais que se estendem até à região posterior do corpo perto da sua extremidade. Acetábulo mediano, 424 (364-471) X 382 (321-435), com proporções maiores que a ventosa oral. Saco do cirro pequeno, 275 (228-299) X 202 (135-207), de forma esférica e localizado na parte superior do acetábulo, próximo à bifurcação dos cecos. Ovário pequeno e arredondado, 167 (107-214) X 226 (164-328), localizado na região pós-uterina e pré-testicular. Ovos grandes com opérculo, 144 (142-149) X 78 (64-92). Poucos ovos

foram observados nos espécimes amostrados, indicando que os indivíduos eram ainda bastante jovens. Testículos ovoides em tandem, situados ligeiramente na região pós-equatorial, pós-uterina e pós-ovariana. Testículo anterior, 214 (114-299) X 277 (185-399) e testículo posterior, 245 (164-328) X 265 (192-392) (**Figura 17**). As medidas dos parasitos adultos identificados como *Prionosomoides scalaris* do presente estudo e de outras amostras de parasitos similares são apresentadas nas **Tabela 6**.

Cercária: Baseado em espécimes fixados (n = 6). Cercária grande com um corpo oval alongado 691 (602 – 724) X 314 (303 – 379). Colarinho cefálico com um total de 47 espinhos. Ventosa oral esférica em posição subterminal 76 (64 – 86) X 85 (79 – 94). Pré-faringe curta. Faringe musculosa e arredondada. O esôfago e os cecos intestinais não puderam ser visualizados devido ao grande número de células associadas ao sistema excretor, que se ramificam ocupando quase todo o corpo. Ventosa ventral esférica 94 (86 – 103) X 98 (91 – 101), pós-equatorial e maior que a ventosa oral. Cauda simples 687 (633 – 812) X 75 (73 – 82), com uma membrana natatória que se estende do meio da cauda até à região posterior (**Figura 18**). As medidas das cercárias identificados como *Prionosomoides scalaris* do presente estudo e de outras amostras de parasitos similares são apresentadas nas **Tabela 7**.

Rédia: Baseado em espécimes fixados (n = 1). Corpo alongado. Colarinho cefálico não visível. Ventosa oral subterminal. Faringe subesférica, musculada. Dois apêndices locomotores visíveis do lado direito.

Caracterização Molecular

As sequências parciais do gene 28S rRNA, da região ITS1, do gene *nad-1* e do gene *cox-1* foram geradas com sucesso para os isolados de cercárias e adultos obtidos neste estudo. As árvores filogenéticas foram reconstruídas usando critérios de inferência bayesiana, incluindo valores de suporte nodal.

A análise da sequência parcial do gene 28S obtida para a espécie *P. scalaris* consistiu de um isolado de espécime adulto (1266 pb), além de 33 sequências de indivíduos da família Echinostomatidae, tendo como grupo externo a espécie *Fasciola hepatica*. A partir dos dados gerados, foi possível verificar a formação de um clado

bem suportado entre nosso isolado e a espécie *P. phrynopsis* obtida de *Phrynops hilarii* (Duméril & Bibron, 1835) na Argentina. O valor de divergência entre o nosso isolado em relação a *P. phrynopsis* foi de 1,06%. Além disso, foi possível observar valores de divergência inferiores a 2% em relação aos representantes do gênero *Patagifer*, com 1,80% para a espécie *P. bilobus* e 1,91% para os isolados de *Patagifer* sp. provenientes de África (**Figura 24**).

Em relação ao marcador molecular ITS, foi construído um alinhamento com uma sequência obtida de um adulto de *P. scalaris* (975 pb) e comparada com outras sequências de Echinostomatidae. A partir de nossa análise, podemos observar a formação de um clado bem suportado entre nosso isolado juntamente com *P. bilobus* com divergência nucleotídica de 6,59%. Foram observados também valores de divergência semelhantes quando comparado com indivíduos do gênero *Echinostoma*, com valores que variaram entre 6,24% e 6,90% (**Figura 25**).

Os dados moleculares para o marcador *nad-1* também mostraram agrupamento entre nossos isolados e indivíduos do gênero *Patagifer*. O valor da divergência entre nossos isolados de cercárias e adultos coletados no Estado do Piauí foi de 2,28%. Em relação aos isolados de *Patagifer* coletados na Ucrânia e Uganda, as diferenças variaram de 25% a 27,10% em relação às amostras aqui obtidas (**Figura 26**). Finalmente, em relação ao marcador molecular *cox-1*, *P. scalaris* formou um clado com baixo suporte junto com amostras de *Artyfechinostomum*, com divergências de 21,45% para *A. malayanum* e 21,78% para *A. sufrartyfex*. Neste caso, não foi possível fazer comparações com espécies de gêneros filogeneticamente mais próximos de *Prionosomoides*, devido à falta de sequências dos mesmos para este marcador (**Figura 27**).

Análise Taxonômica Integrativa

Com relação à morfologia do parasito adulto, foi possível observar que, ao contrário de *P. phrynopsis* (MAÑÉ-GARZÓN & GIL, 1961), nossos exemplares não apresentaram pré-faringe, além de estruturas menores como bolsas de cirros, ovários e testículos. No entanto, foi possível observar que estas mesmas estruturas nos exemplares deste estudo eram mais largas quando comparadas com *P. taiwanensis* (FISCHTHAL & KUNTZ, 1975). Outra observação importante foi o tamanho dos ovos,

que eram semelhantes aos indivíduos da descrição original (FREITAS & DOBBIN Jr., 1967), mas com medidas maiores quando comparados às outras duas espécies.

A morfologia dos estágios larvais obtidos foi comparada com outras descrições de equinostomatídeos para a América do Sul, e foi possível observar semelhanças com *Echinocercaria* sp. IV relatada em cinco espécies diferentes de moluscos do gênero *Biomphalaria* na Argentina (OSTROWSKI DE NÚÑEZ et al., 1997; FERNÁNDEZ et al., 2016) e com Echinostomatidae gen. sp. 5 obtido de *B. glabrata* no Brasil (LÓPEZ-HERNANDEZ, 2022). Em termos gerais, as medidas das cercárias deste estudo são semelhantes às das cercárias encontradas no Brasil e na Argentina e, diferindo apenas pelo tamanho ligeiramente maior da nossa espécie. Além disso, o número e a disposição dos espinhos no colar cefálico, a forma das membranas natatórias e os hospedeiros intermediários foram outras semelhanças que puderam ser observadas.

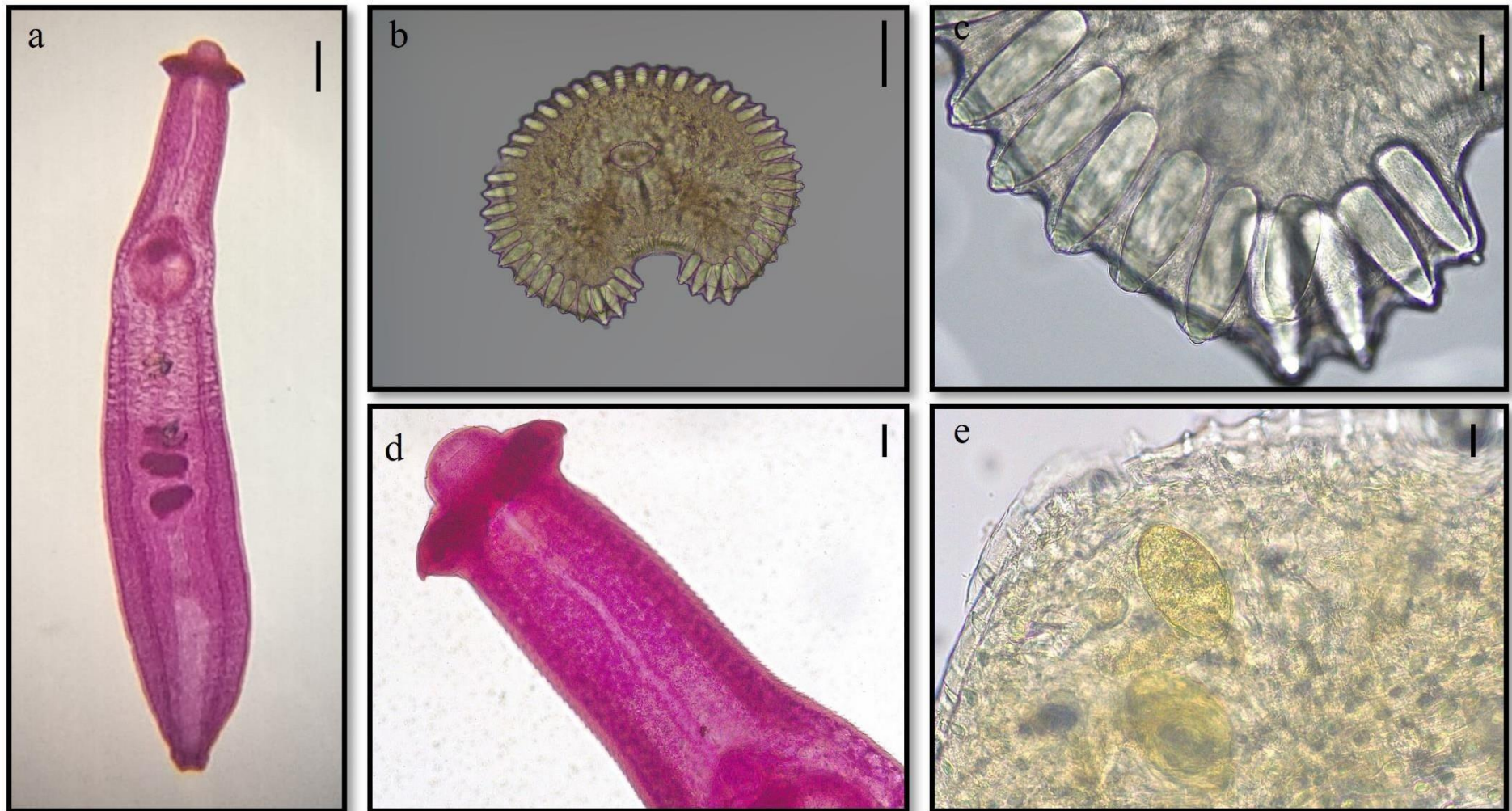


Figura 17. *Prionosomoides scalaris*: (a) Parasito adulto recuperado do intestino delgado de *Phrynosops geoffroanus*. (b) Colar cefálico com 47 espinho. (c) Parte do colar cefálico evidenciando as diferenças de tamanho entre espinhos angulares e laterais. (d) Detalhe da região anterior evidenciando o colar cefálico, faringe e esôfago. (e) Ovos do parasito contidos na região interior. Escalas: a, b = 10 μ m, c = 10 μ m, d = 200 μ m, e = 50 μ m.

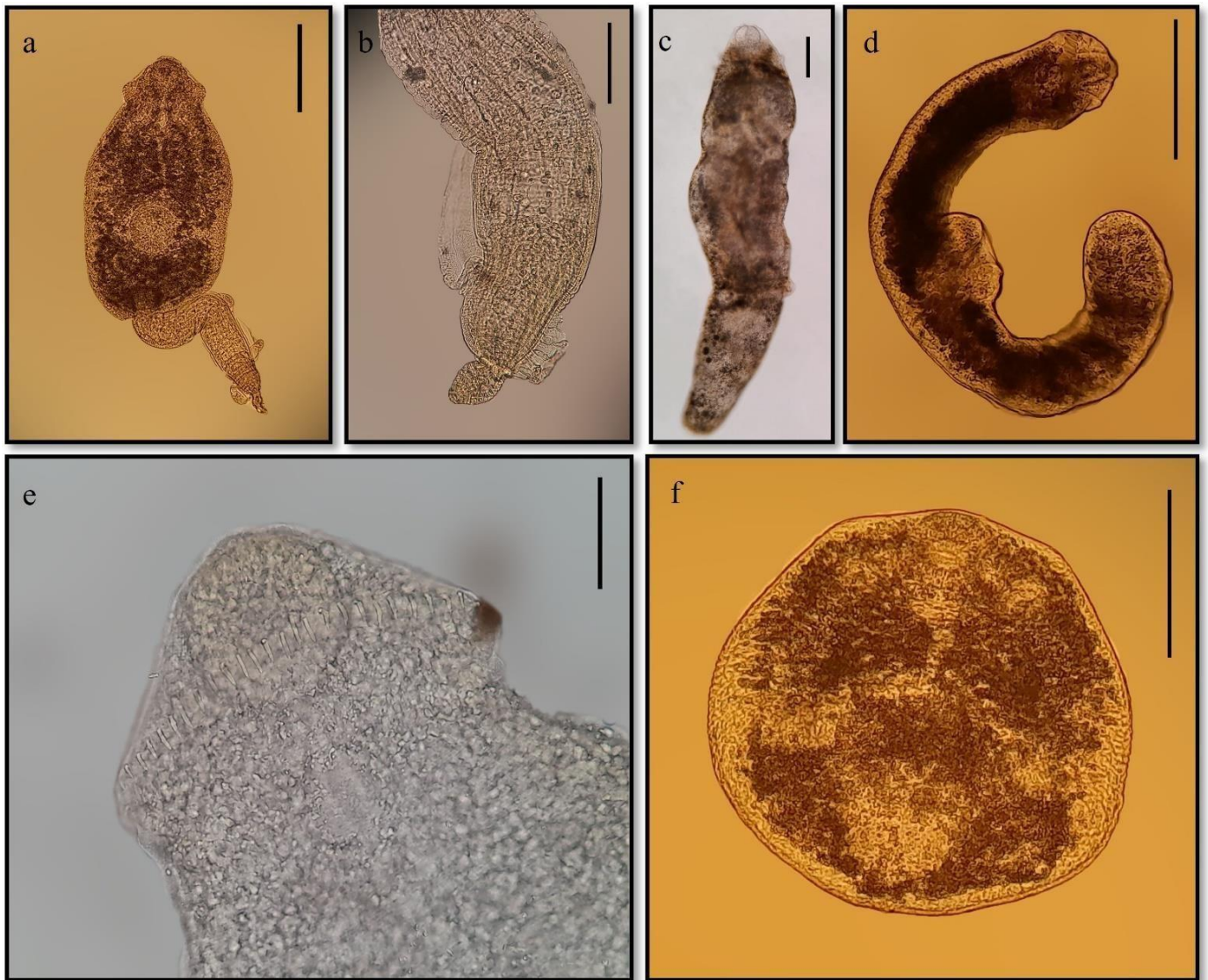


Figura 18. *Prionosomoides scalaris*: (a) Cercária emergida de *Biomphalaria straminea* coletada na Lagoa da Praça dos Orixás, Teresina, Piauí. (b) Detalhe da cauda com membrana natatória. (c) Rédia. (d) Metacercária desencistada. (e) Detalhe do colar cefálico com 47 espinhos. (f) Metacercária encistada. Escalas: a = 200 μm , b, e, f = 50 μm , c = 10 μm , d = 200 μm .

Tabela 6. Comparações morfométricas entre adultos de *Prionosomoides scalaris* deste estudo e outros do gênero *Prionosomoides*. Dados apresentados em micrômetros (exceto os indicados com mm). C: Comprimento, L: Largura.

Espécies	<i>Prionosomoides scalaris</i>	<i>Prionosomoides scalaris</i>	<i>Prionosomoides phrynopsis</i>	<i>Prionosomoides taiwanensis</i>
Hospedeiro	<i>Phrynops geoffroanus</i>	<i>Phrynops geoffroanus</i>	<i>Phrynops hillarii</i>	<i>Geoclemys reevesii</i>
Localidade	Piauí – Brasil	Pernambuco – Brasil	Uruguai	Taiwan
Referência	Presente Estudo	Freitas & Dobbin Jr., 1967	Mañé-Garzón & Gil, 1961	Fischthal & Kuntz, 1960
Corpo – C (mm)	4,82 ± 1 (3,57-5,64)	13,33-19,32	8,09-14,86	3,09-5,17
Corpo – L (mm)	0,84 ± 0,12 (0,69-1,00)	1,01-1,6	1,19-1,2	0,445-0,985
Espinhas Angulares – C	54 ± 8 (43-64)	80-107	77	-
Espinhas Laterais – C	75 ± 14 (52-95)	133-160	92	27-46
Ventosa Oral – C	179 ± 20 (157-207)	230-280	180-240	138-186
Ventosa Oral – L	183 ± 13 (142-192)	280-330	-	120-180
Ventosa Ventral – C	424 ± 45 (364-471)	670-930	530-590	337-425
Ventosa Ventral – L	382 ± 37 (321-435)	-	-	317-440
Esôfago – C	493 ± 124 (335-606)	530	920	160-425
Faringe – C	129 ± 5 (123-132)	233-250	100-120	128-150
Faringe – L	79 ± 1 (78-90)	167-200	50-70	106-135
Bolsa do Cirro – C	275 ± 40 (228-299)	670-1129	404-443	305-385
Bolsa do Cirro – L	202 ± 28 (135-207)	270-530	196	160-200
Testículo Anterior – C	214 ± 65 (114-299)	670-1440	570-710	332-440
Testículo Anterior – L	277 ± 72 (185-399)	590-910	410-470	210-265
Testículo Posterior – C	245 ± 53 (164-328)	670-1600	610-1020	325-510
Testículo Posterior – L	265 ± 67 (192-392)	590-930	380-510	180-275
Ovário – C	167 ± 38 (107-214)	270-430	180-240	165-195
Ovário – L	226 ± 55 (164-328)	400-690	390	170-255

Ovos – C	144 ± 4 (142-149)	133-153	72-93	74-107
Ovos – L	78 ± 14 (64-92)	67-107	48-55	48-63

Tabela 7. Comparações morfométricas entre as cercárias de *Prionosomoides scalaris* deste estudo e de outras larvas similares encontradas na América do Sul. Dados apresentados em micrômetros. C: Comprimento, L: Largura.

Espécies	<i>Prionosomoides scalaris</i>	Echinostomatidae gen. sp. 4	Echinocercaria sp. IV
Hospedeiro	<i>Biomphalaria straminea</i>	<i>Biomphalaria glabrata</i>	<i>Biomphalaria</i> spp.
Localidade	Piauí – Brasil	Minas Gerais – Brasil	Argentina
Referência	Presente Estudo	López-Hernández (2022)	Ostrowski de Núñez <i>et al.</i> (1997)
Corpo – C	680 ± 10 (667-694)	694	619 ± 41 (540-690)
Corpo – L	239 ± 5 (232-245)	303	258 ± 23 (200-300)
Ventosa Oral – C	69 ± 7 (61-78)	81	69 ± 7 (60-90)
Ventosa Oral – L	70 ± 7 (63-79)	86	69 ± 6 (60-84)
Ventosa Ventral – C	99 ± 9 (88-109)	94	88 ± 9 (72-108)
Ventosa Ventral – L	103 ± 7 (93-112)	96	93 ± 5 (84-102)
Cauda – C	683 ± 9 (671-695)	665	794 ± 82 (640-930)
Cauda – L	86 ± 8 (73-96)	71	77 ± 7 (70-90)

5.4.1.1.2 Gênero *Echinostoma* Rudolphi, 1809

5.4.1.1.2.1 *Echinostoma* sp.

Sumário Taxonômico

Tipo cercariano: Equinocercária

Hospedeiro intermediário: *Drepanotrema cimex*

Percentual de infecção local: 2,20% (5/227)

Ponto de Coleta: Lagoa do Mazerine (Teresina-PI)

Caracterização Morfológica

Cercária: Baseado em espécimes fixados (n = 20). Cercária de corpo grande e alongado 396 (364-438) X 148 (137-155). Tegumento bastante espinhoso. Colar cefálico contendo 37 espinhos dispostos ininterruptamente. Ventosa oral subterminal 47 (40-54) X 39 (36-43), esférica. Pré-faringe presente. Faringe muscular 22 (17-26) X 14 (12-18). Esôfago relativamente longo que se bifurca antes de atingir o acetábulo. Cecos intestinais de difícil visualização. Ventosa ventral grande 59 (45-74) X 49 (41-58), arredondada e situada na região pós-equatorial. Concreções circulares (> 40) medianas e que diminuem de tamanho à medida que se aproximam da faringe. Células cistogênicas não visualizadas. Vesícula excretora logo abaixo da ventosa ventral. Cauda simples 360 (335-398) X 48 (41-53), longa, com membrana natatória na região posterior e afilamento no ápice (**Figura 19**). As medidas das cercárias identificados como *Echinostoma* sp. do presente estudo e de outras espécies similares são apresentadas nas **Tabela 8**.

Metacercária: Cisto em formato esférico, com parede externa transparente e interna opaca. Presença de espinhos e grânulos excretores.

Caracterização Molecular

Foi possível obter sequência para o marcador molecular *nad-1* (435 pb) de *Echinostoma* sp., que foi comparado com outros Echinostomatidae, tendo *F. hepatica* como grupo externo. Na árvore filogenética obtida foi possível observar que nosso isolado se encontra agrupado em clado bem suportado com um isolado de *Echinostoma* sp., de *Bulinus tropicus*, proveniente da Uganda. O valor de divergência

genética observado entre as duas amostras foi de 5,94%. Em comparação com as outras espécies de *Echinostoma*, os valores de divergência foram entre 13,42%-18,17%. Para os isolados de outros gêneros de Echinostomatidae os valores de divergência ficaram acima de 20% (**Figura 26**).

Análise Taxonômica Integrativa

As cercárias do presente estudo identificadas como *Echinostoma* sp. fazem parte do completo “*revolutum*”, sendo estas caracterizadas por apresentarem 37 espinhos no colar cefálico e membrana natatória na cauda. A maior parte das descrições que diferenciam as espécies do grupo estão baseadas na morfologia dos organismos adultos, sendo que nos estágios larvais, as diferenças estão mais associadas a morfometria de algumas estruturas como espinhos, relação corpo e cauda e ventosas.

Além disso, alguns estudos reportaram a presença de equinostomatídeos, sem descrições a nível de gênero, infectando moluscos do gênero *Drepanotrema* no Brasil. Veitenheimer-Mendes et al., (1995) identificaram cercárias do tipo equinóstoma, *Cercaria guaibensis* 8, infectando *Drepanotrema depressissimum* no país. Atualmente, alguns outros estudos já reportaram a participação de *Drepanotrema* spp. no ciclo biológico de alguns equinostomatídeos em outras regiões (THIENGO et al., 2002; CATANHEDE et al., 2014; CHAI et al., 2020). Comparações morfológicas com o isolado que se agrupou na árvore filogenética não foram possíveis de serem realizadas, pois os autores não apresentaram tais informações.



Figura 19. *Echinostoma* sp.: (a) Cercária emergida de *Drepanotrema* sp. coletada na Lagoa do Mazerine, Teresina, Piauí. (b) Detalhe do corpo cercariano. (c) Detalhe do corpo espinhoso e do colar cefálico com 37 espinhos. (d) Detalhe da cauda com membrana natatória. (e) Rédia. (f) Metacercária. Escalas: a = 200 μ m, b, e = 10 μ m, c, d, f = 50 μ m.

Tabela 8. Comparações morfométricas entre cercárias de *Echinostoma* sp. apresentadas neste estudo e de outras espécies similares do gênero encontradas no Brasil. Dados apresentados em micrômetros. C: Comprimento, L: Largura.

Espécie	<i>Echinostoma</i> sp.	<i>E. barbosai</i>	<i>E. luisreyi</i>	<i>E. maldonadoi</i>	<i>E. paraensei</i>	<i>E. rodriguesi</i>
Localidade	Brasil	Brasil	Brasil	Brasil	Brasil	Brasil
Hospedeiro	<i>D. cimex</i>	<i>B. glabrata</i>	<i>S. marmorata</i>	<i>S. marmorata</i>	<i>B. glabrata</i>	<i>S. marmorata</i>
Referência	Presente Estudo	Lie & Basch, 1966	Maldonado Jr. et al., 2003	Valadão et al., 2023	Lie & Basch, 1967	Hsu et al., 2968
Corpo – C	396±22 (364-438)	335-423	417 (326-482)	267±20 (218–310)	228-275	480-546
Corpo – L	148±5 (137-155)	169-196	181 (139-252)	92±10 (73–109)	117-136	189-228
Ventosa Oral – C	47±5 (40-54)	40-52	57 (48-69)	37± 4 (28–50)	35-40	51-63
Ventosa Oral – L	39±2 (36-43)	-	-	36± 2 (28–42)	-	48-60
Faringe – C	22±3 (17-26)	23-33	21 (13-30)	19±2 (18–27)	16-25	30-36
Faringe – L	14±2 (12-18)	19-24	-	18±1 (16–18)	17-22	24-30
Ventosa Ventral – C	59±11 (45-74)	53-65	71 (61-87)	49±6 (35–57)	41-51	63-78
Ventosa Ventral – L	49±4 (41-58)	-	-	50±5 (35–57)	41-51	66-81
Cauda – C	360±18 (335-398)	404-539	545 (391-673)	397±37 (345–455)	412-490	540-642
Cauda – L	48±4 (41-53)	38-50	-	36	41-47	45-57

5.4.1.1.3 Echinostomatidae gen. sp. 1

Sumário Taxonômico

Tipo cercariano: Equinocercária

Hospedeiro intermediário: *B. straminea*

Percentual de infecção local: 1,59% (3/188)

Ponto de Coleta: Lagoa do Bebedouro (Parnaíba-PI)

Caracterização Morfológica

Cercaria: Baseado em espécimes fixados (n = 17). Cercária de corpo ovalado, 216 (204-245) X 109 (104-124). Tegumento preenchido com pequenos espinhos. Colar cefálico formado por 27 espinhos, sendo quatro angulares. Ventosa oral subterminal, arredondada e com presença de cristas na borda 40 ± 10 (31-59) X 41 (32-59). Corpo pré faríngeo após a ventosa oral com dois grânulos refringentes. Pré-faringe curta. Faringe alongada, muscular 16 (12-27) X 7 (6-13). Esôfago longo. Cecos intestinais que alcançam a região posterior do corpo. Ventosa ventral grande na região pós equatorial 41 (31-62) X 43 (34-62). Células cistogênicas abundantes, exceto nas proximidades da ventosa oral. Cauda simples de comprimento maior que o corpo, sem membrana natatória 453 (443-483) X 38 (33-55) (**Figura 20**). As medidas das cercárias identificadas como Echinostomatidae gen. sp. 1 do presente estudo e de outras espécies similares são apresentadas nas **Tabela 9**.

Caracterização Molecular

Na análise do marcador molecular *Nad-1* foram obtidas sequências para amostras coletadas no município de Teresina (530 pb). O alinhamento final apresentou 470 pb. Os isolados de Echinostomatidae gen. sp. 1 obtidos de *B. straminea* formaram um agrupamento num clado próximo de representantes do gênero *Drepanocephalus*, *D. auritus* e *D. mexicanus*, com divergências de 31,07% e 32,61%, respectivamente. Foi possível observar valores de divergências menores comparados com isolados do gênero *Rhopalias* encontrados no Brasil, variando entre 23,03% - 24,35% (**Figura 26**).

Análise Taxonômica Integrativa

A larva de 27 espinhos no colar cefálico avaliada no presente estudo foi identificada como Echinostomatidae gen. sp. 1 e apresentou similaridade com *Paryphostomum segregatum* (PINTO, 2013a), pois, além da similaridade observada na morfometria dos espécimes, no número e disposição das concreções circulares e quanto ao número de espinhos, ambas apresentam grânulos refringentes na base e cristas ao redor da ventosa oral. Cercárias de *P. segregatum* foram inicialmente descritas por Lutz (1924) como *Cercaria granulifera* e em anos posteriores, a espécie teve seu ciclo biológico estudado por Joe & Basch (1967), que possibilitou a identificação de cada estágio evolutivo desses indivíduos. Ruiz (1952), Ostrowski de Núñez *et al.* (1990, 1991) e Fernandez *et al.* (2014) também identificaram equinostomatídeos com morfologia similar, tendo *Biomphalaria* spp. como hospedeiro intermediário. No entanto, Tkach *et al.* (2016), colocaram o gênero *Paryphostomum* em sinonímia com *Petasiger*. Outros equinostomatídeos que apresentam a mesma quantidade de espinhos no colar cefálico já foram reportados na América do Sul, como Echinocercaria sp. 1, encontrada infectando moluscos das espécies *Biomphalaria occidentalis* e *B. tenagophila* e Echinocercaria sp. 2 (cf. *Paryphostomum* sp.), encontrada em *B. occidentalis*, ambos na Argentina (FERNÁNDEZ *et al.*, 2016). Além disso, Echinocercaria sp. III da Argentina (OSTROWSKI DE NÚÑEZ *et al.*, 1991) e Echinostomatidae N° 1, encontrada no Uruguai (MARTORELLI *et al.*, 2013) infectando *Biomphalaria* spp. também já foram relatadas na literatura.

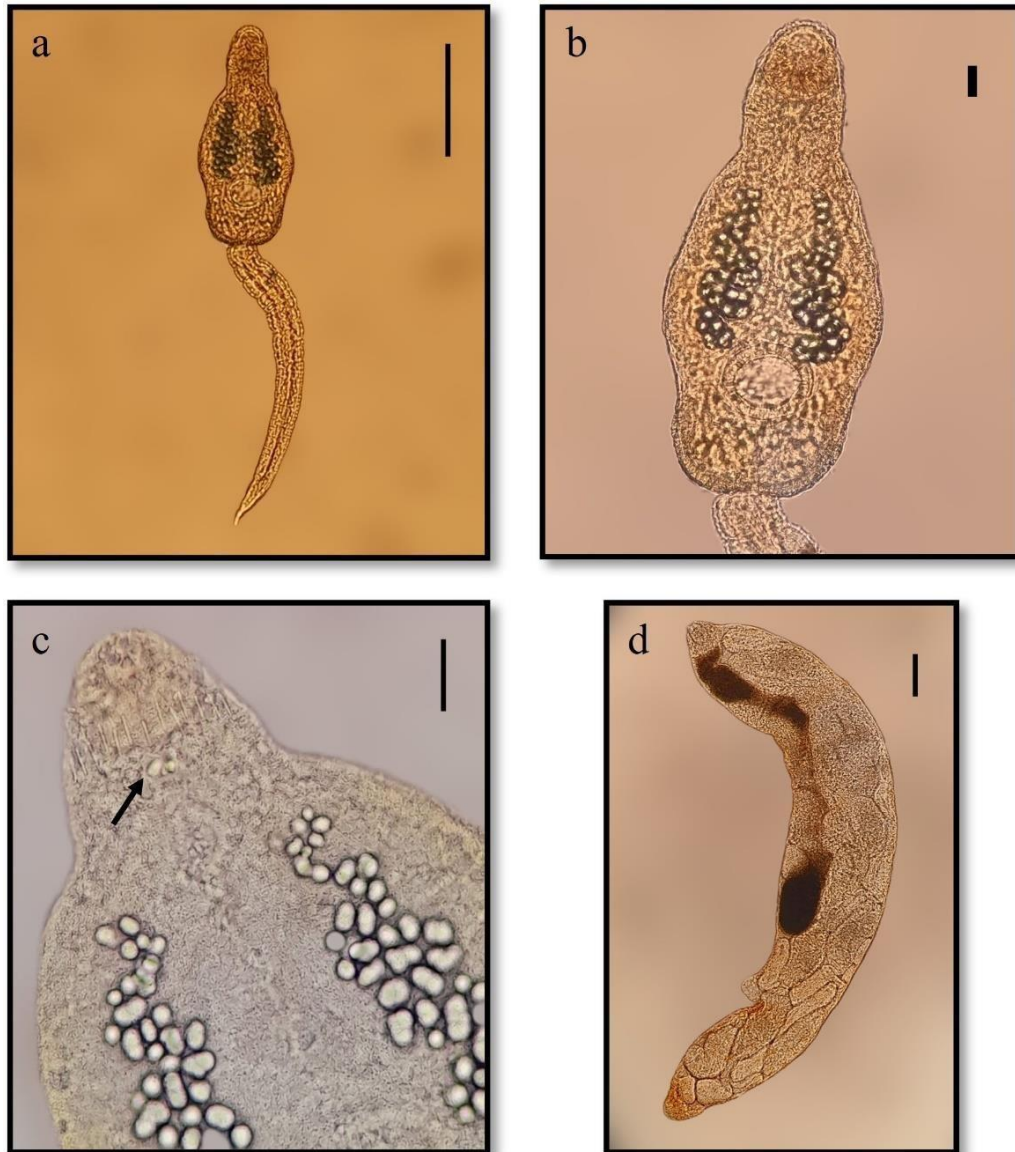


Figura 20. Echinostomatidae gen. sp. 1: (a) Cercária emergida de *Biomphalaria straminea* coletada na Lagoa do Bebedouro, Parnaíba, Piauí. (b) Larva corada pelo lugol com destaque para o corpo cercariano. (c) Detalhe dos espinhos no colar cefálico e dos dois grânulos refringentes na base da ventosa oral, indicado pela seta. (d) Rédia. Escalas: a = 100 μ m, b = 10 μ m, c = 50 μ m, d = 10 μ m.

Tabela 9. Comparações morfométricas entre cercárias identificadas como Echinostomatidae gen. sp. 1 do presente estudo e de outras larvas similares encontrados na América do Sul. Dados apresentados em micrômetros. C: Comprimento, L: Largura.

Espécie	Echinostomatidae gen. sp. 1	<i>Paryphostomum segregatum</i>	<i>Paryphostomum segregatum</i>	Echinocercaria sp. III	Echinocercaria sp. XVI
Hospedeiro	<i>B. straminea</i>	<i>Biomphalaria</i> spp.	<i>Biomphalaria</i> spp.	<i>B. occidentalis</i>	<i>B. straminea</i>
Localidade	Brasil	Brasil	Brasil	Argentina	Argentina
Referência	Presente estudo	Ruiz (1952)	Joe & Basch (1967)	Ostrowski de Núñez <i>et al.</i> (1991)	Fernandez <i>et al.</i> (2014)
Corpo – C	216 ± 14 (204-245)	215-245	205-234	326 ± 46 (270-440)	198 (116-227)
Corpo – L	109 ± 7 (104-124)	-	92-118	197 ± 51 (120-280)	110 (92-122)
Ventosa Oral – C	40 ± 10 (31-59)	37-47	32-36	48 ± 9 (40-70)	29 (25-32)
Ventosa Oral – L	41 ± 10 (32-59)	-	35-40	49 ± 9 (40-70)	30 (23-34)
Faringe – C	16 ± 5 (12-27)	18	12-16	-	16 (14-18)
Faringe – L	7 ± 2 (6-13)	-	12-15	-	12 (11-14)
Ventosa Ventral – C	41 ± 10 (31-62)	47-62	37-48	57 ± 8 (50-70)	30 (21-34)
Ventosa Ventral – L	43 ± 10 (34-62)	-	-	57 ± 8 (50-70)	30 (21-34)
Cauda – C	453 ± 14 (443-483)	430	380-435	483 ± 79 (360-600)	398 (306-448)
Cauda – L	38 ± 7 (33-55)	-	34-40	49 ± 9 (30-80)	42 (30-48)

5.4.1.1.4 Echinostomatidae gen. sp. 2

Sumário Taxonômico

Tipo cercariano: Equinocercária

Hospedeiro intermediário: *B. straminea*

Percentual de infecção local: 0,25% (2/799)

Ponto de Coleta: Rio Guaribas II (Picos)

Caracterização Morfológica

Cercaria: Baseado em espécimes fixados (n = 6). Cercária com corpo alongado 206 (203-211) X 104 (102-106). Cauda simples 319 (318-324) X 49 (49-53), sem membrana natatória e de comprimento maior que o corpo. Colar cefálico com 27 espinhos ao total. Ventosa oral subterminal 45 (44-48) X 46 (45-48). Faringe muscular 22 (20-26) X 14 (12-17), esôfago longo, bifurcando-se anteriormente à ventosa ventral. Cecos intestinais de difícil visualização e que alcançam a região posterior do corpo. Células cistogênicas em grande número e distribuídas pelo corpo. Ventosa ventral grande 49 (48-51) X 49 (49-52), arredondada e situada na região pós-equatorial. Presença de numerosas concreções circulares (>40) no interior dos ductos excretores principais (**Figura 21**). As medidas das cercárias identificados como Echinostomatidae gen. sp. 2 do presente estudo e de outras espécies similares são apresentadas nas **Tabela 9**.

Caracterização Molecular

Um fragmento da região ITS de 1228 pb foi obtido e incluído nas análises, sendo as mesmas baseadas em um alinhamento final de 995 pb. Foi construído um alinhamento com sequências disponíveis no GenBank de representantes da família Echinostomatidae, o qual foi utilizado nas análises filogenéticas. A árvore obtida mostrou que nosso isolado se encontra inserido próximo de um clado contendo membros do gênero *Drepanocephalus* sp. Dietz, 1909 (**Figura 25**). Divergências moleculares de 5,03-5,79% foram verificadas em relação aos isolados desse gênero. As espécies com maior similaridade nucleotídica foram *D. auritus* e *D. spathans* aqui caracterizadas, apresentando uma divergência de 5,03%. Valores de divergências

próximos a esses também foram observados para isolados do gênero *Rhopalias* (6,59% - 10,15%).

Análise Taxonômica Integrativa

Do ponto de vista morfológico, as larvas identificadas por esse estudo apresentam algumas semelhanças com indivíduos do gênero *Drepanocephalus* Dietz, 1910, como a presença de 27 espinhos no colar cefálico e a disposição de células cigogênicas em ambas regiões laterais do corpo cercariano. No entanto, observa-se maior número de concreções circulares nesses indivíduos (> 40) que nos representantes de *Drepanocephalus* sp., geralmente apresentam entre 20 a 30.



Figura 21. Echinostomatidae gen. sp. 2: Cercária emergida de *Biomphalaria straminea* coletada no Rio Guaribas, Picos, Piauí. Escala: a = 200 μ m.

Tabela 10. Comparações morfométricas entre cercárias identificadas como Echinostomatidae gen. sp. 2 do presente estudo e de outras cercárias do gênero *Drepanocephalus* encontradas no Brasil. Dados apresentados em micrômetros. C: Comprimento, L: Largura.

Espécie	Echinostomatidae gen. sp. 2	<i>Drepanocephalus auritus</i>	<i>Drepanocephalus sp.</i>
Hospedeiro	<i>Biomphalaria straminea</i>	<i>Biomphalaria straminea</i>	<i>Biomphalaria straminea</i>
Localidade	Brasil	Brasil	Brasil
Referência	Presente Estudo	Pinto et al., 2015	Pinto et al., 2015
Corpo – C	206 ± 3 (203-211)	339 ± 15 (314–362)	317 ± 10 (307–334)
Corpo – L	104 ± 1 (102-106)	171 ± 4 (164–177)	146 ± 8 (137–164)
Ventosa Oral – C	45 ± 1 (44-48)	42 ± 2 (37–45)	42 ± 1 (40–45)
Ventosa Oral – L	46 ± 1 (45-48)	39 ± 2 (35–43)	39 ± 2 (37–42)
Faringe – C	22 ± 2 (20-26)	25 ± 3 (20–30)	25 ± 2 (22–27)
Faringe – L	14 ± 1 (12-17)	16 ± 1 (15–17)	16 ± 1 (13–18)
Ventosa Ventral – C	49 ± 1 (48-51)	53 ± 3 (50–58)	52 ± 2 (48–58)
Ventosa Ventral – L	49 ± 1 (49-52)	58 ± 5 (47–67)	55 ± 3 (50–58)
Cauda – C	319 ± 2 (318-324)	539 ± 16 (512–573)	482 ± 7 (471–498)
Cauda – L	49 ± 1 (49-53)	53 ± 3 (48–60)	49 ± 2 (45–53)

5.4.1.1.5 Echinostomatidae gen. sp. 3

Sumário Taxonômico

Tipo cercariano: Equinocercária

Hospedeiro intermediário: *Stenophysa marmorata*

Percentual de infecção local: 5,26% (1/19)

Ponto de Coleta: Rio Guaribas II (Picos)

Caracterização Morfológica

Cercária: Baseado em espécimes fixados (n = 12). Cercária grande com corpo alongado 438 (414-487) X 245 (227-262). Larva com cauda simples 521 (505-535) X 40 (36-44), sem membrana natatória e afilada na extremidade. Colar cefálico contendo 37 espinhos. Ventosa oral subterminal 45 (42-48) X 46 (43-50). Faringe muscular 16 (14-17) X 16 (12-18). Esôfago longo e bifurcando-se em cecos que alcançam a extremidade posterior. Ventosa ventral na região pós equatorial 53 (41-57) X 55 (45-59). Algumas células cistogênicas dispostas na região lateral do corpo. Canais excretores principais contendo numerosas concreções circulares pequenas que se estendem até metade da ventosa ventral (**Figura 22**). As medidas das cercárias identificados como Echinostomatidae gen. sp. 3 do presente estudo e de outras espécies similares são apresentadas nas **Tabela 10**.

Caracterização Molecular

Um fragmento de 28S (1247 pb) foi obtido para a cercária identificada como Echinostomatidae gen. sp. 3. Foi montado um alinhamento com sequências disponíveis no Genbank de representantes da família Echinostomatidae, o qual foi utilizado nas análises filogenéticas. A árvore obtida revelou que nosso isolado não se agrupou com nenhum dos gêneros da família Echinostomatidae utilizados para comparação. As menores divergências nucleotídica foram observadas para Echinostomatidae sp. 1, com divergência de 3,57%, e Echinostomatidae sp. 2, com 3,83%. A espécie com maior proximidade foi Echinostomatidae sp. 4 aqui caracterizada, com quem se agrupou e apresentou uma divergência nucleotídica de 1,13%. Os isolados de Echinostomatidae sp. 1-2 são de equinostomatídeos que apresentam 33 espinhos no colar cefálico provenientes do Quênia (**Figura 24**).

Os resultados obtidos para o marcador molecular ITS, cujo fragmento gerado apresentou 965 pb, revelou um agrupamento com um isolado de Echinostomatidae sp., obtido na Austrália, no qual foi possível observar divergência nucleotídica de 2,88% e com *Euparyphium albuferensis*, com divergência de 3,52%. Valores de divergências próximos foram observados comparando com alguns isolados dos gêneros *Euparyphium* e *Echinostoma* (3,21 -3,55%) (**Figura 25**).

Análise Taxonômica Integrativa

A análise taxonômica para este isolado está apresentada juntamente com Echinostomatidae gen. sp. 4.



Figura 22. Echinostomatidae gen. sp. 3: Cercária emergida de *Stenophysa marmorata* coletada no Rio Guaribas, Picos, Piauí. Escala: a = 100 μ m.

5.4.1.1.6 Echinostomatidae gen. sp. 4

Sumário Taxonômico

Tipo cercariano: Equinocercária

Hospedeiro intermediário: *S. marmorata*

Percentual de infecção local: 12,5% (2/16)

Ponto de Coleta: Lagoa da Praça dos Orixás (Teresina-PI)

Caracterização Morfológica

Cercária: Baseado em espécimes fixados (n = 20). Cercária de corpo alongado e espinhoso 385 (369-414) X 201 (194-213). Ventosa oral grande subterminal 49 (42-54) X 46 (40-51). Colar cefálico contendo 37 espinhos, sendo 17 espinhos dorsais, 10 maiores angulares em cada lado do colar. Corpo pré-faríngeal localizado abaixo da ventosa oral contendo espinhos. Faringe alongada e muscular 22 (17-28) X 17 (13-21). Esôfago longo. Ventosa ventral esférica e localizada levemente na região pós-equatorial 48 (41-52) X 48 (42-53). Canais excretores principais com numerosas concreções circulares (> 50) com tamanhos menores próximos à faringe e maiores à medida que se aproximam da ventosa ventral. Cauda simples com membrana natatória na porção final, 403 (394-420) X 50 (45-54) (**Figura 23**). As medidas das cercárias identificados como Echinostomatidae gen. sp. 4 do presente estudo e de outras amostras de parasitos similares são apresentadas nas **Tabela 10**.

Caracterização Molecular

A análise da sequência 28S obtida para Echinostomatidae gen. sp. 4 derivou de amostras coletadas no município de Teresina e foi utilizada para montagem de um alinhamento final de 1081 pb. Na árvore filogenética construída foi possível observar um agrupamento com outro isolado deste estudo, mencionado anteriormente. Assim como em Echinostomatidae gen. sp. 3, os menores valores de divergência foram observados para isolados de Echinostomatidae sp. provenientes da África (5,14-5,84%) (**Figura 24**).

Em relação ao marcador mitocondrial *Nad-1*, não foi possível observar agrupamento com nenhum dos clados de Echinostomatidae, sendo que os valores de divergência observados ficaram todos acima de 20% (**Figura 26**).

Análise Taxonômica Integrativa

As larvas do presente estudo identificadas como Echinostomatidae gen. sp. 4 apresentam similaridade morfológica com Echinocercaria sp. XIV, encontrada infectando *B. straminea*, na Argentina (FERNÁNDEZ et al., 2014), *Echinostoma* sp. 2, encontrada em *B. tenagophila*, no Uruguai (MARTORELLI, 2003) e Echinostomatidae gen. sp. 3 (LÓPEZ-HERNÁNDEZ, 2022) por apresentarem 37 espinhos no colar cefálico, pela presença de espinhos no corpo pré-faringeal, com exceção desta última que não apresenta espinhos, e disposição da membrana natatória. No entanto, foi possível visualizar maior número de concreções circulares nos tubos principais do sistema excretor nesses exemplares do que em relação aos nossos. A cercária aqui caracterizada difere de outras do gênero *Echinostoma* pela presença de corpo pré-faringeal. Quando comparadas com Echinostomatidae gen. sp. 3, observa-se diferenças no número de espinhos, na ausência de corpo pré-faringeal e membrana natatória desse exemplar. Os resultados obtidos pelas análises moleculares sugerem que Echinostomatidae gen. sp. 4 pertence a um gênero que ainda não possui sequências genéticas disponíveis para comparação.

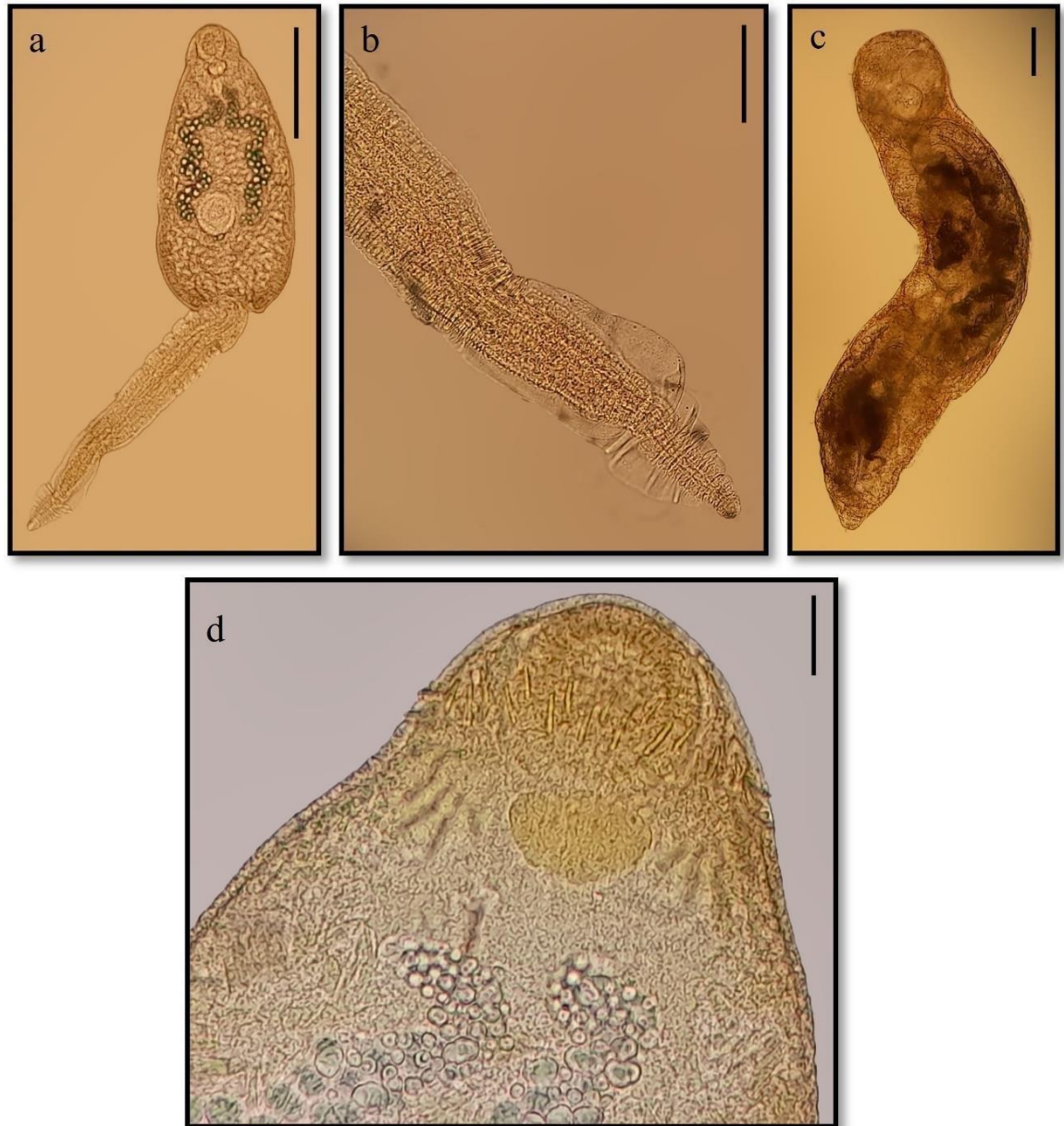


Figura 23. Echinostomatidae gen. sp. 4: (a) Cercária emergida de *Stenophysa marmorata* coletada na Lagoa da Praça dos Orixás, Teresina, Piauí. (b) Detalhe da cauda com presença de membrana natatória. (c) Rédia. (d) Detalhe do corpo cercariano evidenciando a ventosa oral, o colar cefálico armado com 37 espinhos e o corpo pré-faríngeo. Escalas: a = 200 μm , b = 50 μm , c = 10 μm , d = 50 μm .

Tabela 11. Comparações morfométricas entre formas larvais identificadas como Echinostomatidae gen. sp. 3 e Echinostomatidae gen. sp. 4 do presente estudo encontradas em *Stenophysa marmorata* e de cercárias morfológicamente semelhantes encontradas na América do Sul. Dados apresentados em micrômetros. C: Comprimento, L: Largura.

Espécies	Echinostomatidae gen. sp. 3	Echinostomatidae gen. sp. 4	Echinostoma sp. 2	Echinocercaria sp. XIV	Echinostomatidae gen. sp. 3
Hospedeiro	<i>Stenophysa marmorata</i>	<i>Stenophysa marmorata</i>	<i>B. tenagophila</i>	<i>B. straminea</i>	<i>B. straminea</i>
Localidade	Brasil	Brasil	Uruguai	Argentina	Brasil
Referência	Presente Estudo	Presente Estudo	Martorelli (2003)	Fernandez et al. (2014)	López-Hernández (2022)
Corpo – C	438 ± 25 (414-487)	385 ± 11 (369-414)	413 ± 31 (370-440)	310 ± 25 (270-366)	299 ± 11 (277-312)
Corpo – L	245 ± 14 (227-262)	201 ± 6 (194-213)	197 ± 5 (190-200)	187 ± 22 (138-222)	130 ± 7 (113-141)
Ventosa Oral – C	45 ± 2 (42-48)	49 ± 4 (42-54)	55 ± 4 (50-60)	41 ± 4 (34-46)	36 ± 1 (36-39)
Ventosa Oral – L	46 ± 3 (43-50)	46 ± 4 (40-51)	-	39 ± 5 (32-46)	36 ± 1 (36-39)
Faringe – C	16 ± 1 (14-17)	22 ± 3 (17-28)	-	21 ± 2 (18-23)	27 ± 0 (27)
Faringe – L	16 ± 2 (12-18)	17 ± 2 (13-21)	-	15 ± 2 (11-18)	8 ± 1 (7-9)
Ventosa Ventral – C	53 ± 5 (41-57)	48 ± 4 (41-52)	70 (60-80)	49 ± 5 (44-62)	53 ± 3 (46-57)
Ventosa Ventral – L	55 ± 4 (45-59)	48 ± 4 (42-53)	-	52 ± 6 (46-69)	53 ± 2 (50-55)
Cauda – C	521 ± 12 (505-535)	403 ± 8 (394-420)	337 ± 63 (250-400)	566 ± 37 (480-642)	587 ± 28 (539-645)
Cauda – L	40 ± 3 (36-44)	50 ± 3 (45-54)	46 ± 5 (59-49)	49 ± 5 (42-60)	46 ± 5 (36-64)

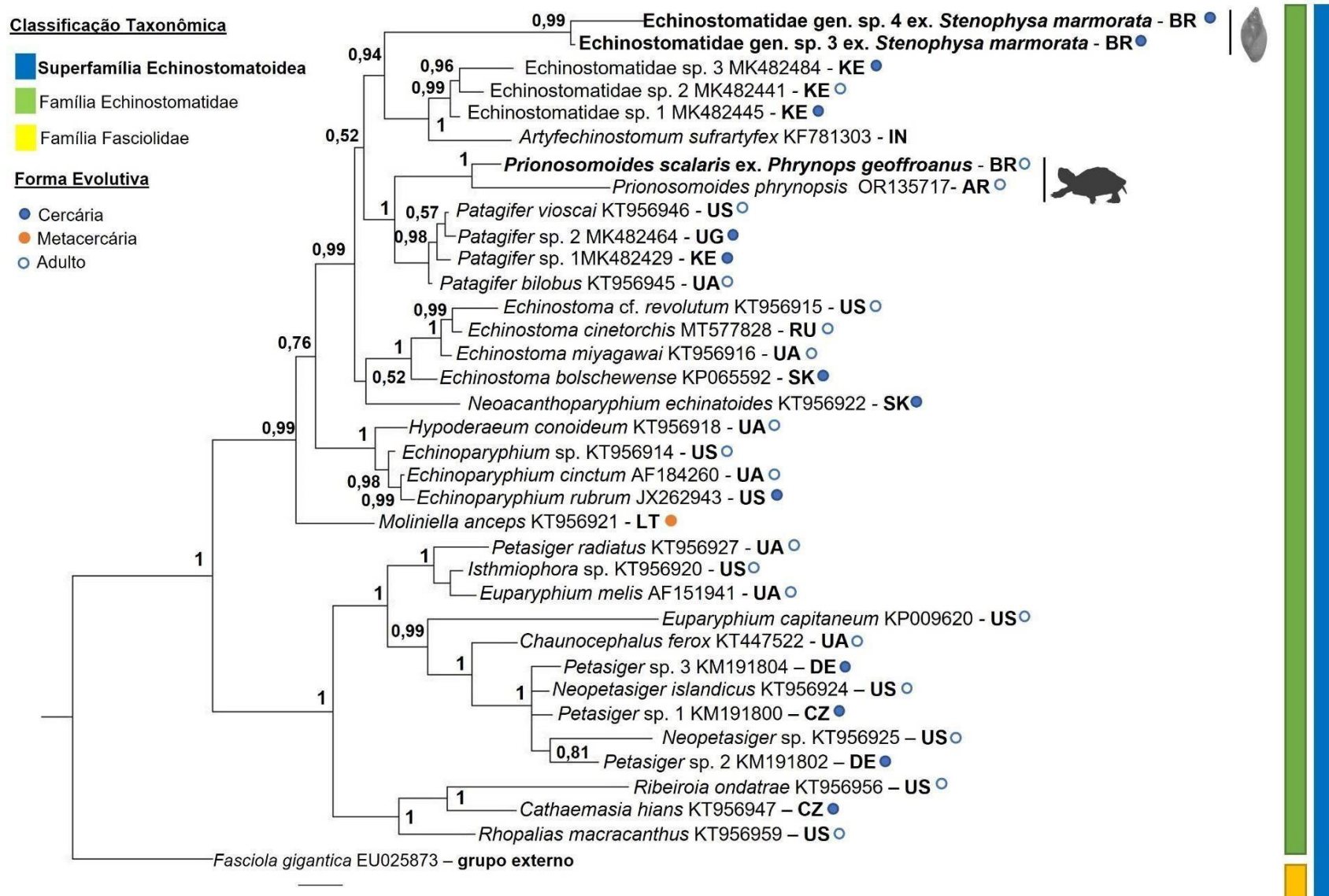


Figura 24. Relação filogenética baseada na análise de seqüências parciais do gene 28S de trematódeos identificados como *Prionosomoides scalaris* ex. *Phrynops geoffroanus*, Echinostomatidae gen. sp. 3 ex. *Stenophysa marmorata*, Echinostomatidae gen. sp. 4 ex. *Stenophysa marmorata*, (em negrito) e outras espécies de Echinostomatoidea com seqüências disponíveis para comparação no GenBank.

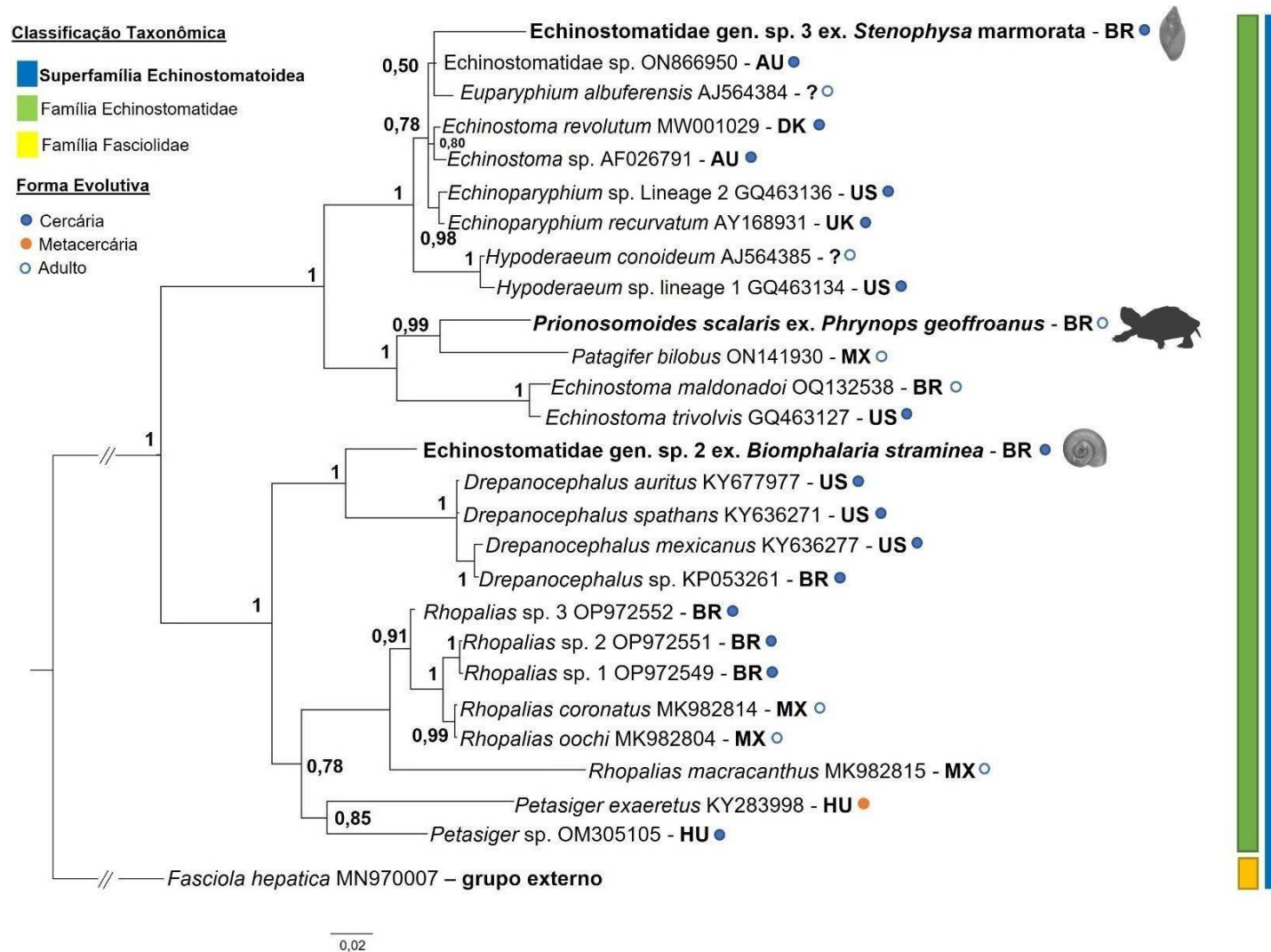


Figura 25. Relação filogenética baseada na análise de seqüências parciais do gene ITS de trematódeos identificados como *Prionosomoides scalaris* ex. *Phrynops geoffroanus*, Echinostomatidae gen. sp. 2 ex. *Biomphalaria straminea*, Echinostomatidae gen. sp. 3 ex. *Stenophysa marmorata* (em negrito) e outras espécies de Echinostomatoidea com seqüências disponíveis para comparação no GenBank.

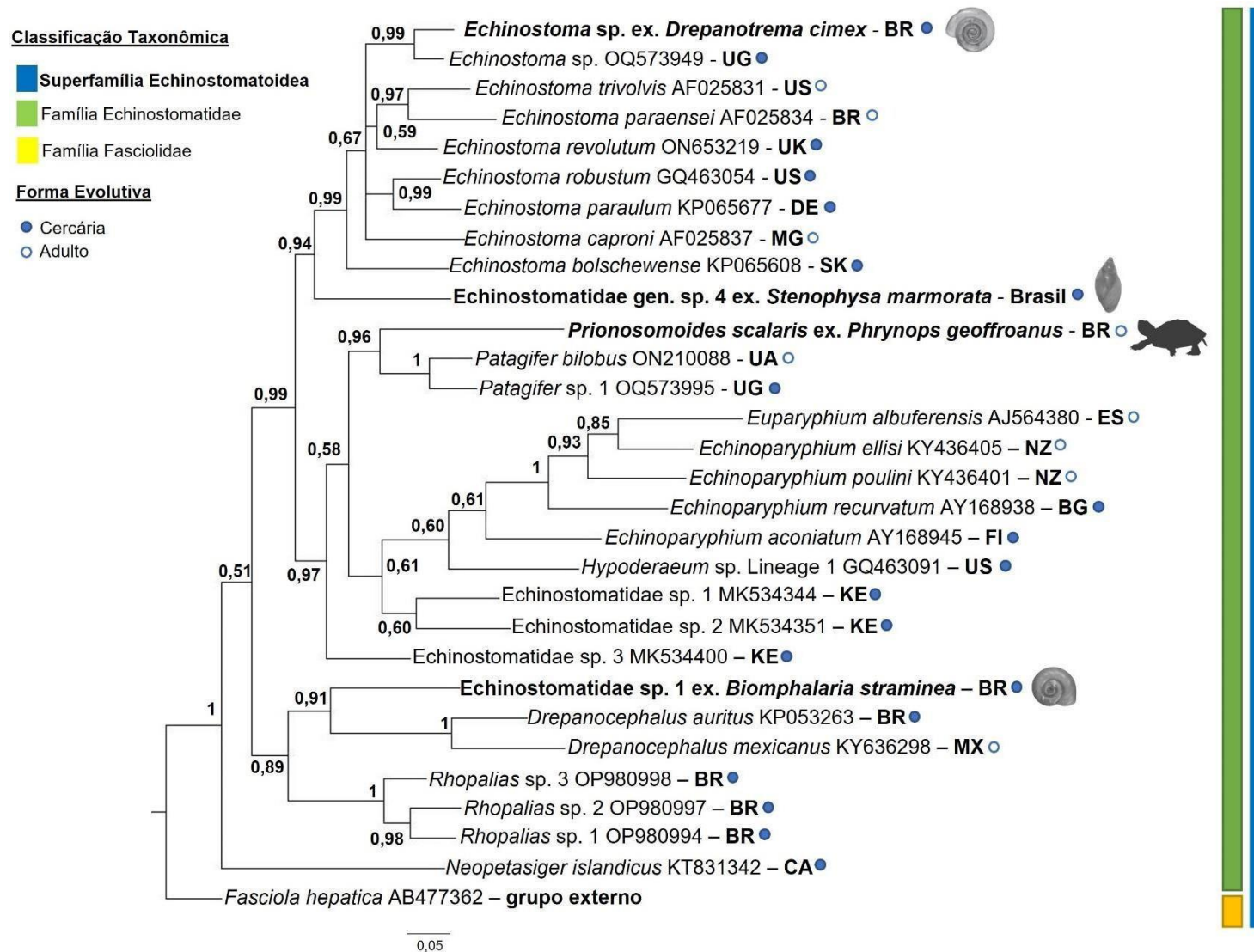


Figura 26. Relação filogenética baseada na análise de sequências parciais do gene *nad-1* de trematódeos identificados como *Prionosomoides scalaris* ex. *Phrynosops geoffroanus*, *Echinostoma* sp. ex. *Drepanotrema cimex*, Echinostomatidae gen. sp. 4 ex. *Stenophysa marmorata* (em negrito) e outras espécies de Echinostomatoidea com sequências disponíveis para comparação no GenBank.

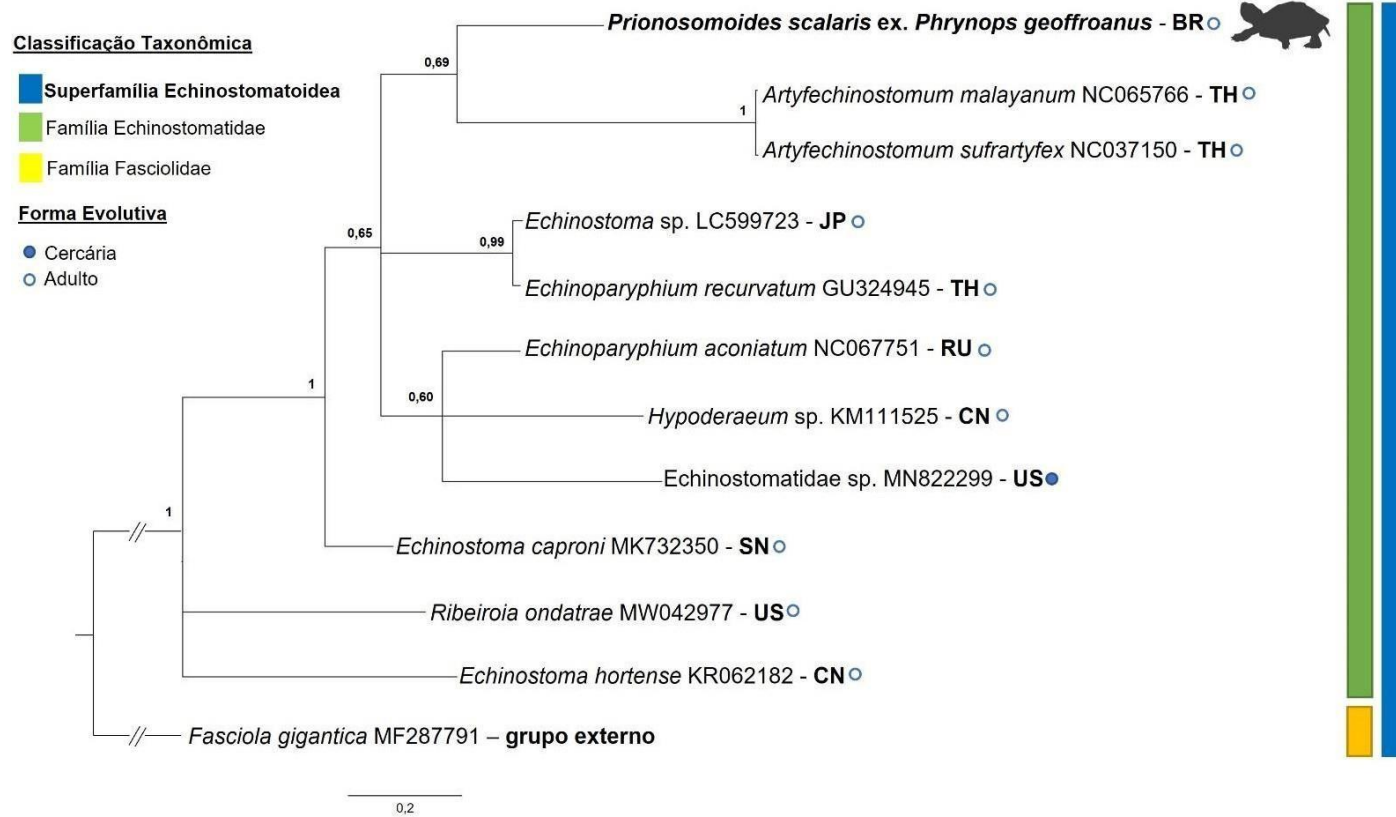


Figura 27. Relação filogenética baseada na análise de sequências parciais do gene *cox-1* de trematódeos identificados como *Prionosomoides scalaris* ex. *Phrynops geoffroanus* (em negrito) e outras espécies de Echinostomatoidea com sequências disponíveis para comparação no GenBank.

5.4.2 Superfamília Hemiuroidea Looss, 1899

5.4.2.1 Família Derogenidae Nicoll, 1910

5.4.2.1.1 *Halipegus* sp.

Sumário Taxonômico

Tipo cercariano: Cistófora

Hospedeiro intermediário: *B. straminea*

Percentual de infecção local: 0,58% (1/171)

Ponto de Coleta: Rio Corrente II (Pedro II-PI)

Caracterização Morfológica

Cercária: Cercária do tipo cistófora, corpo médio com superfície corporal lisa, sendo que todos os espécimes foram encontrados no estágio infeccioso cístico. Câmara caudal arredondada, com parede espessa com dupla membrana e que em alguns exemplares apresentava o corpo da cercária enrolado. Após a montagem, algumas larvas expuseram um tubo longo de liberação, característico desse tipo de cercária. A ligação entre corpo e apêndices é bastante frágil. Porém, mesmo com a presença do tubo não foi possível observar movimentação da cercária. Estruturas do corpo cercariano enrolado não foram possíveis de serem visualizadas. (**Figura 28**).

Caracterização Molecular

A análise com o marcador 28S resultou em um alinhamento final de 1126 pb. Foram utilizadas para comparação sequências de representantes da família Derogenidae disponíveis no GenBank, tendo como grupo externo a espécie *Robinia aurata*. A sequência obtida nesse estudo formou um clado isolado e bem suportado com Derogenidae sp., parasito recuperado de camaleão (*Chamaeleo dilepis*) na Carolina do Sul, EUA, associado a estes uma sequência de *Halipegus* sp., proveniente da China. A divergência nucleotídica entre nosso isolado e os demais mencionados foram de 1,39% e 1,36%, respectivamente, e entre eles a divergência foi de 0,64%. Esses dados revelam que, provavelmente, esses indivíduos tratam-se do gênero *Halipegus*. Valores de divergência em relação a outros indivíduos da família ficaram acima de 6% (**Figura 29**).

Análise Taxonômica Integrativa

Na América do Sul, cercárias do tipo cistófora já foram reportadas por Ruiz (1952) e Paraense (1992), ambas encontradas no Brasil, infectando moluscos do gênero *Biomphalaria* (*Australorbis*). A primeira foi descrita como *Cercaria hemiura* n. sp., provavelmente tratando-se da espécie *Halipegus dubius* Klein, 1905, segundo o autor, e a segunda, cujo espécimes adultos foram encontrados em sapos das espécies *Leptodactylus pentadactylus* (Laurenti, 1768) e *L. ocellatus* (Linnaeus, 1758), revelaram se tratar da mesma espécie. A análise morfológica entre essas larvas e as obtidas nesse estudo revela similaridade entre as formas císticas, principalmente por apresentarem o apêndice caudal mais curto que o cisto. Em outras espécies de *Halipegus* reportado ao redor do mundo existem algumas diferenças, como em *H. occidentalis* Safford, 1905, em que o apêndice caudal é proporcionalmente mais fino e tem tamanho similar ao cisto. Na espécie *H. eccentricus* Thomas, 1939, o apêndice é mais curto que o cisto (como em nosso exemplar), porém apresenta duas serpentinas em forma de fita, uma em cada lado do apêndice caudal. Já em *H. amherstensis* Rankin, 1944, não há apêndice caudal e o tubo de saída, que geralmente é dobrado dentro do cisto em outras espécies, fica na região externa. No entanto, estruturas internas não foram possíveis de serem visualizadas em nossos exemplares, pois os mesmos se encontravam no formato cístico.

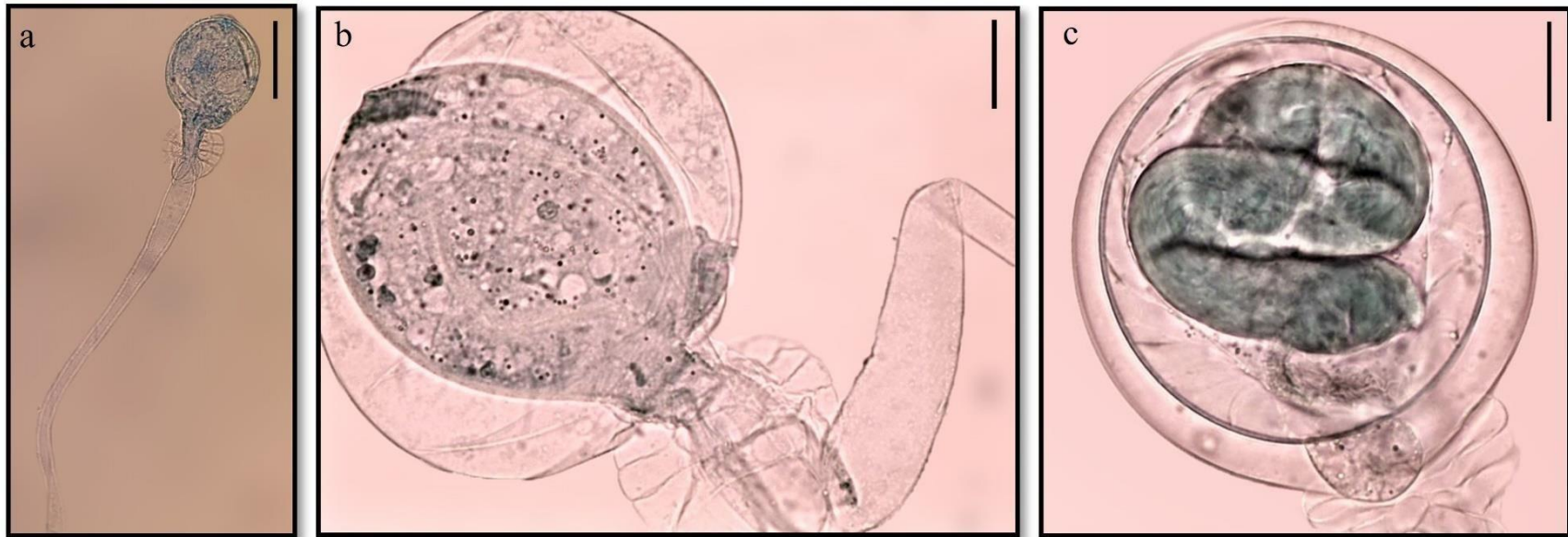


Figura 28. *Halipegus* sp.: (a) Cercária em formato cístico emergida de *Biomphalaria straminea* coletada no Rio Corrente II, Pedro II, Piauí. (b) Detalhe da câmara caudal sem o corpo cercariano e com tubo de liberação visível. (c) Detalhe da câmara caudal contendo o corpo cercariano enrolado. Escalas: a = 50 μ m, b = 100 μ m, c = 50 μ m.

5.4.3 Superfamília Diplostomoidea Poirier, 1886

5.4.3.1 Família Diplostomidae Poirier, 1886

5.4.3.1.1 Gênero *Posthodiplostomum* Dubois, 1936

5.4.3.1.1.1 *Posthodiplostomum* sp.

Sumário Taxonômico

Tipo cercariano: Estrigeocercária

Hospedeiro intermediário: *S. marmorata*

Percentual de infecção local: 2,68% (4/149)

Ponto de Coleta: Lagoa da Cabrinha (Teresina-PI)

Caracterização Morfológica

Cercária: Baseado em espécimes fixados (n = 20). Corpo alongado 153 (145-167) X 16 (14-23) com um par de pequenos ocelos na região equatorial do corpo. Órgão anterior ovalado com ausência de espinhos 18 (15-21) X 17 (14-22). Ventosa ventral pequena e rudimentar. Três pares de glândulas de penetração localizadas na região posterior. Tronco caudal curto 203 (139-225) X 12 (8-31). Furcas longas 167 (148-211) X 11 (8-18) e que ficam dispostas em um ângulo de 90° em relação ao tronco caudal quando a cercária está em posição de repouso (**Figura 30**). As medidas das cercárias identificados como *Posthodiplostomum* sp. do presente estudo e de outras amostras de parasitos similares são apresentadas nas **Tabela 11**.

Caracterização Molecular

Foi obtido uma sequência parcial do gene 28S (1225 pb), que foi utilizado para a construção de um alinhamento com representantes da subfamília Crassiphialinae Sudarikov, 1960, para realização de análises posteriores, tendo a espécie *Alaria marciana* (La Rue, 1917) como grupo externo. Na reconstrução filogenética, foi possível observar que o isolado avaliado se encontra inserido em um clado formado por membros do gênero *Posthodiplostomum*, com fortes valores de suporte. A divergência nucleotídica para isolados de *Posthodiplostomum* sp. e *Posthodiplostomum nanum* Dubois, 1937 foram de 0,34%, enquanto que para outras espécies do gênero ficaram entre 1,55%-4,88% (**Figura 31**). Na análise com o marcador *cox-1* foi possível observar a formação de um clado, com alto valor de

suporte, com *Posthodiplostomum* sp. Lineage I, proveniente de amostras de metacercárias do México. O valor de divergência entre esses isolados foi de 1,47%, confirmando que são amostras da mesma espécie. *Posthodiplostomum* sp. 23, proveniente dos Estados Unidos ficou próximo ao clado com divergência de 5,44%. Os valores comparados com outras espécies do gênero ficaram acima de 16% (**Figura 32**).

Análise Taxonômica Integrativa

As cercárias obtidas no presente estudo apresentam similaridade morfológica com as larvas descritas para o gênero *Posthodiplostomum* Dubois, 1936, especialmente pela presença de um par de ocelos na região anterior. Ostrowski de Nuñez, 1973, através de análise morfológica e de infecção experimental reportou pela primeira vez na América do Sul o ciclo biológico completo de *Posthodiplostomum nanum*, tendo como hospedeiro intermediário o molusco *Uncancylus concentricus*. Na Argentina, Rittosa *et al.* 2013 identificaram furcocercárias infectando o molusco *Anisancylus obliquus* (Broderip & Sowerby, 1832), que através de análise de infecção experimental, foi posteriormente identificada como *Posthodiplostomum* sp. Mais tarde, López-Hernández *et al.* (2019), através de um estudo com análises morfológica e molecular e infecção experimental, reportaram larvas de *P. nanum* em *Gundlachia ticaga* (Marcus & Marcus, 1962) no Brasil. Além da similaridade morfológica, os resultados moleculares obtidos sugerem que o isolado do presente estudo pertence ao gênero *Posthodiplostomum*.

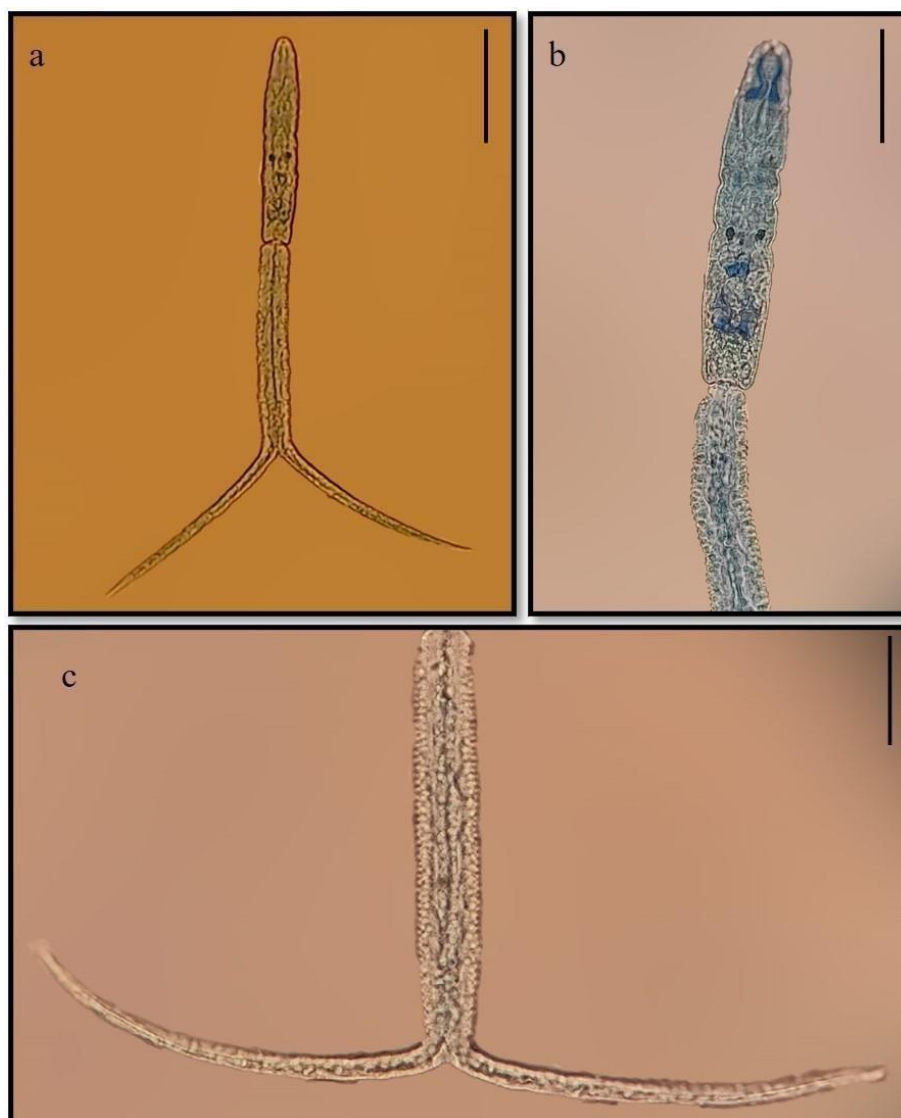


Figura 30. *Posthodiplostomum* sp.: (a) Cercária emergida de *Stenophysa marmorata* coletada na Lagoa da Cabrinha, Teresina, Piauí. (b) Detalhe do corpo cercariano evidenciando os dois ocelos pigmentados na região equatorial. (c) Disposição e tamanho das furcas em relação ao tronco caudal. Escalas: a = 100 μ m, b = 50 μ m, c = 50 μ m.

Tabela 12. Comparações morfométricas entre cercárias de *Posthodiplostomum* sp. apresentadas neste estudo e de outras espécies similares do gênero encontradas na América do Sul. Dados apresentados em micrômetros. C: Comprimento, L: Largura.

Espécie	<i>Posthodiplostomum</i> sp.	<i>Posthodiplostomum nanum</i>	<i>Posthodiplostomum</i> sp.	<i>Posthodiplostomum nanum</i>
Hospedeiro	<i>Stenophysa marmorata</i>	<i>Uncancylus concentricus</i>	<i>Anysancylus obliquus</i>	<i>Gundlachia ticaga</i>
Localidade	Brasil	Argentina	Argentina	Brasil
Referência	Presente Estudo	Ostrowski de Núñez, 1973	Rittosa et al., 2013	López-Hernández et al., 2018
Corpo – C	153 ± 7 (145-167)	148-190	219,8 (192-240)	155 ± 6 (144-164)
Corpo – L	16 ± 3 (14-23)	32	44,6 (38-58)	22 ± 2 (14-21)
Órgão anterior – C	18 ± 2 (15-21)	-	-	14 ± 2 (14-21)
Órgão anterior – L	17 ± 3 (14-22)	-	-	14 ± 2 (14-21)
Tronco caudal – C	203 ± 26 (139-225)	190-243	307,7 (221-365)	180 ± 29 (137-213)
Tronco caudal – L	12 ± 4 (8-31)	21	35,5 (19-48)	20 ± 8 (7-34)
Furcas – C	167 ± 19 (148-211)	190-212	244,8 (182-317)	184 ± 13 (144-206)
Furcas – L	11 ± 2 (8-18)	10	21,6 (10-29)	9 ± 5 (7-27)

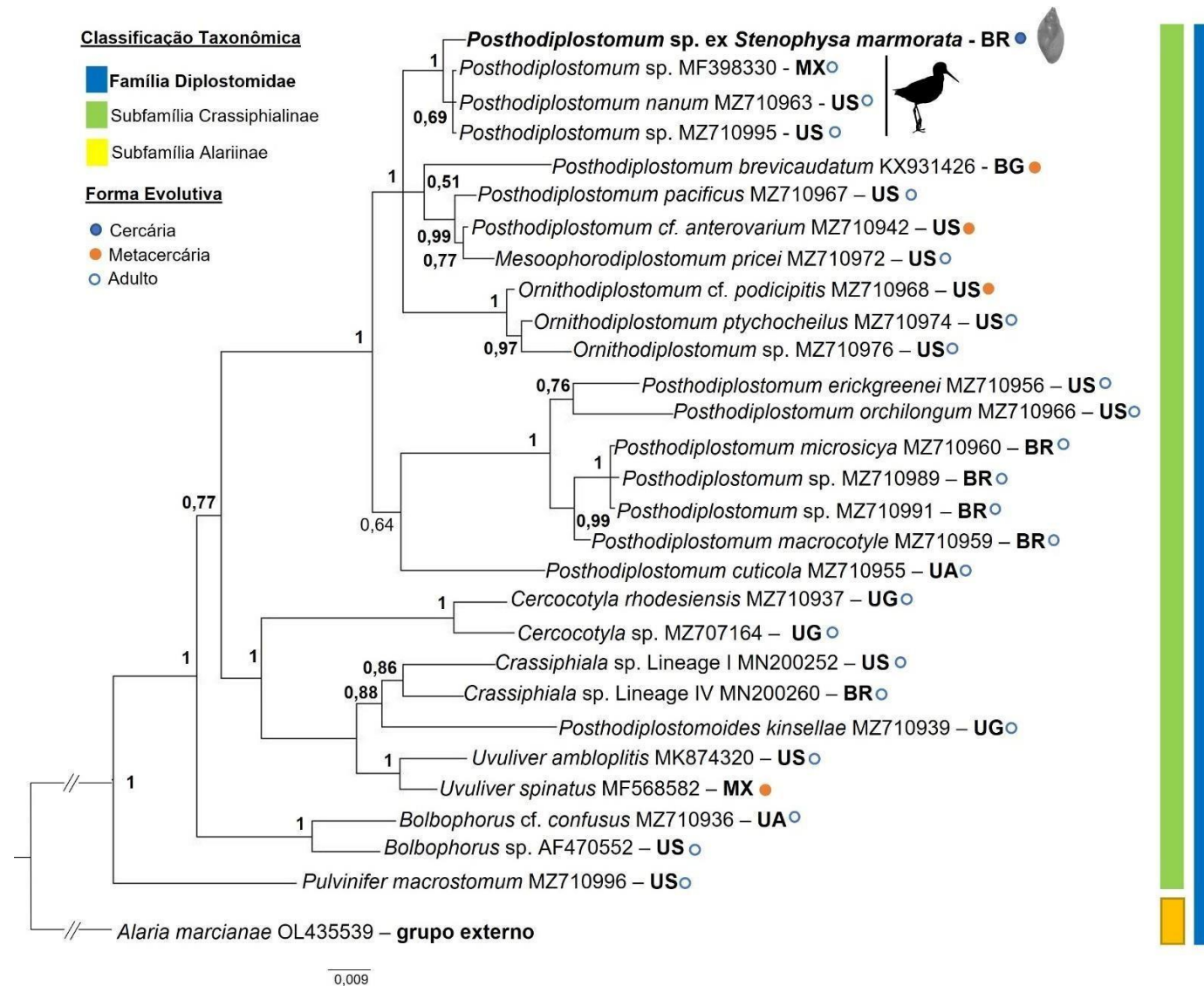


Figura 31. Relação filogenética baseada na análise de seqüências parciais do gene 28S de cercárias identificadas como *Posthodiplostomum sp. ex. Stenophysa marmorata* (em negrito) e outras espécies da subfamília Crassiphialinae com seqüências disponíveis para comparação no GenBank.

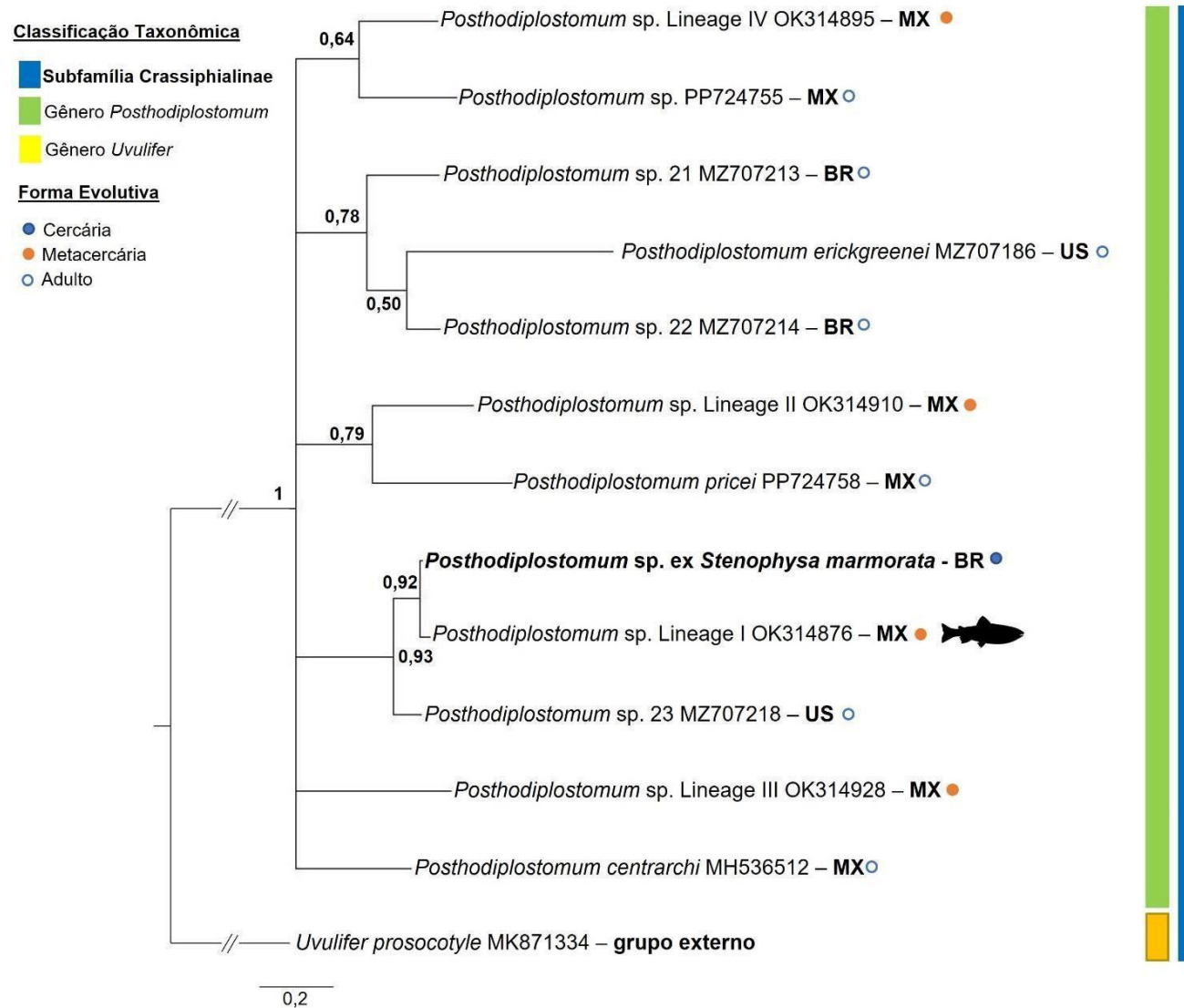


Figura 32. Relação filogenética baseada na análise de sequências parciais do gene *cox-1* de cercárias identificadas como *Posthodiplostomum* sp. ex. *Stenophysa marmorata* (em negrito) e outras espécies do gênero *Posthodiplostomum* com sequências disponíveis para comparação no GenBank.

5.4.4 Superfamília Schistosomatoidea Stilles & Hassall, 1898

5.4.4.1 Família Atamatamidae Bullard & Roberts, 2019

5.4.4.1.1 Atamatamidae gen. sp.

Sumário Taxonômico

Tipo cercariano: Distoma brevifurcada afaringeada

Hospedeiro intermediário: *B. straminea*

Percentual de infecção local: 6,56% (13/198) – Lagoa da Cabrinha (Teresina-PI); 6,3% (7/111) – Lagoa da Praça dos Orixás (Teresina-PI); 1,03% (2/194) – Rio Corrente I (Pedro II-PI); 1,68% (3/178) – Rio Corrente III (Pedro II-PI); 0,32% (1/309) – Rio Capivara I (Pedro II-PI); 3,84% (2/52) – Rio Capivara II (Pedro II-PI); 4,3% (1/23) – Lagoa do Carpino (Parnaíba-PI); 0,31% (2/636) – Rio Guaribas I (Picos-PI)

Ponto de Coleta: Diversos

Caracterização Morfológica

Cercária: Corpo cercariano alongado 229 (204-262) X 117 (95-127). Par de ocelos pequenos e pigmentados de formato esférico localizados na região anterior 12 (10-14) X 16 (14-18). Presença de cinco pares de glândulas de penetração na região posterior aos ocelos, apresentando canalículos direcionados para a extremidade do órgão anterior. Órgão anterior ovalado 61 (54-68) X 31 (27-37). Ventosa ventral na região pós-equatorial 19 (18-21) X 17 (15-24). Esôfago longo que se bifurca em pequenos cecos após a região dos ocelos. Ausência de faringe. Tronco caudal longo 546 (530-591) X 44 (36-51), possuindo microespinhos cobrindo o tegumento. Furcas curtas 252 (237-273) X 43 (40-48) com presença de membrana natatória contendo espinhos (**Figura 33**). As medidas das cercárias identificados como Atamatamidae gen. sp. do presente estudo e de outras amostras similares são apresentadas nas **Tabela 12**.

Caracterização Molecular

Na análise filogenética com o marcador molecular 28S, foi possível obter um alinhamento final de 1149 pb. Foram utilizadas para comparação sequências das famílias Baracktreematidae, Spirorchiidae, Atamatamidae, Hapalotrematidae, Carettacolidae e Schistosomatidae. A topologia da árvore gerada revelou que nossa

amostra se agrupou com membros da família Atamatamidae. A divergência nucleotídica com Atamatamidae sp. P08, proveniente do Brasil, foi de 0,28%, sendo, possivelmente, indivíduos da mesma espécie. Em relação à Atamatamidae sp. 1 e sp.2, amostras também coletadas no Brasil, a divergência foi de 2,66% e 2,77%, respectivamente. Quando comparado com nossa amostra, morfológicamente similar, porém obtida de *M. tuberculata*, a divergência foi de 4,21%, no entanto, quando comparada com a nossa amostra de *Pomacea* sp., mesmo tipo cercariano, o valor ficou acima de 21%, revelando tratar-se de indivíduos mais filogeneticamente distantes. Além disso, as divergências em relação às espécies *Atamatam amazoniensis* e *Paratamatam iquitosiensis* foram de 4,17% e 3,53%, sendo que o único representante da família cuja divergência apresentou-se mais alta foi com a espécie *Pitiutrema revelae*, com 9,94%. Por fim, o comparativo com membros de outras famílias de Schistosomatoidea revelou valores acima de 9% (**Figura 36**).

É importante mencionar que essa foi a única família, dentre as utilizadas para a construção dessa árvore, que os valores de divergência entre a maioria dos membros correspondentes ficaram abaixo de 5%. Quando comparados entre si, os indivíduos das demais famílias, na maioria absoluta das vezes ficaram com divergências acima de 10%, como em Hapalotrematidae, e em outros casos, foi possível observar indivíduos classificados na mesma família com divergências acima de 20%, como em Baracktrematidae.

Análise Taxonômica Integrativa

A análise taxonômica para este isolado está apresentada juntamente com *Atamatam* sp.

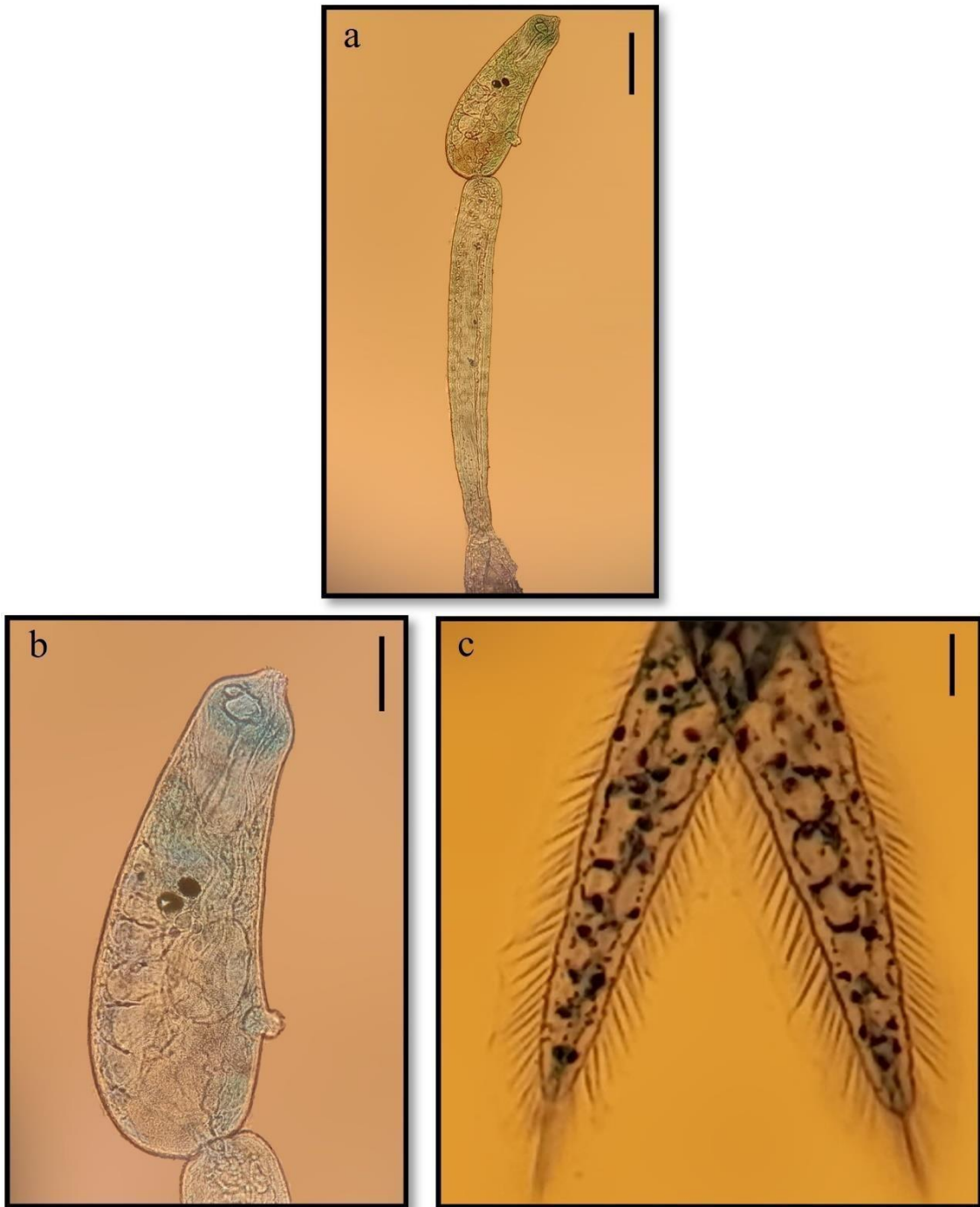


Figura 33. Atamatamidae gen. sp.: (a) Cercária emergida de *Biomphalaria straminea* coletada na Lagoa da Cabrinha, Teresina, Piauí. (b) Detalhe da região anterior. (c) Detalhe das furcas. Escalas: a = 100 μm , b, c = 50 μm .

5.4.4.1.2 Gênero *Atamatam* Bullard & Roberts, 2019

5.4.4.1.2.1 *Atamatam* sp.

Tipo cercariano: Distoma brevifurcada afaringeada

Hospedeiro intermediário: *Melanoides tuberculata*

Percentual de infecção local: 0,04% (1/2305)

Ponto de Coleta: Lagoa da Cabrinha (Teresina-PI)

Caracterização Morfológica

Cercária: Cercária de larva bifurcada. Corpo cercariano alongado 289 (264-314) X 114 (75-140). Um par de ocelos esféricos pigmentados de tamanho mediano 16 (15-17) X 15 (12-17). Órgão anterior alongado 110 (90-118) X 53 (37-60). Faringe ausente. Presença de seis pares de glândulas de penetração com presença de canalículo que se estende até a região anterior. Ventosa ventral localizada na região pós-equatorial 27 (21-36) X 25 (22-35). Tronco caudal longo 526 (412-658) X 39 (25-59), com tegumento coberto de microespinhos. Furcas curtas 284 (242-284) X 45 (40-45), com membranas natatórias com espinhos (**Figura 34**). As medidas das cercárias identificados como *Atamatam* sp. do presente estudo e de outras amostras similares são apresentadas nas **Tabela 12**.

Caracterização Molecular

Foi obtida uma sequência parcial do gene 28S (1161 pb), que foi utilizado para a construção de um alinhamento com representantes das seguintes famílias: Baracktreematidae, Spirorchiidae, Atamatamidae, Hapalotrematidae, Carettacolidae e Schistosomatidae. Na reconstrução filogenética, foi evidenciado que o parasito se encontra inserido em um clado bem suportado por membros do gênero *Atamatam*. A divergência genética com a espécie encontrada infectando quelônios no Peru, *Atamatam amazoniensis*, foi de 0,52%, enquanto que para o isolado de cercária obtido de *Biomphalaria occidentalis* no Brasil, Atamatamidae sp. 13, foi de 0,19%. Em relação a outras amostras da família, as divergências foram de 2,95% para Atamatamidae sp. 1 e 3,06% para Atamatamidae sp. 2, enquanto que para a espécie *Paratamatam iquitosiensis* foi de 3,23%. O comparativo com nosso isolado obtido de *B. straminea* foi de 4,21% e a maior divergência verificada comparando com espécies

da família foi de 9,77% com *Pitiutrema revelae*. Filogeneticamente, a próxima família com menores valores de divergência em relação ao nosso exemplar foi Hapalotrematidae, cujos valores variaram entre 10% e 12% (**Figura 36**).

Análise Taxonômica Integrativa

A presença de furcas menores que o tronco caudal, membrana natatória com espinhos e ausência de faringe revelou que nosso exemplar se tratava do tipo cercariano *Distoma brevifurcada* afaringeada. Anteriormente, os indivíduos desse grupo agrupavam-se em duas principais famílias: Schistosomatidae e Spirorchiidae, sendo esta última formada por representantes que unicamente infectam o sangue de quelônios. No entanto, Bullard & Dutton (2022) propuseram a criação de novas famílias a partir de uma revisão taxonômica dos representantes de Spirorchiidae. Para tanto, foram criadas as famílias Baracktreematidae, Plattidae e Atamatamidae com base nas análises morfológicas e filogenéticas de diferentes espécies.

As cercárias aqui identificadas como Atamatamidae gen. sp. e *Atamatam* sp. apresentam semelhanças morfológicas com Atamatamidae sp. 1 e Atamatamidae sp. 2, anteriormente identificada como Spirorchiidae sp.1 e Spirorchiidae sp. 2, respectivamente, encontradas no Brasil (PINTO et al., 2015), sendo possível a confirmação a partir das análises moleculares. Semelhanças puderam ser observadas também com outras amostras do Brasil, como Atamatamidae sp. 08, previamente identificada como membro de Spirorchiidae (CHICHETTO et al., 2021). Em relação aos parasitos obtidos nesse estudo, ambos apresentam grandes similaridades morfológicas, sendo que a diferença que pode ser observada é que Atamatamidae gen. sp. apresenta cinco pares de glândulas de penetração, enquanto que *Atamatam* sp. apresenta seis pares da mesma estrutura.

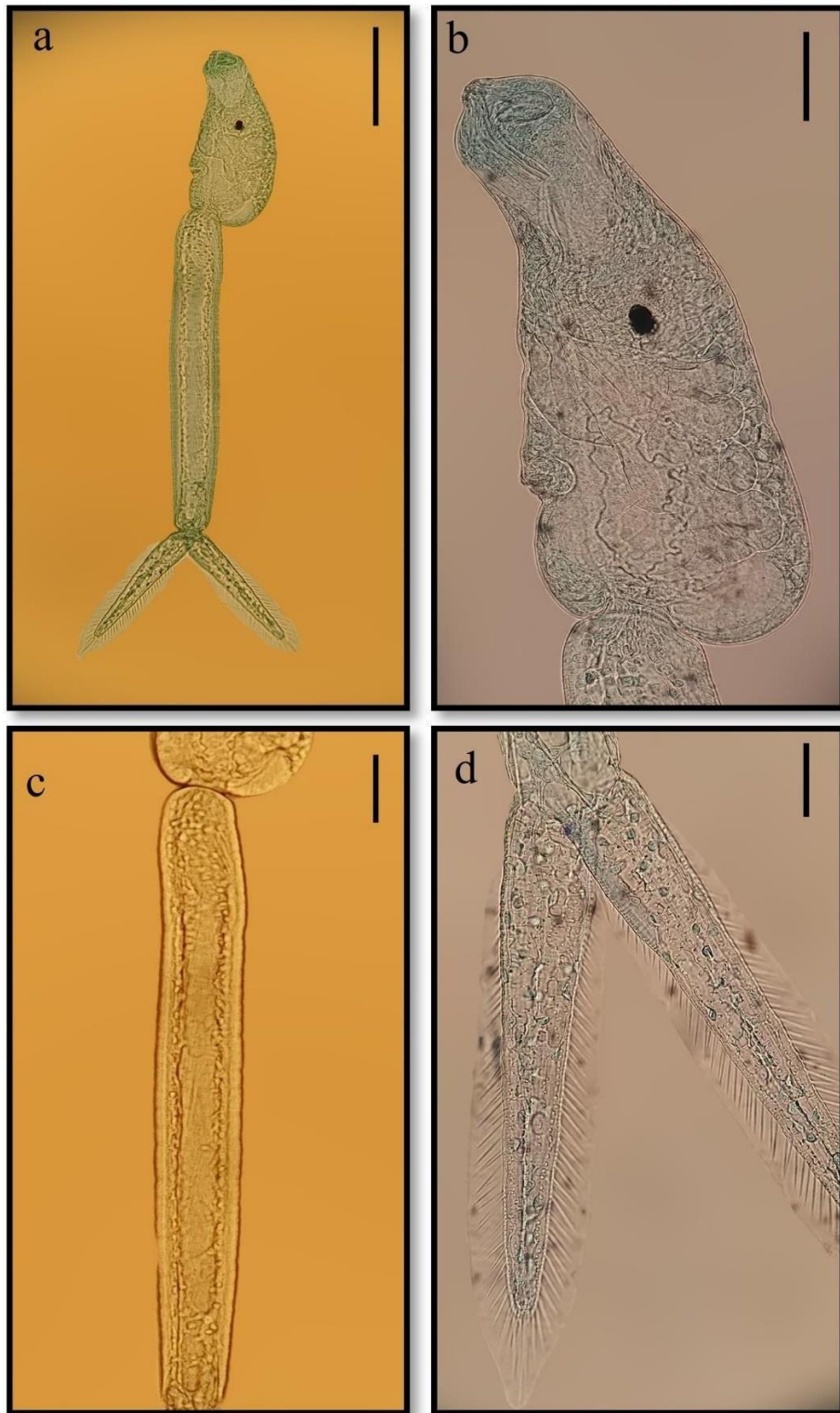


Figura 34. *Atamatam* sp.: (a) Cercária emergida de *Melanoides tuberculata* coletada na Lagoa da Cabrinha, Teresina, Piauí. (b) Detalhe da região anterior. (c) Detalhe do tronco caudal. (d) Furcas com membrana natatória com espinhos. Escalas: a = 100 μ m, b, c, d = 50 μ m.

Tabela 13. Comparações morfométricas entre cercárias da família Atamantidae encontradas neste estudo e de outras espécies similares da mesma família reportadas no Brasil. Dados apresentados em micrômetros. C: Comprimento, L: Largura.

Espécie	Atamantidae gen. sp.	Atamant sp.	Atamantidae sp. 1	Atamantidae sp. 2	Atamantidae sp. "ingá "
Hospedeiro	<i>Biomphalaria straminea</i>	<i>Melanoides tuberculata</i>	<i>Biomphalaria</i> spp.	<i>B. glabrata</i>	<i>B. occidentalis</i>
Localidade	Brasil	Brasil	Brasil	Brasil	Brasil
Referência	Presente Estudo	Presente Estudo	Pinto et al., 2015	Pinto et al., 2015	Chicheto et al., 2021
Corpo – C	229 ± 19 (204-262)	289 ± 17 (264-314)	230 ± 16 (205-259)	326 ± 31 (273-375)	260 (158-326)
Corpo – L	117 ± 7 (95-127)	114 ± 21 (75-140)	91 ± 7 (81-109)	97 ± 22 (75-143)	79 (42-112)
Órgão anterior – C	61 ± 5 (54-68)	110 ± 9 (90-118)	81 ± 5 (68-86)	106 ± 4 (94-120)	87 (56-112)
Órgão anterior – L	31 ± 4 (27-37)	53 ± 5 (37-60)	53 ± 4 (43-58)	52 ± 4 (46-62)	48 (27-64)
Ocelos – C	12 ± 1 (10-14)	16 ± 1 (15-17)	-	-	-
Ocelos – L	16 ± 1 (14-18)	15 ± 2 (12-17)	-	-	-
Ventosa Ventral – C	19 ± 1 (18-21)	27 ± 4 (21-36)	27 ± 2 (24-29)	25 ± 2 (21-29)	34 (24-46)
Ventosa Ventral – L	17 ± 2 (15-24)	25 ± 3 (22-35)	28 ± 3 (26-34)	26 ± 2 (22-33)	19 (14-27)
Tronco Caudal – C	546 ± 20 (530-591)	526 ± 77 (412-658)	695 ± 17 (655-717)	784 ± 43 (683-853)	554 (414-661)
Tronco Caudal – L	44 ± 5 (36-51)	39 ± 9 (25-59)	64 ± 7 (46-72)	63 ± 6 (53-79)	52 (27-74)
Furcas – C	252 ± 12 (237-273)	284 ± 22 (242-359)	255 ± 16 (225-287)	316 ± 15 (280-341)	177 (107-234)
Furcas – L	43 ± 2 (40-48)	45 ± 3 (40-45)	45 ± 6 (36-53)	43 ± 5 (29-51)	29 (18-41)
Nº de glândulas de penetração	5	6	6	6	-

5.4.4.2 Família Baracktreematidae Bullard & Dutton, 2022

5.4.4.2.1 Baracktreematidae sp.

Tipo cercariano: Distoma brevifurcada afaringeada

Hospedeiro intermediário: *Pomacea* sp.

Percentual de infecção local: 4,07% (9/221) – Lagoa da Cabrinha (Teresina-PI);
3,44% (3/87) – Lagoa do Bebedouro (Parnaíba-PI)

Ponto de Coleta: Lagoa da Cabrinha (Teresina-PI) e Lagoa do Bebedouro (Parnaíba-PI)

Caracterização Morfológica

Cercária: Corpo cercariano grande e alongado 280 (252-309) X 113 (104-124). Um par de ocelos pigmentados na região anterior, relativamente grandes, em forma de bastonete com a largura maior do que o comprimento 15 (12-17) X 22 (17-25). Órgão de penetração com forma oval 98 (86-104) X 58 (51-63). Ausência de faringe. Ventosa ventral grande na região posterior do corpo 23 (22-26) X 23 (20-25). Cinco pares de glândulas de penetração, com canalículos direcionados para a parte anterior. Não foi possível a visualização de cecos intestinais. Tronco caudal longo 384 (299-414) X 55 (38-49). Cauda do tipo bifurcada. Furcas curtas apresentando membranas natatórias pregueadas em toda a sua extensão 124 (99-171) X 45 (40-49). As cercárias emergem após a fotoestimulação e são formadas por esporocistos (**Figura 35**). As medidas das cercárias identificados como Baracktreematidae sp. do presente estudo e de outras amostras de parasitos similares são apresentadas nas **Tabela 13**.

Caracterização Molecular

A análise com o marcador 28S (**Figura 36**) resultou em um alinhamento final de 1077 pb. Foram utilizadas para comparação sequências de diferentes famílias de Schistosomatoidea. A espécie em estudo agrupou com Baracktreematidae sp. 3, em um clado bem suportado, sendo a divergência nucleotídica com esse isolado de 0,42%. Os valores em relação aos outros membros da família ficaram acima de 15%, confirmando a possibilidade desses exemplares tratar-se de um gênero diferente dos demais. Na análise com o marcador mitocondrial *cox-1*, foi possível obter uma sequência com alinhamento final de 867 pb (**Figura 37**). Para a construção dessa

árvores foram utilizadas para a comparação de sequências das famílias Baracktreematidae, Atamatiidae, Hapalotrematidae e Schistosomatidae que estavam disponíveis no GenBank. Nosso isolado ficou isolado em um clado com representantes da família Baracktreematidae, cujas divergências ficaram acima de 20% com os representantes da família e acima de 30% com representantes de outras famílias.

Análise Taxonômica

Por apresentar furcas menores que o tronco caudal, presença de ocelos e membranas natatórias nas furcas e ausência de faringe, esta cercária foi preliminarmente identificada como sendo *Distoma brevifurcata* afaringeada, sendo que através dos dados moleculares podemos confirmar tratar-se da família Baracktreematidae. A morfologia da cercária obtida nesse estudo assemelha-se com Baracktreematidae, preliminarmente identificada como *Spirochiidae* sp. 3 encontrada em *Pomacea* sp., em Minas Gerais, Brasil (PINTO *et al.*, 2015) onde somado aos dados moleculares acreditamos tratar-se da mesma espécie. Outra semelhança na morfologia foi possível observar com *Cercária II* obtida de *Pomacea canaliculata* (Lamarck, 1804) na Argentina (Ostrowski de Núñez, 1978), sendo este exemplar identificado inicialmente como pertencente à família Schistosomatidae.

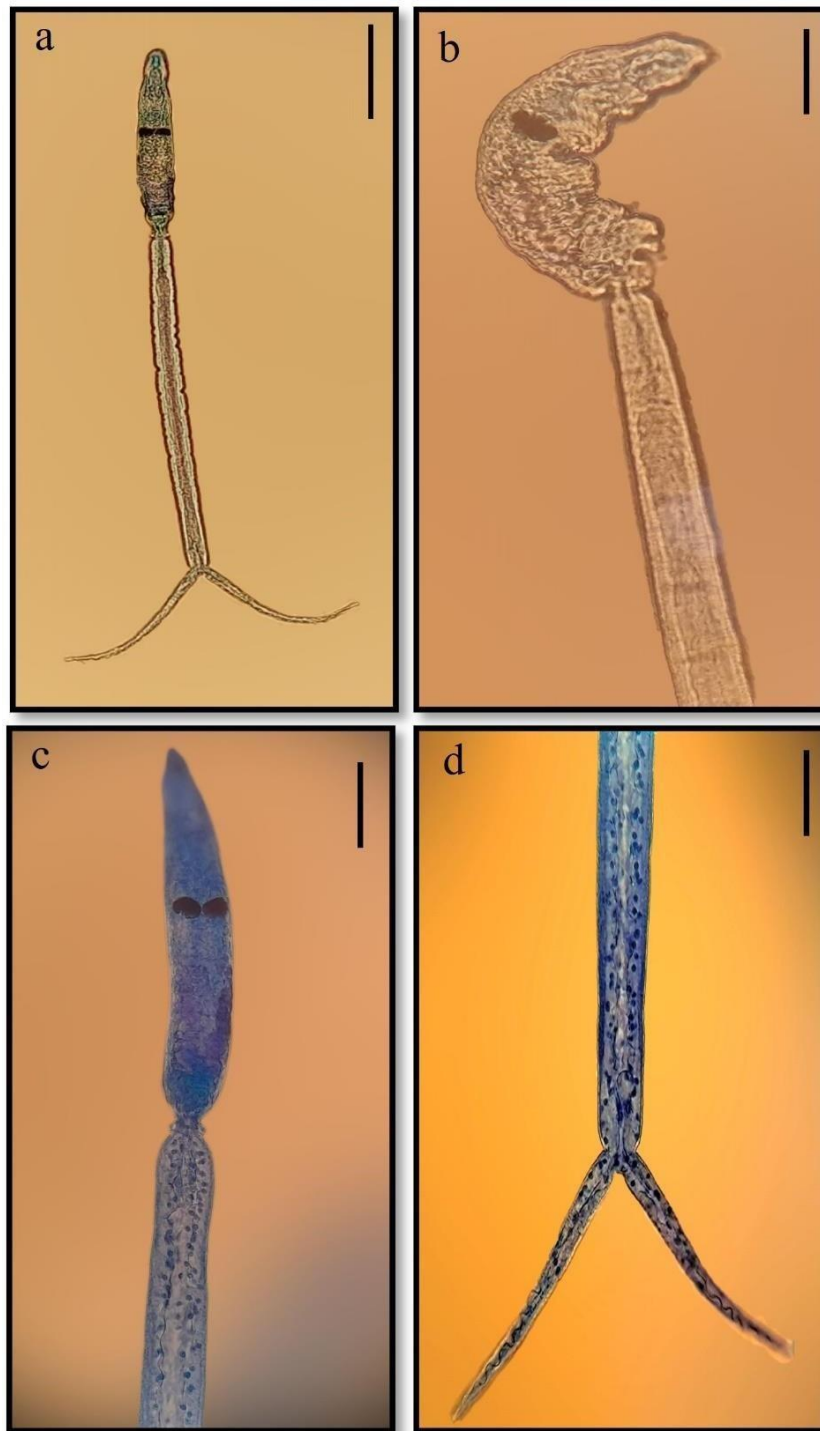


Figura 35. Baracktreematidae gen. sp.: (a) Cercária emergida de *Pomacea* sp. coletada na Lagoa da Cabrinha, Teresina, Piauí. (b) Visão lateral da região anterior. (c) Detalhe da região anterior evidenciando os ocelos em forma de bastonete (d) Tronco caudal e furcas com membrana natatória pregueada. Escalas: a = 100 μ m, b, c, d = 50 μ m.

Tabela 14. Comparações morfométricas entre cercárias da família Baracktremitidae encontradas neste estudo e de outras espécies similares da mesma família reportadas na América do Sul. Dados apresentados em micrômetros. C: Comprimento, L: Largura.

Espécie	Baracktremitidae sp.	Cercaria II	Baracktremitidae sp. 3
Hospedeiro	<i>Pomacea</i> sp.	<i>Pomacea canaliculata</i>	<i>Pomacea</i> sp.
Localidade	Brasil	Argentina	Brasil
Referência	Presente Estudo	Ostrowski de Núñez, 1978	Pinto et al., 2015
Corpo – C	280 ± 19 (252-309)	233–265	230 ± 16 (205–253)
Corpo – L	113 ± 7 (104-124)	31–42	41 ± 4 (36–50)
Órgão Anterior – C	98 ± 6 (86-104)	-	35 ± 6 (26–46)
Órgão Anterior – L	58 ± 4 (51-63)	-	25 ± 3 (14–22)
Ocelos – C	15 ± 2 (12-17)	-	-
Ocelos – L	22 ± 1 (17-25)	-	-
Ventosa Ventral – C	23 ± 1 (22-26)	18-21	20 ± 2 (14–22)
Ventosa Ventral – L	23 ± 2 (20-25)	-	19 ± 2 (15–22)
Tronco Caudal – C	384 ± 25 (299-414)	360–381	378 ± 22 (334–410)
Tronco Caudal – L	55 ± 1 (38-49)	31–42	29 ± 3 (22–34)
Furcas – C	124 ± 15 (99-171)	106–148	150 ± 8 (137–171)
Furcas – L	45 ± 3 (40-49)	10–21	15 ± 2 (10–19)

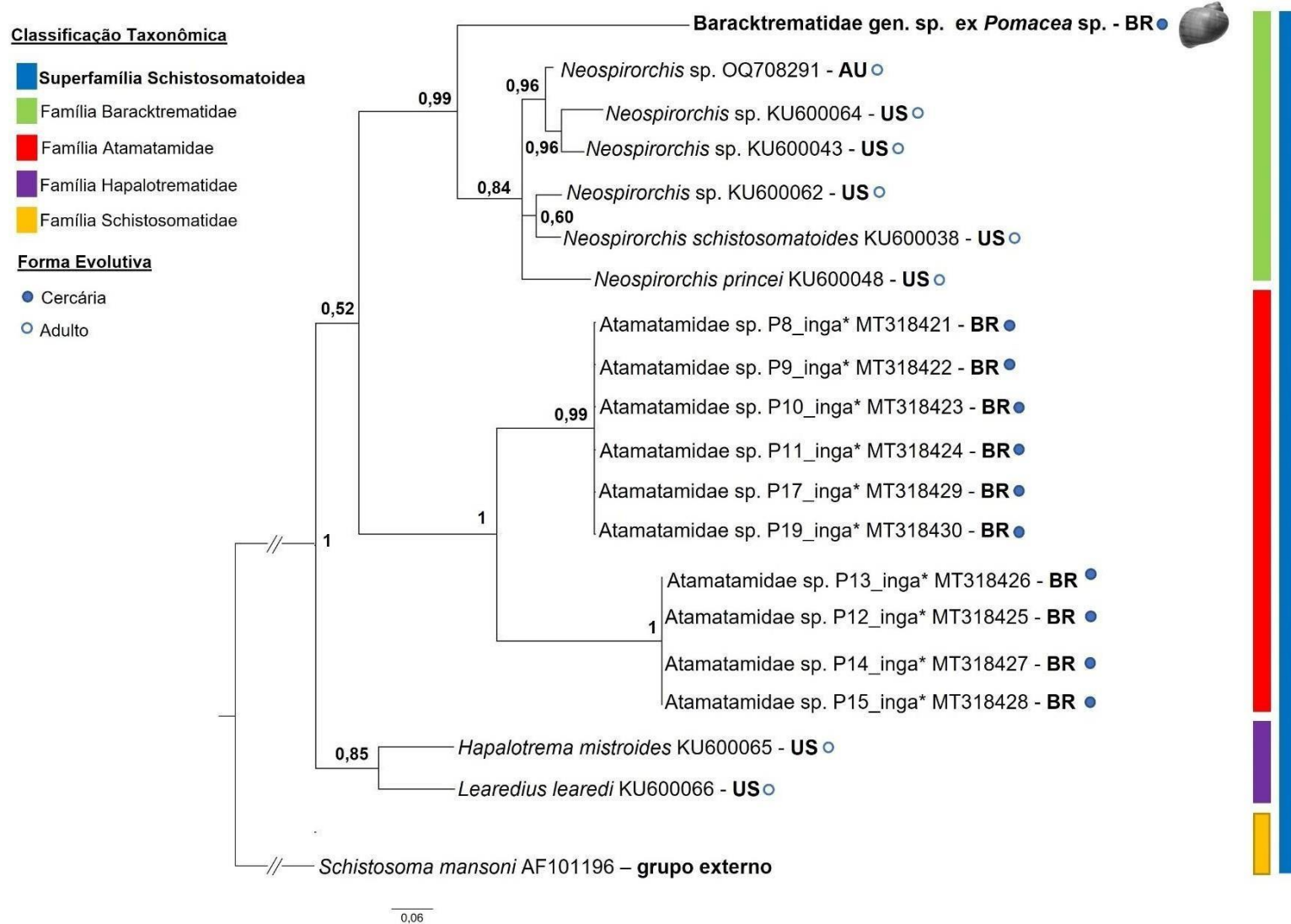


Figura 37. Relação filogenética baseada na análise de sequências parciais do gene *cox-1* de cercária identificada como *Baracktrematidae* gen. sp. ex *Pomacea* sp. (em negrito) e outras espécies de Schistosomatoidea com sequências disponíveis para comparação no GenBank. (*) Asteriscos sinalizam espécies de água doce.

6 DISCUSSÃO

Um dos principais objetivos da pesquisa em taxonomia é a descoberta e delimitação de espécies, o que é essencial para a pesquisa da biodiversidade. Desenvolvimentos recentes sobre o conceito de espécie e as diferentes formas de interpretação de dados utilizados para delimitá-las, possuem implicações profundas para a pesquisa em taxonomia integrativa que ainda não foram completamente elucidadas. Esse tipo de abordagem tem grandes implicações para as várias formas de tentar compreender e gerenciar a crise da biodiversidade. Nesse sentido, o conhecimento da fauna parasitária que afeta os mais diferentes tipos de animais é essencial para atenuar essa crise, possibilitando a compreensão de diferentes tipos de relações que possam estar envolvida entre esses organismos (YEATES et al., 2011).

Dentre os representantes dessa fauna parasitária encontram-se os trematódeos digeneicos, que possuem uma grande complexidade em relação aos seus ciclos de vida, intercalando entre diversas formas evolutivas e uma vasta variedade de hospedeiros (ALVES & LUQUE, 2024). Ao longo do tempo, avanços nos estudos de taxonomia têm sido realizados para expandir o conhecimento a cerca dessas espécies, desde estudos tradicionais à introdução de elementos da biologia molecular que tem permitido compreender cada vez mais diversos aspectos relacionados a grupo de parasito.

No Brasil, embora mais de 880 espécies de trematódeos já foram reportadas infectando uma grande variedade de hospedeiros vertebrados, o conhecimento sobre os moluscos transmissores desses parasitos é escasso. anfíbios e répteis, necessitando assim de mais estudos que concentrem na identificação das mesmas e elucidar seus respectivos ciclos biológicos. Ademais, existe grande barreiras que dificultam o conhecimento na identificação dessas espécies principalmente porque a taxonomia desses parasitos é baseada quase que totalmente nos indivíduos adultos e uma parte considerável destes não possuem formas larvais associadas e sequências genéticas disponíveis para comparação. Assim, diversas espécies ainda não possuem seu ciclo de vida elucidado, sem informações sobre hospedeiros intermediários e morfologia dos estágios larvais (PINTO, 2023). Nesse sentido, o presente estudo fornece informações primordiais sobre aspectos biológicos de

algumas espécies de trematódeos que ocorrem no país, sendo algumas dessas interações ainda desconhecidas na literatura.

No ciclo biológico dos trematódeos digeneicos, os moluscos límnicos assumem grande protagonismo, tendo em vista que esses animais atuam como hospedeiros intermediários obrigatórios desses parasitos (LOCKYER et al., 2011). No Filo Mollusca, duas classes possuem importância no ciclo desses parasitos, Bivalvia e Gastropoda. Esses animais podem interagir de diversas formas com o ambiente e outros seres vivos, atuando principalmente como predadores, comensais e filtradores (POMBO, 2016). Além disso, eles podem ser encontrados em diversos tipos de ambientes de água doce, como rios, lagoas, lagos, açudes e valas de irrigação, onde podem completar o ciclo de várias espécies de parasitos, incluindo trematódeos (COLLEY et al., 2012).

Com relação à abundância dos moluscos coletados, *M. tuberculata* foi a espécie mais abundante no total e em cinco dos 16 pontos de coleta do estudo. Esses indivíduos, nativos dos continentes africano e asiático, representam uma das espécies de moluscos gastrópodes invasores mais bem distribuída no país, possuindo ampla capacidade de habitar ambientes naturais e artificiais, como rios, pântanos, lagos, lagoas, canais de irrigação, represas e outros tipos de reservatórios (SALWIYAH, 2022), além da sua capacidade de reprodução partenogenética, mantendo altas taxas populacionais por longos períodos de tempo, alta capacidade migratória e de fácil adaptação (MOLOZZI et al., 2011). Coelho et al. (2018) através de um levantamento bibliográfico e análise de coleções depositadas em museus, constataram que a presença desse molusco é mais comum nas regiões nordeste e sudeste do Brasil, com registro também em todas as outras regiões.

No semiárido brasileiro, Santos e Eskinazi-Sant'Anna (2008) relataram populações de *M. tuberculata* que foram capazes de atingir densidades extremamente altas, com valores acima de 10.000 ind.m⁻². Além disso, a associação do molusco com macrófitas aquáticas típicas da região tem sido apontado como um dos fatores que favorecem sua distribuição em várias localidades do semiárido (THOMAZ et al., 2008). A capacidade de adaptação dessa espécie a condições extremas de temperatura, salinidade e dissecação, comuns nessa região do Brasil, o permite aumentar suas áreas de ocorrência ao passo que ocorre declínio de outras espécies que não possuem tal adaptação (SILVA et al., 2019). Por fim, *M. tuberculata* consegue,

durante os meses de estiagem, sobreviver pequenos e grandes reservatórios de água que são criados para abastecer as populações locais que vivem no semiárido (SILVA et al., 2019).

A espécie *B. straminea* foi a segunda mais abundante no total, porém, foi a espécie que apresentou maior abundância em quantidade de pontos de coleta, especialmente no município de Pedro II. Habib et al., (2021) mencionam a temperatura como um fator abiótico e a disponibilidade de alimento, substrato físico e a ausência de predadores naturais como os principais fatores bióticos relacionados à sobrevivência e dispersão de espécies desse gênero em regiões tropicais. Leal et al. (2021), em um estudo de revisão coletaram dados de 97 trabalhos que continham registros de ocorrência de moluscos límnicos no Nordeste Brasileiro e constataram que *B. straminea* é a segunda espécie com maiores registros de abundância, após *M. tuberculata*. Os autores destacam a alta capacidade reprodutiva e de adaptação como os principais fatores que influenciam sua expansão em diversas áreas. Ademais, essa espécie é a mais importante para a manutenção do ciclo do *S. mansoni* no Nordeste (SCHOLTE et al., 2012).

Alguns estudos que utilizaram modelos matemáticos para a construção de modelagem de nicho ecológico envolvendo o molusco invasor *M. tuberculata* já demonstraram que essa espécie tende a aumentar suas populações em todo o continente Americano (JOVEM-AZEVEDO et al., 2022; RIBAS et al., 2024; SOUSA et al., 2024). Além disso, esses estudos constataram que a espécie invasora e *B. straminea* apresentam nichos ecológicos similares, o que provocaria competição entre essas espécies e possíveis redução da população do molusco nativo no continente. No entanto, um outro grande risco em relação à expansão do *M. tuberculata* vai além das questões ecológicas, pois esse molusco é vetor de várias espécies de parasitos de importância médico-veterinária, dentre eles, espécies de trematódeos que já possuem registro de ocorrência no Brasil, como *Centrocestus formosanus* (Nishigori, 1924), *Haplorchis pumilio* (Looss, 1896) e *Philophthalmus gralli* Mathis & Leger, 1910 (PAULA-ANDRADE et al., 2012; HENEBERG et al., 2014; XIMENES et al., 2017; LOPES et al., 2020; PINTO et al., 2023).

Em relação à espécie *B. glabrata*, desde seu primeiro registro no Estado (PARAENSE & ARAÚJO, 1984), populações desse molusco têm sido reportadas apenas na Lagoa do Bebedouro, no município de Parnaíba. Até o presente momento,

não há estudos que tem buscando compreender a relação que envolve esse ambiente e a ocorrência restrita dessa espécie no local. Nossos dados também não foram capazes de fazer tal associação e dentre os 22 exemplares coletados, nenhum estava infectado por larvas de trematódeos. Além do mais, a área em que foram encontrados esses moluscos não apresentava ocorrência de outras espécies de moluscos. A Lagoa do Mazerine, em Teresina, foi o único ponto de coleta cuja espécie mais abundante não foi *M. tuberculata* ou *B. straminea*. *D. cimex* foi a espécie dominante da localidade, sendo que em alguns meses, apenas essa espécie era vista nessa coleção hídrica. Espécies do gênero *Drepanotrema* são tolerantes à seca e podem ser frequentemente encontradas em ambientes hídricos temporários. Apesar do seu curto intervalo de vida, as populações desse gastrópode podem ser restabelecer rapidamente com o retorno das chuvas (LEAL et al., 2021; BEZERRA et al., 2022).

Uma diversidade de trematódeos digenéticos composto por 30 espécies foi encontrada nas diversas coleções hídricas do estado do Piauí, associado a várias espécies de moluscos hospedeiros e quelônios. Considerando as 11 espécies selecionadas para estudo por abordagem taxonômica integrativa, a superfamília mais representativa foi Echinostomatoidea, com 6 espécies, pertencentes à família Echinostomatidae: *Prionosomoides scalaris* cuja formas larvais foram encontradas em *B. straminea* e formas adultas foram recuperadas de *P. geoffroanus*, *Echinostoma* sp. encontrado em *D. cimex*, Echinostomatidae sp. 1 e Echinostomatidae sp. 2 encontrados em *B. straminea* e Echinostomatidae sp. 3 e Echinostomatidae sp. 4 encontrados em *S. marmorata*. Para as superfamílias Hemiuroidea e Diplostomoidea foi encontrada 1 espécie de cada, *Halipegus* sp. em *B. straminea*, *Posthodiplostomum* sp. em *S. marmorata*. Por fim, a superfamília Schistosomatoidea foi representada com 2 espécies da família Atamatamidae, *Atamatam* sp. em *M. tuberculata* e Atamatamidae sp. em *B. straminea* e 1 espécie da família Baracktreematidae encontrado em *Pomacea* sp.

A superfamília Echinostomatoidea Looss, 1899 é composta por parasitos que no estágio adulto infectam todas as classes de vertebrados, especialmente aves, apresentam distribuição cosmopolita e possuem diversos representantes que podem apresentar importância médico-veterinária como *Fasciola hepatica*, *Philophthalmus gralli* e membros da família Cyclocoelidae, além de espécies que apresentam importância ecológica como *Ribeiroia ondatrae* (Price, 1931) cuja relação está

diretamente associada com má formação e redução de várias espécies de anfíbios na América do Norte (JOHNSON et al., 2002; 2009). A morfologia das cercárias de Echinostomatoidea podem ser agrupadas em dois tipos cercarianos, equinóstoma (apresentam colar cefálico com ou sem espinhos) e gimnocéfala (sem colar cefálico) (SCHELL, 1975). De forma geral, as cercárias dessa superfamília apresentam cauda do tipo simples, com membrana natatória em algumas espécies, presença de glândulas cistogênicas, na maioria das espécies podem aparecer corpúsculos calcários nos canais excretores principais e a presença do colar cefálico com espinhos, sendo que o número e disposição dos mesmos, na maioria das vezes também são verificados nos indivíduos adultos.

Atualmente é constituída por nove famílias e mais de 100 gêneros válidos, destacando-se a família Echinostomatidae, que apresenta o maior número de espécies identificadas, sendo que os dados moleculares e associação de formas larvais com exemplares adultos ainda permanecem escassos para a região neotropical (OUTA & AVENANT-OLDEWAGE, 2024). No entanto, através das análises foi possível identificar formas larvais para 6 espécies, dentre elas, *P. scalaris*, onde foi possível elucidar seu ciclo biológico com análise de formas larvais e adultos encontrados em quelônios, além da deposição das primeiras sequências nucleotídica para indivíduos dessa espécie.

O gênero *Prionosomoides* Freitas & Dobbin Jr, 1967, cujos representantes são parasitas do trato intestinal de quelônios, foi descrito pela primeira vez em 1909 por Dietz, que tentou diferenciá-lo do gênero *Echinostoma* Rudolph, 1809 por apresentar espinhos na cutícula que se estendiam até a região posterior do corpo, e foi inicialmente conhecido como *Prionosoma* (KOSTADINOVA, 2005) No entanto, as primeiras espécies descritas para esse gênero eram todas parasitos de aves. Em 1961, Mañé-Garzón & Gil acrescentaram uma nova espécie, parasito de quelônio, ao gênero, chamada *P. phrynopsis* (Mané-Garzon & Gil, 1961) (FREITAS & DOBBIN JR, 1967). Essa espécie, recuperada de *Phrynosoma hylarii* (Duméril & Bibron, 1835) no Uruguai, foi facilmente distinguida das outras por ter caracteres morfológicos ausentes em algumas espécies, como uma pré-faringe, e também pelo formato dos testículos (FREITAS & DOBBIN JR, 1967).

Por fim, o gênero *Prionosoma* foi substituído por *Prionosomoides* quando Freitas & Dobbin Jr (1967) descobriram uma nova espécie de equinostomatídeo

infectando o intestino delgado de *P. Geoffroanus* no estado de Pernambuco, Brasil, e a denominaram *P. scalaris*. Mais tarde, uma nova espécie foi descrita para o gênero, chamada *P. taiwanensis* Fischthal & Kuntz, 1975, encontrada em Taiwan (FISCHTHAL & KUNTZ, 1975). Essa espécie difere das demais por ser relativamente menor em tamanho, seus espinhos também são menores, possui um poro genital entre a bifurcação cecal e o acetábulo, bem como as áreas de ocorrência, já que as primeiras espécies foram registradas na América do Sul. Mesmo com novos estudos relatando a presença desses parasitos infectando quelônios em outras localidades (BERNARDON et al., 2013 CHAVIEL et al., 2020; LACERDA et al., 2023), ainda não há registro de dados moleculares para todas as espécies do gênero, e os ciclos biológicos permanecem desconhecidos, pois ainda não há registro de formas larvais e não foram identificados hospedeiros intermediários que possam atuar nesses ciclos.

Registros de *P. scalaris* já foram feitos na Argentina (LOMBARDERO & MORIENA, 1977), infectando o esôfago de *P. hilarii* e, mais recentemente, Fonseca et al. (2021) registraram a presença do parasito, com *P. Geoffroanus* atuando como hospedeiro, no Brasil, como em nosso estudo. Outro indivíduo semelhante identificado apenas como *Prionosomoides* sp. já foi relatado no sul do Brasil, infectando *H. hilarii* (MASCARENHAS et al., 2022).

Os dados moleculares apresentados aqui pela primeira vez para *P. scalaris* têm implicações taxonômicas importantes, pois confirmaram que essa espécie difere taxonomicamente de *P. phrynopsis*. Além disso, também foi possível identificar os moluscos que atuam como hospedeiros intermediários de *P. scalaris*, que eram desconhecidos até agora, bem como elucidar o ciclo biológico de uma espécie desse gênero pela primeira vez. As análises filogenéticas baseadas nos quatro marcadores moleculares usados neste estudo revelaram árvores filogenéticas de Echinostomatoidea com uma topologia geral semelhante àquelas apresentadas por diferentes autores (TKACH et al., 2016; GORDY & HANINGTON et al., 2019; SERENO-URIBE et al., 2022).

A partir da análise das árvores filogenéticas geradas, pode-se concluir que *P. scalaris* formou um clado irmão com indivíduos do gênero *Patagifer*, com menores valores de divergência genética interespecífica entre esses gêneros em relação aos demais Echinostomatidae, sugerindo que esses indivíduos representam um grupo monofilético. Quando comparado morfológicamente, *P. scalaris* apresenta várias

semelhanças com espécies do gênero *Patagifer*, entre elas: corpo em forma de fita, corpo anterior curto sem a presença de pré-faringe, colar de espinhos com largura semelhante à do corpo, incluindo espécies que podem ter 47 espinhos (SERENO-URIBE et al., 2022), testículos em tandem na região pós-uterina e pós-ovariana com tamanhos relativamente semelhantes, sendo o testículo posterior ligeiramente mais longo que o anterior e vitelaria presente nos campos laterais de forma não confluenta e alcançando a extremidade posterior do parasito. Em relação a outros gêneros, os valores de divergência de nucleotídeos variaram de 2,25% a 2,75% para os isolados identificados a nível de família coletados no Quênia e valores semelhantes puderam ser observados na comparação com representantes do gênero *Echinostoma* Rudolphi, 1809. Além disso, os indivíduos dos gêneros *Euparyphium* Dietz, 1909 e *Neopetasiger* Baschkirova, 1941 e *Riberoia* Travassos, 1939 foram mais distantes filogeneticamente, com divergências de mais de 7%.

Com base nas análises das formas larvais e adultas, conseguimos determinar o ciclo de vida completo do *P. scalaris*. Este inicia com a liberação de ovos no ambiente aquático, que dão origem a miracídios que, por sua vez, infectam planorbídeos que atuam como os primeiros hospedeiros. Nesses moluscos, formam-se rédias que formam cercárias com 47 espinhos no colar cefálico. Depois que as larvas são liberadas no ambiente, elas podem infectar outros moluscos próximos ou reinfectar o mesmo hospedeiro, onde as metacercárias se desenvolvem. Essas larvas têm inicialmente um formato cístico, mantendo estruturas como ventosas, uma faringe e um grande número de grânulos refringentes. Posteriormente, começam a aumentar de tamanho, apresentando um formato alongado, com o desenvolvimento do acetábulo, e nessa fase é possível ver os espinhos, confirmando que o processo de desencistamento das metacercárias ainda ocorre nos hospedeiros intermediários. Esses caramujos provavelmente são ingeridos pelos quelônios hospedeiros, dando continuidade ao ciclo biológico, com a formação de indivíduos adultos cujo sítio de infecção é o trato intestinal desses animais.

O gênero *Echinostoma* possui mais de 120 espécies nominais descritas (KOSTADINOVA & GIBSON, 2000; KOSTADINOVA, 2005) e os indivíduos adultos são parasitos intestinais de aves e mamíferos. As cercárias são produzidas em rédias e após serem liberadas pelos moluscos hospedeiros podem formar metacercárias em moluscos ou mesmo em larvas de anuros e chegam à fase adulta quando são

ingeridas pelos hospedeiros vertebrados. A similaridade morfológica que há entre algumas espécies desse gênero torna a identificação destes algo problemático, especialmente também pela falta de exemplares depositados em coleções taxonômicas (TOLEDO et al., 2014). Portanto, como uma forma de atenuar a problemática que envolve esses indivíduos foram criados complexos de espécies que apresentam semelhanças, principalmente quanto ao número de espinhos no colar cefálico.

As espécies de *Echinostoma* que possuem 37 espinhos no colar cefálico foram agrupadas no complexo "*revolutum*", em referência à espécie *E. revolutum*. Ao longo do tempo esse complexo tem passado por várias revisões taxonômicas, onde continuamente novas espécies são acrescentadas e outras são removidas desse grupo (BEAVER, 1937; KANEV, 1994; GEORGIEVA et al., 2014). A última revisão proposta por Chai et al. (2020), através de análise taxonômica integrativa, consideraram como válida 15 espécies. Dentre as espécies, consideradas válidas, com registro para América do Sul, são: *E. lindoense* Sand-ground and Bonne, 1940, *E. luisreyi* Maldonado Jr., Vieira & Lanfredi, 2003, *E. maldonadoi* Valadão, Alves & Pinto, 2023, *E. miyagawai* Ishii, 1932, sendo esta espécie anteriormente denominada como *E. robustum* Yamaguti, 1935, *E. paraensei* Lie & Basch, 1967, *E. pseudorobustum* Valadão, López-Hernández, Alves & Pinto, 2022 e *E. revolutum* (Fröhlich, 1802). Em relação às espécies listadas, apenas *E. pseudorobustum* não possui descrições de estágios larvais.

No presente trabalho, foi possível a identificação de larvas pertencentes ao gênero *Echinostoma* infectando *D. cimex* no município de Teresina. Estas cercárias possuem como característica morfológica diferencial a presença de 37 espinhos no colar cefálico e a presença de cauda simples com membrana natatória. Através da comparação morfológica com *E. barbosai* (Lie & Basch, 1968), *E. luisreyi* Maldonado Jr et al., 2003, *E. maldonadoi* Valadão et al., 2023, *E. paraensei* Lie & Basch, 1967 e *E. rodriguesi* Hsu et al., 1968, foi possível verificar que os exemplares avaliados neste estudo apresentam comprimento do corpo menor que *E. luisreyi* e *E. rodriguesi* e comprimento menor da cauda que todas as outras espécies. Já em relação à ventosa oral, nossa espécie apresentou proporção similar a de *E. barbosai* e à ventosa ventral com *E. paraensei*.

Embora dezenas de espécies do gênero com 37 espinhos tenham sido descritas para América do Sul, até o presente apenas 3 delas possuem sequências disponíveis para comparação (*E. paraensei*, *E. maldonadoi* e *E. pseudorobustum*). Somado ao fato que quase nenhuma das espécies conhecidas na região possuem estágios larvais associados, isso dificulta no avanço da compreensão dos aspectos taxonômicos e do ciclo de vida desse grupo. Através da reconstrução filogenética, foi possível a confirmação dessa espécie como sendo *Echinostoma* sp. A formação de um grupo-irmão com bom valor de suporte e baixo valor de divergência com *Echinostoma* sp. da Uganda, juntamente com *E. revolutum* no mesmo clado, reforça a ideia de que essas espécies são filogeneticamente próximas. As demais espécies de *Echinostoma* com 37 espinhos com ocorrência na América do Sul ficaram em outros clados, cujos valores de divergência variaram entre 14,84%-17,26%.

As demais de espécies de Echinostomatidae foram identificadas a nível de família como Echinostomatidae gen. sp. 1, Echinostomatidae gen sp. 2, Echinostomatidae gen. sp. 3 e Echinostomatidae gen. sp. 4. Echinostomatidae sp. 1 foi encontrado infectando *B. straminea* no município de Parnaíba e nas análises morfológicas foi possível observar a presença de 27 espinhos no colar cefálico, no entanto, a presença de 1 par de grânulos refringentes na base da ventosa oral foi o caracter morfológico mais importante observado. Até o presente momento, apenas cercárias de *P. segregatus* foram vistas tais características, sendo que nas análises morfométricas foi possível constatar que nossos exemplares apresentam tamanho similar às cercárias de *P. segregatus* descritas por Ruiz (1952) e Joe & Basch (1967). Nas análises moleculares não foi possível a comparação com sequências de *Petasiger*, pois para esse gênero, não há sequências disponíveis para esse gene, e a sequência gerada para essa espécie foi para o *nad-1*. Portanto, o isolado ficou em um clado próximo com espécies do gênero *Drepanocephalus* encontradas no continente americano.

Cercárias de Echinostomatidae gen. sp. 2 foram encontradas no município de Picos tendo como hospedeiros moluscos da espécie *B. straminea*. Assim como as cercárias de Echinostomatidae gen. sp. 1, essas também apresentavam 27 espinhos no colar cefálico. Nas análises morfológicas foi possível observar semelhança com espécies do gênero *Drepanocephalus*, mas o tamanho dos nosso exemplares é relativamente menor que cercárias desse gênero descritos no Brasil. Na análise

molecular com o marcador molecular ITS, nossos exemplares também ficaram em um clado próximos de espécies do gênero anteriormente descrito, com divergências abaixo de 6%. No entanto, nossos dados sugerem que estas cercárias tratam-se de uma espécie de um gênero ainda sem sequências disponíveis, mas que de fato são filogeneticamente próximo de *Drepanocephalus*.

Echinostomatidae gen. sp. 3 e Echinostomatidae gen. sp. 4 foram encontradas infectando *S. marmorata*. Ambas apresentavam 37 espinhos no colar cefálico. Foi possível observar que em Echinostomatidae gen. sp. 3 o tamanho da cauda era relativamente maior, e em Echinostomatidae gen. sp. 4 havia a presença de um corpo pré-faríngeo grande contendo espinhos e uma cauda menor, porém havia presença de membrana natatória. Na análise taxonômica pode-se verificar que outras equinóstomas com a mesma quantidade de espinhos e com presença de corpo pré-faríngeo já foram identificadas na América do Sul. Na análise molecular com o marcador 28S foi observado a formação de um clado contendo nossos dois isolados, no marcador ITS, Echinostomatidae sp. 3 formou um clado com suporte baixo com amostras de Echinostomatidae sp. e uma espécie do gênero *Euparyphium* e no marcador *nad-1* nosso isolado de Echinostomatidae gen. sp. 4 não se agrupou com nenhuma outra espécie. Por fim, os resultados sugerem que ambas pertencem a espécies filogeneticamente próximas, provavelmente do mesmo gênero, mas ainda sem sequências de exemplares adultos para comparação.

Outro tipo cercariano encontrado durante o estudo trata-se de da cercária do tipo cistófora, esta foi encontrada infectando moluscos da espécie *B. straminea*, no município de Pedro II. A eliminação de poucos exemplares e a morte do caramujo no dia após a obtenção das mesmas impediu análises morfológicas mais aprofundadas.

As cercárias cistóforas são produzidas por membros da superfamília Hemiuroidea Looss, 1899 e caracterizam-se por apresentar morfologia incomum com a presença de uma cauda altamente modificada para formar um cisto caudal, no qual o corpo cercariano é retraído quando a larva está em estágio infectante (PANKOV et al., 2006; GHARBI et al., 2024). Nessas larvas, a cauda pode ter vários tipos de apêndices, alguns dos quais podem ser usados para locomoção. Além disso, o cisto possui um tubo de liberação que é responsável pela inserção do corpo cercariano no próximo hospedeiro (KRUPENKO et al., 2022). Nos hemiuroideos, geralmente pequenos crustáceos, que atuam como segundos hospedeiros intermediários,

mordem o cisto caudal, permitindo que o tubo de liberação injete o corpo da cercária na hemocele desses animais (URABE et al., 2012).

A taxonomia das diferentes famílias da superfamília Hemiuroidea sofreu diversas alterações ao longo do tempo, dentre elas destaca-se a família Derogenidae Nicoll, 1910. Durante a maior parte de sua história, este grupo foi considerado como parte da família Hemiuridae (TSUCHIDA et al., 2021; KRUPENKO et al., 2022). Em 1910, Nicoll criou a subfamília Derogeninae, cujo objetivo era incluir as espécies do gênero *Derogenes* Lühe, 1900, posteriormente, em 1926, Poche criou uma nova família denominada Halipegidae para incluir as espécies do gênero *Halipegus* Looss, 1899 (LEÓN-RÉGAGNON & ROMERO-MAYÉN, 2013). No entanto, foi apenas em 1950 que a família Derogenidae foi mencionada pela primeira vez, inicialmente incluindo espécies do gênero *Halipegus*, e mais tarde outros gêneros foram adicionados (BOLEK; TRACY et al., 2010; RANKING, 1944).

Cercárias do tipo cistóforas foram relatadas pela primeira vez por Wagener (1866) infectando *Planorbis marginatus* Draparnaud, 1805, e mais tarde por Sonsino (1892) que descreveu estes parasitas como *Cercaria capsularis* infectando *Cleopatra buliomoides* (Olivier, 1804). Looss (1896) relatou as mesmas espécies identificadas por Sonsino, mas estavam em estado imaturo (CORT & NICHOLS, 1920). No Brasil, o primeiro registro desse tipo de cercária foi feito por Ruiz (1952), que relatou a presença desses organismos, até então denominados *Cercaria hemiura*, infectando moluscos do gênero *Biomphalaria* (RUIZ, 1952). Posteriormente, Paraense (1992) também identificou cercárias deste morfotipo infectando a espécie *B. glabrata* e após relatar a presença de indivíduos adultos infectando a cavidade oral de rãs das espécies *Leptodactylus pentadactylus* (Laurenti, 1768) e *L. latrans* (*L. ocellatus*) (Steffen, 1815), foi possível verificar que se tratava de *H. dubius* (PARAENSE, 1992). Desde então, nenhum novo registro desse tipo de cercária foi descrito no Brasil, e informações sobre a variação na morfologia do corpo, cauda e apêndices nas diferentes espécies de cercárias cistóforas ainda são bastante escassas.

De acordo com os dados baseados na identificação morfológica e molecular, a cercária cistófora reportada nesse estudo pertence ao gênero *Halipegus*, família Derogenidae, subfamília Derogeninae, superfamília Hemiuroidea. O primeiro registro do gênero *Halipegus* para a região Neotropical foi feito por Lühe (1900), quando relatou erroneamente a presença de um parasito até então denominado *Halipegus* n.

sp. associado à serpente da espécie *Coluber olivaceus* Dwigubsky, 1832, no Brasil, sendo posteriormente constatado que os hospedeiros naturais eram anfíbios do gênero *Rana* Linnaeus, 1758, que eram predados pela serpente (KOHN & FERNANDES, 1988; KIRILLOVA et al., 2024). Klein (1905), descrevendo um parasita de *Rana hexadactyla* previamente identificado como *H. longispina*, encontrou várias semelhanças com os espécimes relatados por Lühe, renomeando ambos os espécimes como *H. dubius*. Finalmente, a primeira descrição de *H. dubius* foi feita por Cordero (1942) que encontrou representantes da espécie infectando a faringe de *L. ocellatus* no Uruguai (KOHN & FERNANDES, 1988; PARAENSE, 1992).

Os resultados obtidos da análise filogenética baseada em sequências parciais do rDNA 28S reforçam a identificação desses organismos como *Halipegus* sp. onde foi possível verificar a formação de um único clado irmão entre estes e outros membros do gênero, incluindo sequências da espécie-tipo *H. ovocaudatus*. Os valores de divergência mostram variabilidade interespecífica quando comparados a outros derogenídeos (BOUGUERCHE et al., 2023; KIRILLOVA et al., 2024).

Em resumo, este é o primeiro registro de cercárias cistóforas para o semiárido brasileiro e os primeiros dados moleculares para uma espécie do gênero *Halipegus* encontrada no Brasil. Embora, neste estudo, ainda não haja associação com indivíduos adultos, o conhecimento sobre o gênero sugere que os copépodes atuam como próximos hospedeiros intermediários e anuros como hospedeiros definitivos.

Foi possível obter uma amostra de estrigeocercária que emergiu de *S. marmorata* no município de Teresina, sendo posteriormente identificada como *Posthodiplostomum* sp. Apesar dos vários registros de membros da superfamília Diplostomoidea no mundo, aspectos biológicos sobre seu ciclo de vida ainda permanecem desconhecidos para a maioria das espécies já identificadas. Mais de 100 espécies já foram reportadas no Brasil (FERNANDES et al., 2015), mas ainda há grande escassez de dados sobre formas larvais e hospedeiros intermediários associados aos ciclos desses parasitos. Os registros de formas larvais de *Posthodiplostomum* na América do Sul apresentam semelhanças morfológicas com os exemplares encontrados nesse estudo (OSTROWSKI DE NÚÑEZ, 1973; RITOSSA et al., 2013; LÓPEZ-HERNÁNDEZ et al., 2018).

Os estudos moleculares permitiram a confirmação taxonômica dos isolados deste estudo como *Posthodiplostomum* sp. Em relação aos dados obtidos pelo

marcador 28S, os valores de divergência variaram entre 0,34% a 4,88% em relação a outros isolados do mesmo gênero. Em relação ao marcador *cox-1*, o isolado apresentou divergência de 1,47% com *Posthodiplostomum* sp. Lineage I encontrada no México, onde foi possível confirmar tratarem-se da mesma espécie. *Posthodiplostomum* sp. Lineage I foi obtido de 66 isolados de metacercárias de *P. minimum* que foram encontradas infectando peixes das famílias Poeciliidae, Fundulidae, Profundulidae e Goodeidae, sendo todos membros da ordem Cyprinodontiformes. Esses dados também revelam que essa espécie, além de possuir uma grande variedade de hospedeiros intermediários, está distribuída ao longo de várias áreas do continente americano, como México, América Central e agora com registro para América do Sul.

A subfamília Crassiphialinae, na qual estão incluídas as espécies do gênero *Posthodiplostomum*, é uma das maiores subfamílias de Diplostomidae. As metacercárias geralmente se encistam na pele ou barbatanas de peixes, que atuam como segundo hospedeiro intermediário, e podem provocar uma doença conhecida como “pontos pretos”. Os representantes adultos parasitam uma grande variedade de aves e mamíferos. Mesmo tendo diversos estudos a cerca desses organismos, a sistemática dessa subfamília é complexa e alguns estudos apontam a parafilia do grupo como um dos principais pontos que precisa ser elucidado (ACHATZ et al., 2021).

Os representantes da superfamília Schistosomatoidea possuem como hospedeiros definitivos quelônios, aves e mamíferos, onde infectam principalmente o sistema vascular desses animais. As principais famílias são Schistosomatidae, na qual se inclui a espécie causadora da esquistossomose nas Américas, *S. mansoni*, e Spirorchiidae Stunkard, 1921, que são parasitos de sangue de quelônios. Esses últimos possuem distribuição cosmopolita e utilizam moluscos gastrópodes pulmonados como hospedeiros intermediários, onde os esporocistos produzem cercárias oceladas e de cauda bifurcada (PINTO & MELO, 2013b). No entanto, a parafilia relacionada ao grupo tem sido um problema discutido em alguns trabalhos, por isso, em um estudo de revisão taxonômica do grupo, Bullard & Dutton (2022) propuseram a criação de três novas famílias a partir de Spirorchiidae: Atamatamidae, Baracktrematidae e Plattidae, com base em análises morfológicas e filogenéticas de vários gêneros.

Durante as análises realizadas neste estudo foi possível identificar três espécies de Schistosomatoidea, *Atamatam* sp., encontrado em *M. tuberculata*, Atamatamidae sp. em *B. straminea*, e Baracktremitidae sp. em *Pomacea* sp. Nas análises morfológicas foi possível verificar diversas semelhança entre os exemplares da família Atamatamidae, com diferença apenas na quantidade de pares de glândulas de penetração, com presença de cinco pares em Atamatamidae sp. e seis pares em *Atamatam* sp. Além disso, esse é o primeiro registro de cercárias do tipo distoma brevifurcada afaringeada emergindo de *M. tuberculata* no Brasil. Nas análises da espécie Baracktremitidae sp. observou-se como destaque a presença de ocelos relativamente grandes, em formato de bastonete, com cinco pares de glândulas de penetração, apresentando morfologia similar com exemplares do mesmo tipo cercariano encontrados em *Pomacea* spp. registrado em outros estudos.

A análise filogenética para o marcador molecular 28S, revelou que as cercárias liberadas por *B. straminea* e *M. tuberculata* pertencem à família Atamatamidae. É importante mencionar que essa foi a única família, dentre as utilizadas para a construção dessa árvore, que os valores de divergência entre a maioria dos membros correspondentes ficaram abaixo de 5%. Quando comparados entre si, os indivíduos das demais famílias, na maioria absoluta das vezes ficaram com divergências acima de 10%, como em Hapalotrematidae, e em outros casos, foi possível observar indivíduos classificados na mesma família com divergências acima de 20%, como em Baracktremitidae. Ademais, todas as espécies que estão no clado de Atamatamidae foram registradas apenas para a América do Sul. No marcador *cox-1*, houve também agrupamento da cercária obtida de *Pomacea* sp. na família Baracktremitidae, confirmando os dados alcançados através do marcador nuclear.

No que se refere a pesquisa de trematódeos em quelônios, no presente estudo, trematódeos identificados como *P. scalaris* foram encontrados em apenas um dos animais avaliados. É possível que a prevalência de infecção pelas outras espécies de trematódeos de quelônios cujas larvas foram encontradas nos moluscos sejam baixas. Outra possibilidade seria o envolvimento de espécies de quelônios como os hospedeiros definitos. Além disso, dificuldades inerentes a realização de necrópsia e encontro dos parasitos, especialmente aqueles presentes no sistema sanguíneo, não podem ser descartadas. Essas questões apontam para os desafios envolvidos em estudos helmintológicos envolvendo esse grupo de hospedeiros. Apesar disso, a

elucidação do ciclo biológico e avaliação da posição filogenética de uma das espécies, pode ser considerado um avanço importante.

Conclui-se que uma rica fauna de trematódeos é transmitida por moluscos límnicos no estado do Piauí, sendo registros inéditos realizados para o Estado. Por outro lado, a complexidade que há referente ao estudo de taxonomia integrativa de trematódeos é demonstrada, especialmente pela ausência de sequências genéticas para a maioria das espécies de trematódeos digeneicos neotropicais, o que impede, em muitos casos, a associação entre as larvas e os respectivos adultos. Por isso, novos estudos envolvendo a utilização de marcadores nucleares e mitocondriais para a caracterização de isolados desses parasitos poderão fornecer informações sobre a ocorrência e introdução de novas espécies, além de expandir o conhecimento daquelas já conhecidas, mas que não se tem informações taxonômicas mais específicas.

7 CONCLUSÕES

O estudo morfológico e molecular de amostras de cercárias obtidas de 7 espécies moluscos límnicos de diferentes coleções hídricas do Estado do Piauí associado a análise de uma espécie de trematódeo encontrada em quelônio, permitiram alcançar as seguintes conclusões:

- Moluscos pertencentes às seguintes espécies ocorrem nas coleções aquáticas avaliadas: *Anodontites* sp., *Biomphalaria glabrata*, *Biomphalaria straminea*, *Drepanotrema cimex*, *Melanoides tuberculata*, *Pomacea* sp., *Stenophysa marmorata*;
- *Melanoides tuberculata* foi a espécie de molusco mais abundante encontrada nos diferentes pontos de coleta;
- *Biomphalaria straminea* é o hospedeiro intermediário de *Prionosomoides scalaris*, espécie de Echinostomatidae encontrada no intestino delgado de *P. geoffroanus*;
- Cercárias do tipo equinóstoma com presença de 37 espinhos no colar cefálico obtidas de *D. cimex*, foram identificadas como pertencentes ao gênero *Echinostoma*;
- Echinostomatidae gen. sp. 1, larva semelhante à cercária de *P. segregatus*, infecta *B. straminea* nas áreas avaliadas;
- Echinostomatidae gen. sp. 2, encontrada em *B. straminea*, pertencem a um gênero com similaridade filogenética com espécies do gênero *Drepanocephalus*;
- *Stenophysa marmorata* foi observado como hospedeiro intermediário de Echinostomatidae gen. sp. 3 e Echinostomatidae gen. sp. 4, larvas que possuem similaridade morfológica, provavelmente pertencem ao mesmo gênero;

- Cercárias do tipo cistófora encontradas em *B. straminea* foram identificadas por abordagem molecular como *Halipegus* sp.;
- Cercárias do tipo estrigeocercária de *S. marmorata* foram identificadas, por análises morfológicas e moleculares como *Posthodiplostomum* sp.;
- *Biomphalaria straminea* atua como hospedeiro intermediário de uma espécie de Atamatamidae nas coleções aquáticas avaliadas;
- *Pomacea* sp. é hospedeiro intermediário de uma espécie de Baracktreematidae na região;
- *Melanoides tuberculata* é o hospedeiro intermediário de *Atamatam* sp.

8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABREU, E. C. T.; LIMA, S. F. B.; PRATA, J.; MIYAHIRA, I. G.; BRITO, M. F. G.; SOUZA, J. W. S.; SILVA, J. H. Invasion of the thiarid snail *Melanoides tuberculata* (MOLLUSCA) in a conservation area of the semiarid region of Brazil. **Environmental Smoke**, vol. 6, n. 1, p. 64-72, 2023. <https://doi.org/10.32435/envsmoke.20236164-72>

ACHATZ, T. J.; CHERMAK, T. P.; MARTENS, J. R.; PULIS, E. E.; FECCHIO, A.; BELL, J. A.; GREIMAN, S. E.; CROMWELL, K. J.; BRANT, S. V.; KENT, M. L.; TKACH, V. V. Unravelling the diversity of the Crassiphialinae (Digenea: Diplostomidae) with molecular phylogeny and descriptions of five new species. **Current Research in Parasitology & Vector-Borne Diseases**, vol. 1, 100051, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.crpvbd.2021.100051>

ACHATZ, T. J.; CHERMAK, T. P.; MARTENS, J. R.; WOODYARD, E. T.; ROSSER, T. G.; PULIS, E. E.; WEINSTEIN, S. B.; McALLISTER, C. T.; KINSELLA, J. M.; TKACH, V. V. Molecular phylogeny supports invalidation of *Didelphodiplostomum* and *Pharyngostomoides* (Digenea: Diplostomidae) and reveals a *Tylodelphys* from mammals. **Zoological Journal of the Linnean Society**, vol. 196, n. 1, p. 124-136, 2022. <https://doi.org/10.1093/zoolinnean/zlab114>

ALBUQUERQUE, R. B. F.; PEREIRA, S. A.; MELO, S. N.; BELO, V. S.; ARRUDA, M. M.; MAZETTO, D.; FIGUEIREDO, F. B. Spatial distribution analysis of bovine fascioliasis cases recorded in an abattoir in the state of Santa Catarina, Brazil. **Ciência Rural**, vol. 52, n. 3, e20210030, 2022. <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20210030>

ALHO, C. R. J. Contribuição ao conhecimento da fauna helmintológica de quelônios do estado do Pará, Brasil. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi**, vol. 58, n. 22, p. 1-8, 1965.

ALHO, C. R. J.; VICENTE, J. J. *Podocnemitrema papillosus* g. n., sp. n., and a new arrangement of the classification of the family Microscaphidiidae Travassos, 1922

(Trematoda, Paramphistomoidea). **Revista Brasileira de Biologia**, vol. 24, n. 1, p. 17-22, 1964.

ALLY, O.; KANOI, B. N.; OCHOLA, L.; NYANJOM, S. G.; SHILULI, C.; MISINZO, G.; GITAKA, J. Schistosomiasis diagnosis: Challenges and opportunities for elimination. **PLoS Neglected Tropical Disease**, vol. 18, n. 7, e0012282, 2024. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0012282>

ALVES, P. V.; LUQUE, J. L. Taxonomy, biodiversity, and ecology of parasites of aquatic organisms: a special issue. **Diversity**, vol. 16, n. 1, 24, 2024. <https://doi.org/10.3390/d16010024>

ALVES, R. R. N.; FILHO, G. A. P.; VIEIRA, K. S.; SOUTO, W. M. S.; MENDONÇA, L. E. T.; MONTENEGRO, P. F. G. P.; ALMEIDA, W. O.; VIEIRA, W. L. S. A zoological catalogue of hunted reptiles in the semiarid region of Brazil. **Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine**, vol. 8, n. 27, p. 1-29, 2012. <https://doi.org/10.1186/1746-4269-8-27>

ANDERSON, T. K.; SUKHDEO, M. V. K. Host centrality in food web networks determines parasite diversity. **PloS ONE**, vol. 6, n. 10, e26798, 2011.

ANDREWS, S. J. **The life cycle of Fasciola hepatica**. In: DALTON, J. P. (ed.), Fasciolosis, CAB International, Cambridge, p. 1-20, 1999.

ARNETH, A.; SHIN, Y.; LEADLEY, P.; RONDININI, C.; BUKVAREVA, E.; KOLB, M.; MIDGLEY, G. F.; OBERDORFF, T.; PALOMO, I.; SAITO, O. Post-2020 biodiversity targets need to embrace climate change. **PNAS**, vol. 117, n. 49, p. 30882-30891, 2020. <https://doi.org/10.1073/pnas.2009584117>

ARMOND, F. N. **Aspectos alimentares e do parasitismo em *Podocnemis expansa* de ambiente natural e criatório comercial no estado do Tocantins**. Dissertação de Mestrado (Universidade Federal de Tocantins). 148 p., 2008.

AROSTEGUI, M. C.; WOOD, C. L.; JONES, I. J.; CHAMBERLIN, A. J.; JOUANARD, N.; FAYE, D. S.; KURIS, A. M.; RIVEAU, G.; LEO, G. A. D.; SOKOLOW, S. H. Potential biological control of schistosomiasis by fishes in the lower Senegal River Basin. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, vol. 100, n. 1, p. 117-126, 2019. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.18-0469>

ASSIS, J. C. A.; PINTO, H. A. *Biomphalaria straminea* as an intermediate host of a renal trematode species of the genus *Tanaisia* (Trematoda: Eucoylidae) in Brazil. **Acta Parasitologica**, vol. 68, p. 282-287, 2023. <https://doi.org/10.1007/s11686-023-00660-7>

ASSIS, J. C. A.; PINTO, H. A. The natural infection of freshwater snails with the avian air sac fluke, *Cyclocoelum mutabile* (Trematoda: Cyclocoelidae), in Brazil. **Diversity**, v. 16, p. 422, 2024. <https://doi.org/10.3390/d16070422>

ASSIS, J. C. A.; PULIDO-MURILLO, E. A.; MELO, A. L.; MARTINS, N. R. S.; PINTO, H. A. *Philophthalmus gralli* in domestic waterfowl: An environmental study in an urban area from Brazil. **Veterinary Parasitology: Regional studies and reports**, vol. 29, p. 100701, 2022. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2022.10070>

BARBOSA, C. S.; GOMES, E. C. S.; LOYO, R. M.; CAVALCANTI, M. I. S. B. M.; SILVA, I. E. P.; ALMEIDA, A. S.; SOUZA-SANTOS, R. Insalubrious touristic environments and schistosomiasis transmission in Pernambuco, Brazil. **Ambiente & Água**, vol. 13, n. 3, e2151, 2018. <https://doi.org/10.4136/ambi-agua.2151>

BARBOSA, J. E. L.; MEDEIROS, E. S. F.; BRASIL, J.; CORDEIRO, R. S.; CRISPIM, M. C. B.; SILVA, G. H. G. Aquatic systems in semi-arid Brazil: limnology and management. **Acta Limnologica Brasileira**, vol. 24, n. 1, p. 103-118, 2012. <https://doi.org/10.1590/S2179-975X2012005000030>

BARBOZA, L. C.; SILVA, G. G.; GREEN, A. J.; MALTCHILK, L.; STERNET, C. Potential dispersal of aquatic snails by waterbird endozoochory in neotropical

wetlands. **Biota Neotropica**, vol. 22, n. 2, e20211239. <https://doi.org/10.1590/1676-0611-BN-2021-1239>.

BARROS, M. R. F.; CHAGAS, R. A.; HERRMANN, M.; BEZERRA, A. M. New record of the invasive snail *Melanooides tuberculata* (Gastropoda, Thiaridae) - Ceará State, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, vol. 80, n. 2, p. 368-372. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.210408>.

BARTON, D. P.; ZHU, X.; NUHOGLU, A.; PEARCE, L.; MCLELLAN, M.; SHAMSI, S. Parasites of selected freshwater snails in the Eastern Murray Darling Basin, Australia. **International Journal of Environmental Research and Public Health**, vol. 19, 7236, 2022. <https://doi.org/10.3390/ijerph19127236>

BAYNE, C. J.; YOSHINO, T. P. Determinants of compatibility in mollusc-trematode parasitism. **American Zoologist**, vol. 29, n. 2, p. 399-407, 1989. <https://doi.org/10.1093/icb/29.2.399>

BEAVER, P. C. Experimental studies on *Echinostoma revolutum* (Frölich) a fluke from birds and mammals. **Illinois Biological Monographs**, vol.15, 96 p., 1937.

BELOUSOVA, Y. V. Life Cycle of the Trematode *Gynaecotyla adunca* (Trematoda: Microphallidae) in the Black Sea. **Biology Bulletin**, vol. 48, n. 5, p. 561-568. <https://doi.org/10.1134/S1062359021050058>

BERNARDON, F. F.; VALENTE, A. L.; MÜLLER, G. Gastrointestinal helminths of the Argentine side-necked turtle, *Phrynops hilarii* (Duméril & Bibron, 1835) (Testudines, Chelidae) in south Brazil. **Pan-American Journal of Aquatic Sciences**, vol. 8, n. 1, p. 55-57, 2013.

BERNARDON, F. F.; VALENTE, A. L.; MÜLLER, G. Gastrointestinal helminths of *Trachemys dorbigni* (Duméril & Bibron, 1835) (Testudines, Emydidae) from artificial urban ponds in southern Brazil. **Pan-American Journal of Aquatic Sciences**, vol. 9, n. 1, p. 54-57, 2014.

BEZERRA, D. F.; JUNIOR, W. F.; SPOTORNO, P.; BARREIRA, C. A. R. Molluscan assemblages on artificial structures: a bioinvasion perspective from Northeast Brazilian ports. **Aquatic Invasions**, vol. 17, n. 4, 2022. <https://doi.org/10.3391/ai.2022.17.4.03>

BEZERRA, F. S. M.; PINHEIRO, M. C. C.; FILHO, J. D. S.; CASTRO, I. M. N.; CALDEIRA, R. L.; SOUSA, M. S.; CAVALCANTE, A. B.; JÚNIOR, A. N. R. Identification of *Biomphalaria* sp. and other freshwater snails in the large-scale water transposition project in the Northeast of Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, vol. 60, e41, 2018. <https://doi.org/10.1590/S1678-9946201860041>

BISEROVA, N. M. Platyhelminthes: Neodermata. In: SCHMIDT-RHAESA, A.; HARZSCH, S.; PURSCHKE, G (Eds.). **Structure and Evolution of Invertebrate Nervous Systems**. Oxford: Oxford University Press, p. 93-117, 2006.

BLAIR, D.; DAVIS, G. M.; WU, B. Evolutionary relationships between trematodes and snails emphasizing schistosomes and paragonimids. **Parasitology**, vol. 123, p. 229-243, 2001. <https://doi.org/10.1017/s003118200100837x>

BLASCO-COSTA, I.; CUTMORE, S. C.; MILLER, T. L.; NOLAN, M. J. Molecular approaches to trematode systematics: 'best practice' and implications for future study. **Systematic Parasitology**, vol. 03, n. 3, p. 295-306, 2016. <https://doi.org/10.1007/s11230-016-9631-2>

BLASCO-COSTA, I.; POULIN, R. Parasite life-cycle studies: a plea to resurrect an old parasitological tradition. **Journal of Helminthology**, vol. 91, n. 6, p. 647-656, 2017. <https://doi.org/10.1017/S0022149X16000924>

BOLEK, M. G.; TRACY, H. R.; JANOVY, J. The role of damselflies (Odonata: Zygoptera) as paratenic hosts in the transmission of *Halipegus eccentricus* (Digenea: Hemiuridae) to anurans. **Journal of Parasitology**, v. 96, n. 4, p. 724–735, 2010. <https://doi.org/10.1645/GE-2365.1>

BIZZO, M. R. O.; MENEZES, J.; ANDRADE, S. F. Protocolo de Avaliação Rápida de Rios. Caderno de Estudos Geoambientais-CADEGEO, 2014.

BORAY, J. C. Liver fluke disease in sheep and cattle. **Primefacts – Profitable & Sustainable Primary Industries**, vol. 446, p. 1-10, 2007.

BORN-TORRIJOS, A.; POULIN, R.; RAGA, J. A.; HOLZER, A. S. Estimating trematode prevalence in snail hosts using a single-step duplex PCR: how badly does cercarial shedding underestimate infection rates?. **Parasites & Vectors**, vol. 7, n. 243, 2014. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-7-243>

BOUGUERCHE, C.; HUSTON, D. C.; CRIBB, T. H.; KARLSBAKK, E.; AHMED, M.; HOLOVACHOV, O. Hidden in the fog: morphological and molecular characterization of *Derogenes varicus* sensu stricto (Trematoda, Derogenidae) from Sweden and Norway, and redescription of two poorly known *Derogenes* species. **Parasite**, v. 30, p. 35, 2023.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica. **Vigilância e controle de moluscos de importância epidemiológica: diretrizes técnicas**: Programa de Vigilância e Controle da Esquistossomose (PCE) / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Vigilância Epidemiológica – 2. ed. – Brasília: Editora do Ministério da Saúde, 178 p., 2008.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde e Ambiente. Departamento de Doenças Transmissíveis. **Vigilância da esquistossomose mansoni: diretrizes técnicas [recurso eletrônico]** / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde e Ambiente, Departamento de Doenças Transmissíveis. – Brasília: Ministério da Saúde, 116 p., 2024.

BRAUN, M. Trematoden der Chelonier. **Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum in Berlin**, vol. 2, p. 5-58, 1901.

BROOKS, D. R. *Neodeuterobaris pritchardae* gen. et sp. n. (Digenea: Microscaphidiidae) in a Sideneck Turtle, *Podocnemis lewyana* Dumeril 1852, from Colombia. **Journal of Parasitology**, vol. 62, n. 3, p. 426-428, 1976.

BULLARD, S. A.; DUTTON, H. R. Resolving the paraphyletic turtle blood flukes: Revision of Spirorchiidae Stunkard, 1921 and proposal of Carettacolidae Yamaguti, 1958, Hapalotrematidae (Stunkard, 1921) Poche 1926, Baracktreematidae n. fam., Plattidae n. fam., and Atamatamidae n. fam. **Journal of Parasitology**, vol. 108, n. 6, p. 553-564, 2022. <https://doi.org/10.1645/22-60>

BULLARD, S. A.; ROBERTS, J. R.; WARREN, M. B.; DUTTON, H. R.; WHELAN, N. V.; RUIZ, R. F.; PLATT, T. R.; TKACH, V. V.; BRANT, S. V.; HALANYCH, K. M. Neotropical turtle blood flukes: two new genera and species from the amazon river basin with a key to genera and comments on a marine-derived parasite lineage in South America. **Journal of Parasitology**, vol. 105, n. 4, p. 497-523, 2019. <https://doi.org/10.1645/19-27>

BUSH, A. O.; LAFFERTY, K. D.; LOTZ, J. M.; SHOSTAK, A. W. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. **Journal of Parasitology**, 83, 575-583, 1997.

BYERS, J. E. Marine parasites and disease in the era of global climate change. **Annual Review of Marine Science**, vol. 13, p. 397-420, 2021. <https://doi.org/10.1146/annurev-marine-031920-100429>

CARAVEDO, M. A.; CABADA, M. M. Human fascioliasis: current epidemiological status and strategies for diagnosis, treatment, and control. **Research and Reports in Tropical Medicine**, vol. 11, p. 149-158, 2020. <https://doi.org/10.2147/RRTM.S237461>

CARLSON, C. J.; HOPKINS, S.; BELL, K. C.; DOÑA, J.; GODFREY, S. S.; MACKENZIE, L. K.; LAFFERTY, K. D.; MOIR, M. L.; SPEER, K. A.; STRONA, G.;

TORCHIN, M.; WOOD, C. L. A global parasite conservation plan. **Biological Conservation**, vol. 250, 108596, 2020.

CARVALHO, B. F.; BARRETO, G. N. Desafios ao uso sustentável da ARIE da Lagoa do Portinho, no litoral do Piauí. **Revista Multidisciplinaridade de Educação e Meio Ambiente**, vol. 2, n. 4, 11, 2021. <https://doi.org/10.51189/rema/2652>

CARVALHO, G. A.; ANDRADE, C. F. S.; UETA, M. T. Suscetibilidade de três espécies de mosquitos (Diptera, Culicidae) ao parasitismo por xifidiocercárias (Trematoda). **Entomología y Vectores**, vol. 8, p. 105-120, 2001.

CARVALHO, G. A.; ANDRADE, C. F. S.; UETA, M. T. Experimental infection of *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) larvae with the xiphidiocercariae of a hematolechid. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, vol. 97, p. 573-578, 2002. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762002000400023>

CARVALHO, O. S.; AMARAL, R. S.; DUTRA, L. V.; SCHOLTE, R. G. C.; GUERRA, M. A. M. **Distribuição espacial de *Biomphalaria glabrata*, *B. straminea*, *B. tenagophila*, hospedeiros intermediários de *Schistosoma mansoni* no Brasil**. In: CARVALHO, O. S.; COELHO, P. M. Z.; LENZI, H. I. *Schistosoma mansoni* e Esquistossomose: Uma Visão Multidisciplinar [online]. Rio de Janeiro, Editora FIOCRUZ, p. 339-418, 2008.

CARVALHO, O. S.; MENDONÇA, C. L. F.; MARCELINO, J. M. R.; PASSOS, L. K. J.; FERNANDEZ, M. A.; LEAL, R. S.; CALDEIRA, R. L.; SCHOLTE, R. G. C.; CARMO, E. H.; MESQUITA, S. G.; THIENGO, S. C. Distribuição geográfica dos hospedeiros intermediários do *Schistosoma mansoni* nos estados do Paraná, Minas Gerais, Bahia, Pernambuco e Rio Grande do Norte, 2012-2014. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, vol. 27, n. 3, e2017343, 2018. <https://doi.org/10.5123/S1679-49742018000300016>

CAVACO, B.; CARVALHO, L. M. M.; SHIMODA, E.; SANTORO, M.; WERNECK, M. R. Helminth fauna of juvenile green sea turtles (*Chelonia mydas*) from Rio de Janeiro

State, Brazil. **Helminthologia**, vol. 60, n. 2, p. 196-200, 2023. <https://doi.org/10.2478/helm20230021>

CATANHEDE, S. P. D.; FERNANDEZ, M. A.; MATTOS, A. C.; MONTRESOR, L. C.; SILVA-SOUZA, N.; THIENGO, S. C. Freshwater gastropods of the Baixada Maranhense Microregion, an endemic area for schistosomiasis in the State of Maranhão, Brazil: I - qualitative study. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 47, n. 1, p. 79-85, 2014. <http://dx.doi.org/10.1590/0037-8682-0194-2013>

CHAI, J. Y. **Epidemiology of Trematode Infections**. In: TOLEDO, R.; FRIED, B. (eds). Digenetic Trematodes. Advances in Experimental Medicine and Biology, vol 766. Springer, New York, p. 241-292, 2014. https://doi.org/10.1007/978-1-4939-0915-5_8

CHAI, J.; CHO, J.; CHANG, T.; JUNG, B.; SOHN, W. Taxonomy of *Echinostoma revolutum* and 37-collar-spined *Echinostoma* spp.: A historical review. **Korean Journal of Parasitology**, vol. 58, n. 4, p. 343-371, 2020. <https://doi.org/10.3347/kjp.2020.58.4.343>

CHALKOWSKI, K.; LEPCZYK, C. A.; ZOHDY, S. Parasite ecology of invasive species: conceptual framework and new hypotheses. **Trends in Parasitology**, vol. 34, n. 8, p. 655-663, 2018. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2018.05.008>

CHAVIEL, B. M.; MASCARENHAS, C. S.; BERNARDON, F. F.; COIMBRA, M. A. A.; MÜLLER, G. New records of helminths in Chelidae freshwater turtles (Testudines) in South America. **Revista Brasileira de Zootecias**, vol. 21, n. 1, p. 1-11, 2020. <https://doi.org/10.34019/2596-3325.2020.v21.28232>

CHIEFFI, P. P.; GORLA, M. C. O.; TORRES, D. M. A. G. V.; DIAS, R. M. D. S., MANGINI, A. C. S.; MONTEIRO, A. V.; WOICIECHOVSKI, E. Human infection by *Phagicola* sp. (Trematoda, Heterophyidae) in the municipality of Registro, São Paulo State, Brazil. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, vol. 95, p. 346-348, 1992.

CICHETO, J. R. M.; STABILE, B. H. M.; FERMINO, F.; FABRIN, T. M. C.; OLIVEIRA, A. V.; TAKEMOTO, R. M.; GRAÇA, R. J. Molecular evidence of new freshwater turtle blood flukes (Digenea: Spirorchiidae) in the intermediate snail host *Biomphalaria occidentalis* Paraense, 1981 in an urban aquatic ecosystem in Brazil. **Parasitology Research**, vol. 120, p. 133-143, 2021. <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06945-4>

COELHO, P. N.; FERNANDEZ, M. A.; CESAR, D. A. S.; RUOCCO, A. M. C.; HENRY, R. Updated distribution and range expansion of the gastropod invader *Melanoides tuberculata* (Müller, 1774) in Brazilian waters. **BioInvasions Records**, v. 7, n. 4, p. 405-409, 2018. <https://doi.org/10.3391/bir.2018.7.4.08>

COELHO, P. R. S.; LOPEZ-HERNANDEZ, D.; OLIVEIRA, N. M. T.; GOMES, D. S.; GEIGER, S. M. PINTO, H. A. *Idiopyrgus souleyetianus* (Gastropoda: Tomichiidae) as an intermediate host of the liver fluke *Amphimerus* sp. (Trematoda: Opisthorchiidae) in Brazil. **Parasitology International**, v. 100, p. 102867, 2024. <https://doi.org/10.1007/10.1016/j.parint.2024.102867>

COHEN, S. C.; BRAY, R. A.; CAMPIÃO, K. M.; GIBSON, D.; JUSTO, M.; FERNANDES, B. M. M.; PINTO, H. A.; KOHLER, J. 2025. Trematoda in Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil. Disponível em: <<http://fauna.ibrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/79>>. Acesso em: 26 fev. 2025

COLLEY, E.; SIMONE, L. R. L.; SILVA, J. L. Uma viagem pela história da Malacologia. **Revista Estudos de Biologia: Ambiente e Diversidade**, v. 34, n. 83, p. 175-190, 2012. <https://doi.org/10.7213/estud.biol.7331>

COMBES, C. Trematodes: antagonism between species and sterilizing effects on snails in biological control. **Parasitology**, vol. 84, p. 151-175, 1982.

CORDERO, E. H.; VOGELSANG, E. G. Nuevos trematodos, II Cuatro Paramphistomidae de los quelonios sudamericanos. **Revista de Medicina Veterinária y Parasitología**, vol. 1, p. 3-14, 1940.

CORT, W. W.; NICHOLS, E. B. A New cystophorous cercaria from California. **Journal of Parasitology**, v. 7, n. 1, p. 8, 1920.

COSTA, F. N. L.; OLIVEIRA, Y. R.; SILVA, P. H.; FERREIRA, P. M. P.; PACHECO, A. C. L.; ABREU, M. C. Avaliação da qualidade hídrica de um rio do semiárido piauiense. **Journal of Environmental Analysis and Progress**, vol. 3, n. 2, p. 218-225, 2018. <https://doi.org/10.24221/jeap.3.2.2018.1828.218-225>

COURA, J. R.; AMARAL, R. S. Epidemiological and control aspects of schistosomiasis in Brazilian endemic areas. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, vol. 99, n. Suplementar I, p. 13-19, 2004. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762004000900003>

COUSTAU, C.; MITTA, G.; DISSOUS, C.; GUILLOU, F.; GALINIER, R.; ALLIENNE, J. F.; MODAT, S. *Schistosoma mansoni* and *Echinostoma caproni* excretory-secretory products differentially affect gene expression in *Biomphalaria glabrata* embryonic cells. **Parasitology**, vol. 127, n. 6, p. 533-542, 2003. <https://doi.org/10.1017/s0031182003004049>

COUTO, J. L. A. Esquistossomose mansoni em duas mesorregiões do Estado de Alagoas. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, vol. 38, n. 4, p. 301-304, 2005. <https://doi.org/10.1590/S0037-86822005000400004>

COUTO, R. M. P.; MIGUEL, M. C.; BRANCO, A. C.; SANTOS, P. S. Reptiles and amphibians from the fragments of seasonal Atlantic Forest in northern Paraná, Brazil. **Cuadernos de Educación y Desarrollo**, vol. 16, n. 4, p. 01-22, 2024. <https://doi.org/10.55905/cuadv16n4-096>

CRIBB, T. H.; BRAY, R. A.; LITTLEWOOD, D. T. J.; PICHELIN, S. P.; HERNIOU, E. A. The Digenea. In: LITTLEWOOD D. T.J. & BRAY, R. A. (Eds.). **Interrelationships of the Platyhelminthes**. CRC Press, p. 168-185, 2001.

CRIBB, T. H.; BRAY, R. A.; OLSON, P. D.; LITTLEWOOD, D. T. Life cycle evolution in the Digenea: a new perspective from phylogeny. **Advances in Parasitology**, vol. 54, p. 197-254, 2003. [https://doi.org/10.1016/s0065-308x\(03\)54004-0](https://doi.org/10.1016/s0065-308x(03)54004-0)

CUNHA, J. R.; FREITAS, R. C. A.; SOUZA, D. J. A. T.; GUALBERTO, A. V. S.; SOUZA, H. A.; LEITE, L. F. C. Soil biological attributes in monoculture and integrated systems in the Cerrado region of Piauí State, Brazil. **Acta Scientiarum**, vol. 43, e51814, 2021. <https://doi.org/10.4025/actasciagron.v43i1.51814>

DAVIS, G. M.; WILKE, T.; ZHANG, Y.; XU, X. J.; QIU, C. P.; SPOLSKY, C.; QIU, D. C.; LI, Y. S.; XIA, M. Y.; FENG, Z. Snail –*Schistosoma*, *Paragonimus* interactions in China: population ecology, genetic diversity, coevolution and emerging diseases. **Malacologia**, vol. 41, n. 2, p. 355-377, 1999.

DAWES, B. **The Trematoda, With Special Reference to British and Europeans Forms**. Cambridge University Press, London, reprinted with corrections 1956, reissued, 1968, 644 p., 1946.

DESLANDES, N. Técnica de Dissecção e Exame de Planorbídeos. **Revista do Serviço Especial de Saúde Pública**, v. 4, n. 2, p. 371-382, 1951.

DIAS, A. S.; ARAÚJO, J. V.; BRAGA, F. R.; ARAUJO, J. M.; PUPPIN, A. C.; FERNANDES, F. M.; RAMOS, R. F.; BERTONCELI, R. M.; SILVA, R. G.; PERBONI, W. R. Biological control of *Fasciola hepatica* eggs with the *Pochonia chlamydosporia* fungus after passing through the cattle gastrointestinal tract. **Parasitology Research**, vol. 110, p. 663-667, 2012. <https://doi.org/10.1007/s00436-011-2538-6>

DÍAZ-UNGRÍA, C. Helmintos parásitos de vertebrados en el Estado Zulia. Algunas especies nuevas para Venezuela. **Kasmera**, vol. 6, n. 1-4, p. 207-233, 1978.

DOBBIN JR, J. E. Sobre uma nova espécie do gênero “*Telorchis*” Lueh, 1900 (Trematoda, Telorchidae). **Revista Brasileira de Biologia**, vol. 17, n. 4, p. 509-512, 1957.

DUAN, Y.; AL-JUBURY, A.; KANIA, P. W.; BUCHMANN, K. Trematode diversity reflecting the community structure of Danish freshwater systems: molecular clues. **Parasites & Vectors**, n. 14, 43, 2021. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04536-x>

DUBOIS, F.; BINNING, S.A. Predation and parasitism as determinants of animal personalities. **Journal of Animal Ecology**, vol. 91, n. 9, 1918-1928, 2022.

DUBOIS, G. Les diplostomes de reptiles (Trematoda: Proterodiplostomidae nov. fam.) du muse de Vienne. **Bulletin de la Société de Science Naturelle de Neuchâtel**, vol. 61, p. 5-80, 1936.

DUBOIS, G. Révision et nouvelle clé de détermination des Diplostomes de Reptiles (Trematoda: Proterodiplostomidae Dubois, 1936). **Bulletin de la Société Neuchâteloise des Sciences Naturelles**, vol. 102, p. 39-48, 1979.

DUNGHYNGZIN, C.; CHONTANANARTH, T. Prevalence of cercarial infections in freshwater snails and morphological and molecular identification and phylogenetic trends of trematodes. **Asian Pacific Journal of Tropical Medicine**, vol. 13, n. 10, p. 439-447, 2020. <https://doi.org/10.4103/1995-7645.291037>

DYER, W. G.; CARR, J. L. Some digeneans of the Neotropical turtle genus *Rhinoclemmys* in Mexico and South America. **Journal of the Helminthological Society of Washington**, vol. 57, p. 12-14, 1990.

EHLERS, U. **Phylogenetic relationships within the Platyhelminthes**. In: MORRIS, S. D, GEORGE J. D., GIBSON, R., PLATT H. M. (Eds.) **The Origins and Relationships of Lower Invertebrates**. Oxford, Oxford University, 143-158, 1985.

EMBRAPA. **Mapa de solos do Brasil**. Geoinfo – Embrapa, 2020. Disponível em: (http://geoinfo.cnps.embrapa.br/layers/geonode%3Abrasil_solos_5m_20201104)

ESCH, G. W. **Parasites and Infectious Diseases: Discovery by Serendipity and Otherwise**. Cambridge University Press, Cambridge, 366 p., 2007.

ESCH, G. W.; BARGER, M. A.; FELLIS, K. J. The transmission of digenetic trematodes: style, elegance, complexity. **Integrative and Comparative Biology**, vol. 42, p. 304-312, 2002. <https://doi.org/10.1093/icb/42.2.304>

ESCH, G. W.; CURTIS, L. A.; BARGER, M. A. A perspective on the ecology of trematode communities in snails. **Parasitology**, vol. 123, n. 7, p. 57-75, 2003. <https://doi.org/10.1017/S0031182001007697>

ESTEBAN, J. G. MUÑOZ-ANTOLI, C.; TRELIS, M.; TOLEDO, R. **Effects of nonschistosome larval trematodes on *Biomphalaria* snails**. In TOLEDO, R.; FRIED, B. *Biomphalaria* Snails and Larval Trematodes, Springer, New York, p. 127-158, 2011.

FERNANDES, B. M. M.; JUSTO, C. N.; CÁRDENAS, M. Q.; COHEN, S. C. **South American trematodes parasites of birds and mammals**. FIOCRUZ – RJ. Rio de Janeiro. 516 p, 2015.

FERNANDES, B. M. M.; KOHN, A. **South American Trematodes Parasites of Amphibians and Reptiles**. Oficina de Livros, Rio de Janeiro, 226 p., 2024. (<https://www.arca.fiocruz.br/handle/icict/64220>)

FERNÁNDEZ, M. V.; HAMANN, M. I.; OSTROWSKI DE NÚÑEZ, M. Echinostome cercariae from *Biomphalaria straminea* (Mollusca: Planorbidae) in a ricefield from northeastern Argentina. **Revista Mexicana de Biodiversidad**, vol. 85, n. 4, p. 1024-1031, 2014. <https://doi.org/10.7550/rmb.43875>

FERNÁNDEZ, M. V.; HAMANN, M. I.; OSTROWSKI DE NÚÑEZ, M. New larval trematodes in *Biomphalaria* species (Planorbidae) from Northeastern Argentina. **Acta Parasitologica**, vol. 61, 3, p. 471-492, 2016. <https://doi.org/10.1515/ap-2016-0064>

FERREIRA, L. F. O fenômeno parasitismo. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, vol. 7, n. 4, p. 261-277, 1973.

FERREIRA, L. R. M. **Parasitas gastrointestinais de *Peltocephalus dumerilianus* (Schweigger, 1812) no Parque Nacional do Jaú, Barcelos, Amazonas: taxonomia alfa e aspectos da interação parasita-hospedeiro**. Tese de Doutorado (Universidade Estadual Paulista), 74 p., 2016.

FIGUEIRA, G. F.; OLIVEIRA, V. H. S.; TARODA, A.; ALFIERI, A. A.; HEADLEY, S. A. Molecular characterization of *Eurytrema coelomaticum* in cattle from Paraná, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, vol. 23, n. 3, p. 383-386, 2014. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612014022>

FISCHTHAL, J. H.; KUNTZ, R. E. Some trematodes of amphibians and reptiles from Taiwan. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, vol. 42, n. 1, p. 1-13, 1975.

FLINK, H.; BEHRENS, J. W.; SVENSSON, A. Consequences of eye fluke infection on anti predator behaviours in invasive round gobies in Kalmar Sound. **Parasitology Research**, vol. 116, p. 1653-1663, 2017. <https://doi.org/10.1007/s00436-017-5439-5>

FLORES-LOPES, F.; THOMAZ, A. T. Assessment of environmental quality through analysis of frequency of the black spot disease in an assemblage of fish, Guaíba lake, RS, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, vol. 71, n. 4, p. 915-923, 2011. <https://doi.org/10.1590/S1519-69842011000500012>

FONSECA, C. F.; ROJAS, N. J. J. T.; VIEIRA, F. M.; FERREIRA, A. P. S.; RODRIGUES, M. S.; BARROS, M. E. G.; JÚNIOR, V.A. S.; MOURA, G. J. B.; OLIVEIRA, J. B. Helminth fauna and histopathology associated with parasitic infections in *Phrynops geoffroanus* (Schweigger, 1812) (Testudines, Chelidae) in a Brazilian river subjected to anthropogenic activities. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, vol. 26, 100639, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2021.10063>

FRANSEN, F.; CHRISTENSEN, N. O.; An introductory guide to identification of cercariae from African freshwater snails with special reference to cercariae of trematode species of medical and veterinary importance. **Acta Tropica**, vol. 41, n. 2, p. 181-202, 1984.

FREITAS, J. F. T.; DOBBIN JR, J. E. *Telorchis diaphanus* sp. n. trematódeo parasito de quelônio. **Anais da Sociedade de Biologia de Pernambuco**, vol. 16, n. 1, p. 191-199, 1959.

FREITAS, J. F. T.; DOBBIN JR, J. E. Sobre um novo trematódeo Echinostomatidae parasito de quelônio. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, vol. 65, n. 1, p. 37-39, 1967.

FREITAS, M. **Helmintologia Veterinária**. Precisa Editora Gráfica LTDA. Belo Horizonte. 5ed, 396 pp.

GALAKTIONOV, K. V.; DOBROVOLSKIJ, A. A. The trematode life cycle as a system of adaptations. In: FRIED, B.; GRACZYK, T. K. (Eds). **The Biology and Evolution of Trematodes**. Springer. Dordrecht, Netherlands. 592 p., 2003.

GARCIA, J. S. Avaliação bioquímica, hematológica e histopatológica de ratos wistar (*Rattus norvegicus*) infectados experimentalmente por *Echinostoma paraensei* (Trematoda: Echinostomatidae). 82 p. **Dissertação (Mestrado)** – Universidade Federal do Rio de Janeiro – Instituto de Veterinária, Seropédica, 2010.

GEORGIEVA, S.; FALTÝNKOVÁ; BROWN, R.; BLASCO-COSTA, I.; SOLDÁNOVÁ, M.; SITKO, J.; SCHOLZ, T.; KOSTADINOVA, A. *Echinostoma 'revolutum'* (Digenea: Echinostomatidae) species complex revisited: species delimitation based on novel molecular and morphological data gathered in Europe. **Parasites and Vectors**, vol. 7, 520, 2014. <https://doi.org/10.1186/s13071-014-0520-8>

GHARBI, K.; BOUGUERCHE, C.; AHMED, M.; PÉREZ-PONCE DE LEÓN, G.; TAZEROUTI, F. Redescription and molecular characterisation of *Derogenes ruber*

Lühe, 1900 (Hemiuroidea: Derogenidae) from *Chelidonichthys lastoviza* (Scorpaeniformes: Triglidae) in the Western Mediterranean. **Acta Parasitologica**, vol. 69, p. 309-323, 2024. <https://doi.org/10.1007/s11686-023-00749-z>

GIBSON, D. I.; JONES, A.; BRAY, R. A. **Keys to the Trematoda**. Vol 1. CAB International, London. 521 p., 2002.

GOMEZ, A.; NICHOLS, E. Neglected wild life: parasitic biodiversity as a conservation target. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, vol. 2, p. 222-227, 2013. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2013.07.002>

GORDY, M. A.; HANINGTON, P. C. A fine-scale phylogenetic assessment of digenean trematodes in central Alberta reveals we have yet to uncover their total diversity. **Ecology and Evolution**, vol. 9, p. 3153-3238, 2019. <https://doi.org/10.1002/ece3.4939>

GORDY, M. A.; KOPRIVNIKAR, J.; MCPHAIL, B.; HANINGTON, P. C. Environmental and ecological factors driving trematode parasite community assembly in central Alberta lakes. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, vol. 13, p. 283-291, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2020.11.008>

GUIMARÃES, A.; RODRIGUES, A. S. L.; MALAFAIA, G. Adequação de um protocolo de avaliação rápida de rios para ser usado por estudantes do ensino fundamental. **Revista Ambiente & Água**, vol. 7, n. 3, p. 241-260, 2012. <https://doi.org/10.4136/ambi-agua.996>

HABIB, M. R.; SHAN, L. V.; ROLLINSON, D.; ZHOU, X. Invasion and dispersal of *Biomphalaria* species: increased vigilance needed to prevent the introduction and spread of schistosomiasis. **Frontiers in Medicine**, vol. 8, 614797, 2021. <https://doi.org/10.3389/fmed.2021.614797>

HASIK, A. Z.; SIEPIELSKI, A. M. Parasitism shapes selection by drastically reducing host fitness and increasing host fitness variation. **Biology Letters**, vol. 18, 20220323, 2022.

HECHINGER, R. F. Let's restart formally naming 'larval' trematodes. **Trends in Parasitology**, vol. 39, n. 8, p. 638-649, 2023. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2023.05.011>

HELMER, N.; HÖRWEG, C.; SATTMANM, H.; REIER, S.; SZUCSICH, N. U.; BULANTOVÁ, J.; HARING, E. DNA barcoding of *Trichobilharzia* (Trematoda: Schistosomatidae) species and their detection in eDNA water samples. **Diversity**, vol. 15, n. 1, 104, 2023. <https://doi.org/10.3390/d15010104>

HENEBERG, P.; ROJAS, A.; BIZOS, J.; KOCKOVÁ, L.; MALÁ, M.; ROJAS, D. Focal *Philopthalmus gralli* infection possibly persists in *Melanoides tuberculata* over two years following the definitive hosts' removal. **Parasitology International**, vol. 63, p. 802-807, 2014. <http://dx.doi.org/10.1016/j.parint.2014.07.012>

HERRMANN, K.; POULIN, R. Life cycle truncation in a trematode: Does higher temperature indicate shorter host longevity? **International Journal for Parasitology**, vol. 41, p. 697-704, 2011. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2011.01.009>

HORÁK, P.; KOLÁROVÁ, L. Snails, waterfowl and cercarial dermatitis. **Freshwater Biology**, vol. 56, p. 779-790, 2011. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2427.2010.02545.x>

HORÁK, P.; MIKES, L.; LICHTENBERGOVÁ, L.; SKÁLA, V.; SOLDÁNOVA, M.; BRANT, S. V. Avian schistosomes and outbreaks of cercarial dermatitis. **Clinical Microbiology Reviews**, vol. 28, n. 1, 2015. <https://doi.org/10.1128/cmr.00043-14>

ILHA, M. R. S.; LORETTI, A. P.; REIS, A. C. F. Wasting and mortality in beef cattle parasitized by *Eurytrema coelomaticum* in the State of Paraná, southern Brazil. **Veterinary Parasitology**, vol. 133, p. 49-60, 2005. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2005.02.013>

JOE, L. K.; BASCH, P. F. The life cycle of *Paryphostomum segregatum* Dietz, 1909. **Journal of Parasitology**, vol. 53, n. 2, p. 280-286, 1967.

JOHNSON, P. T.; LUNDE, K. B.; THURMAN, E. M.; RITCHIE, E. G.; WRAY, S. N.; SUTHERLAND, D. R.; BLAUSTEIN, A. R. Parasite (*Ribeiroia ondatrae*) infection linked to amphibian malformations in the western United States. **Ecological Monographs**, vol. 72, p. 151-168, 2002. [https://doi.org/10.1890/0012-9615\(2002\)072\[0151:PROILT\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1890/0012-9615(2002)072[0151:PROILT]2.0.CO;2)

JOHNSON, P. T.; MCKENZIE, V. J. Effects of environmental change on helminth infections in amphibians: exploring the emergence of *Ribeiroia* and *Echinostoma* infections in North America. In: Rafael Toledo Bernard Fried (Eds.) **The Biology of Echinostomes**. Springer Nature, Switzerland. p. 249-280, 2009.

JOVEM-AZEVÊDO, D.; BEZERRA-NETO, J. F.; FEIO, M. J.; FERNANDES, R.; GOMES, W. I. A.; THOMAZ, S. M. MOLOZZI, J. Modelling the abundance of a non-native mollusk in tropical semi-arid reservoirs. **Hydrobiologia**, vol. 849, p. 625-639, 2022. <https://doi.org/10.1007/s10750-021-04729-0>

KANEV, I. Life-cycle, delimitation and redescription of *Echinostoma revolutum* (Froelich, 1802) (Trematoda: Echinostomatidae). **Systematic Parasitology**, vol. 28, p. 125-144, 1994. <https://doi.org/10.1007/BF00009591>

KARKI, P.; JHA, P.; MAINALI, G.; KHADKA, M.; KARKI, P.; THAPA, J. B.; KARKI, G. Incidental diagnosis of paragonimiasis after histopathological examination of cholecystectomy specimen in Nepal: A case report. **Annals of Medicine & Surgery**, vol. 63, 102170, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.amsu.2021.02.016>

KATZ, N. Inquérito Nacional de Prevalência da Esquistossomose mansoni e Geo-helmintoses/Naftale Katz. – Belo Horizonte: CPqRR, 76 p., 2018.

KING, K. C.; JOKELA, J.; LIVELY, C. M. Parasites, sex, and clonal diversity in natural snail populations. **Evolution**, vol. 65, n. 5, p. 1474-1481, 2011.

KIRILLOVA, N. Y.; KIRILLOV, A. A.; CHIKHLAYEV, I. V.; SHCHENKOV, S. V. Hidden in the frog: morphological and molecular characterization of *Halipegus ovocaudatus* (Platyhelminthes: Trematoda), type species of the genus *Halipegus* Looss, 1899. **Systematic Parasitology**, v. 101, n. 5, p. 65, 2024. <https://doi.org/10.1007/s11230-024-10184-x>

KNOFF, M.; BROOKS, D. R.; MULLINS, M. C.; GOMES, D. C. A new genus and a new species of Cladorchiidae (Digenea: Dadayiinae) from *Podocnemis expansa* (Chelonia) of the neotropical region, state of Para, Brazil. **Journal of Parasitology**, vol. 98, n. 2, p. 378-381, 2012. <https://doi.org/10.1645/GE-2785.1>

KOHN, A.; FERNANDES, B. M. M. Revision of the Brazilian species of the genus *Halipegus* Looss, 1899 (Trematoda: Derogenidae). **Systematic Parasitology**, vol. 11, n. 2, p. 129–137, 1988.

KOHN, A.; FERNANDES, B. M. M.; COHEN, S. C. **South American Trematodes Parasites of Fishes**, Imprinta Express Ltda, Rio de Janeiro, 318 p., 2007.

KOHN, A.; PEREIRA, R. C. S. Revisão do gênero *Hippocrepis* Travassos, 1922 (Trematoda). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, vol. 68, p. 1-7, 1970.

KOLÁROVÁ, L.; HORÁK, P.; SKÍRNISSON, K.; MARECKOVÁ, H.; DOENHOFF, M. Cercarial dermatitis, a neglected allergic disease. **Clinical Review in Allergy & Immunology**, vol. 45, p. 63-74, 2013. <https://doi.org/10.1007/s12016-012-8334-y>

KOSTADINOVA, A. Family Echinostomatidae Looss, 1899. In: **Keys to the Trematoda**, 1 ed.; Jones, A.; Bray, R.A.; Gibson, D.J.; CAB: International and The Natural History Museum, London, UK, Vol. 2, p. 9-64, 2005.

KOSTADINOVA, A.; GIBSON, D. I. The systematics of the echinostomes. In: FRIED, B.; GRACZYK, T. K. (eds.) **Echinostomes as experimental models for biological**

research. Dordrecht: Springer, p. 31–52, 2000. <https://doi.org/10.1007/978-94-015-9606-0>

KOSTADINOVA, A.; HERNIOUR, E. A.; BARRETT, J.; LITTLEWOOD, D. T. J. Phylogenetic relationships of *Echinostoma* Rudolphi, 1809 (Digenea: Echinostomatidae) and related genera re-assessed via DNA and morphological analyses. **Systematic Parasitology**, vol. 54, n. 3, p. 159-176, 2003. <https://doi.org/10.1023/a:1022681123340>

KOTZIAN, C. B.; AMARAL, A. M. B. Diversity and distribution of mollusks along the Contas River in a tropical semiarid region (Caatinga), Northeastern Brazil. **Biota Neotropica**, vol. 13, n. 4, p. 299-314, 2013. <https://doi.org/10.1590/S1676-06032013000400027>

KREMNEV, G.; GONCHAR, A.; URYADOVA, A.; KRAPIVIN, V.; SKOBKINA, O.; GUBLER, A.; KRUPENKO, D. No tail no fail: life cycles of the Zoogonidae (Digenea). **Diversity**, vol. 15, n. 1, 121, 2023. <https://doi.org/10.3390/d15010121>

KRUPENKO, D.; KREMNEV, G.; GONCHAR, A.; URYADOVA, A.; MIROLIUBOV, A.; KRAPIVIN, V.; SKOBKINA, O.; GUBLER, A.; KNYAZEVA, O. Species complexes and life cycles of digenetic trematodes from the family Derogenidae. **Parasitology**, vol. 149, n. 2, p. 1590-1606, 2022. <https://doi.org/10.1017/S003118202200110X>

LACERDA, G. M. C.; SANTANA, J. A.; FILHO, J. A. A.; RIBEIRO, S. C. Checklist of parasites associated with 'reptiles' in Northeast Brazil. **Journal of Helminthology**, vol. 97, e3, 2023. <https://doi.org/10.1017/S0022149X22000785>

LAGRUE, C.; MCEWAN, J.; POULIN, R.; KEENEY, D. V. Co-occurrences of parasite clones and altered host phenotype in a snail–trematode system. **International Journal for Parasitology**, vol. 37, n. 13, p. 1459-1467, 2007. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2007.04.022>

LAGRUE, C.; POULIN, R. Life cycle abbreviation in trematode parasites and the

developmental time hypothesis: is the clock ticking? **Journal of Evolutionary Biology**, vol. 22, n. 8, p. 1727-1738, 2009. <https://doi.org/10.1111/j.1420-9101.2009.01787.x>

LAIDEMITT, M. R.; BRANT, S. V.; MUTUKU, M. W.; MKOJI, G. M. LOKER, E. S. The diverse echinostomes from East Africa: With a focus on species that use *Biomphalaria* and *Bulinus* as intermediate hosts. **Acta Tropica**, vol. 193, p. 38-49, 2019. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2019.01.025>

LALOR, R.; CWIKLINSKI, K.; CALVANI, N. E. D.; DOREY, A.; HAMON, S.; CORRALES, J. L.; DALTON, J. P.; VERISSIMO, C. M. Pathogenicity and virulence of the liver flukes *Fasciola hepatica* and *Fasciola Gigantica* that cause the zoonosis Fasciolosis. **Virulence**, vol. 12, n. 1, p. 2839-2867, 2021. <https://doi.org/10.1080/21505594.2021.1996520>

LEAL, M. F.; SIMONE, L. R. L.; CASTRO, E. S.; SANTOS, O.; SILVA, A. R. V.; DANTAS, K. K. S.; SOUSA, J. H.; SILVA, E. L.; PINHEIRO, T. G.; LACERDA, A. C. F. Malacofauna of lotic environments in the Northeast and Brazilian semiarid region: current knowledge and new records. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, vol. 93, suppl. 4, e20210140, 2021. <https://doi.org/10.1590/0001-3765202120210140>

LEFEBVRE, F.; POULIN, R. Life history constraints on the evolution of abbreviated life cycles in parasitic trematodes. **Journal of Helminthology**, vol. 79, p. 47-53, 2005. <https://doi.org/10.1079/JOH2004273>

LEHUN, A. L.; MUNIZ, C. M.; SILVA, J. O. S.; CAVALCANTI, L. D.; TAKEMOTO, R. M. The functional traits of host fish can act as good predictors for parasite composition in a neotropical floodplain. **Journal of Fish Biology**, vol. 104, n.1, p. 206-215, 2023. <https://doi.org/10.1111/jfb.15576>

LEMOS, A. C. M.; COELHO, J. C.; MATOS, E. D.; MONTAL, G.; AGUIAR, F.; BADARÓ, R. Paragonimiasis: first case reported in Brazil. **Brazilian Journal of**

Infectious Diseases, vol. 11, n. 1, p. 153-156, 2007. <https://doi.org/10.1590/S1413-86702007000100031>

LENIS, C.; VÉLEZ, I. Digeneans in *Trachemys callirrostris callirrostris* and *Podocnemis lewyana* (Testudinata) from the Magdalena River, Colombia: description of *Pseudonematophila* n. gen. and amendment of *Nematophila* Travassos, 1934 (Cladorchiidae: Schizamphistominae). **Zootaxa**, vol. 3095, n. 1, p. 49-62, 2011. <https://doi.org/10.5281/zenodo.279099>

LEÓN, G. P.; SERENO-URIBE, A. L.; PINACHO-PINACHO, C. D.; GARCÍA-VARELA, M. Assessing the genetic diversity of the metacercariae of *Posthodiplostomum minimum* (Trematoda: Diplostomidae) in Middle American freshwater fishes: one species or more?. **Parasitology**, vol. 149, n. 2, p. 239-252, 2022. <https://doi.org/10.1017/S0031182021001748>

LEÓN-RÉGAGNON, V.; ROMERO-MAYÉN, A. R. A New species of *Halipegus* Looss, 1899 (Trematoda: Derogenidae) parasitic in *Rana psilonota* Webb, 2001 of Atenquique, Jalisco, Mexico. **Journal of Parasitology**, v. 99, n. 6, p. 1067-1070, 2013. <https://doi.org/10.1645/12-161.1>

LEUNG, T. L. F. Zoonotic parasites in reptiles, with particular emphasis on potential zoonoses in Australian reptiles. **Current Clinical Microbiology Reports**, vol. 11, p. 88-98, 2024. <https://doi.org/10.1007/s40588-024-00221-0>

LIM, H. K.; HEYNEMAN, D. Intramolluscan inter-trematode antagonism: a review of factors influencing the host-parasite system and its possible role in biological control. **Advances in Parasitology**, vol. 10, p. 191-268, 1972.

LIMA, I. M. M.; GUERRA, A. J. T. Ambiente montanhoso e turismo em Pedro II, Piauí. **Geosul**, v. 35, n. 74, p. 518-538, 2020. <http://doi.org/10.5007/1982-5153.2020v35n74p518>

LIU, Q.; WEI, F.; LIU, W.; YANG, S.; ZHANG, X. Paragonimiasis: an important food-borne zoonosis in China. **Trends in Parasitology**, vol. 34, n. 7, p. 318-323, 2008. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2008.03.014>

LIVELY, C. M. Trematode infection and the distribution and dynamics of parthenogenetic snail populations. **Parasitology**, vol. 123, p. 19-26, 2001. <https://doi.org/10.1017/s0031182001008113>

LITTLEWOOD, D. T. J.; BRAY, R. A.; WAESCHENBACH, A. **Phylogenetic patterns of diversity in cestodes and trematodes**. In: MORAND, S., KRASNOV, B., TIMOTHY, D.; LITTLEWOOD, J. Parasite Diversity and Diversification: Evolutionary Ecology Meets Phylogenetics. Cambridge University Press, UK. 304-319 pp.

LOMBARDERO, O. J.; MORIENNA, A. Nuevos trematodos para la Argentina em *Phrynops hilarii* (Duméril y Bibron). **Revista de Medicina Veterinária**, vol. 58, p. 64-68, 1977.

LOCKE, S. A.; DRAGO, F. B.; LOPEZ-HERNANDEZ, D.; CHIBWANA, F. D.; NUNES, V.; DAM, A. V.; ACHINELLY, M. F.; JOHNSON, P. T. J.; ASSIS, J. C. A.; MELO, A. L.; PINTO, H. A. Intercontinental distributions, phylogenetic position and life cycles of species of *Apharyngostrigea* (Digenea, Diplostomoidea) illuminated with morphological, experimental, molecular and genomic data. **International Journal for Parasitology**, v. 51, n. 8, p. 667-683, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2020.12.006>

LOCKE, S. A.; MCLAUGHLIN, D. M.; LAPIERRE, A. R.; JOHNSON, P. T. J.; MARCOGLIESE, D. J. Linking larvae and adults of *Apharyngostrigea cornu*, *Hysteromorpha triloba*, and *Alaria mustelae* (Diplostomoidea: Digenea) using molecular data. **Journal of Parasitology**, vol. 97, n. 5, p. 846-851, 2011. <https://doi.org/10.1645/GE-2775.1>

LOCKYER, A. E.; JONES, C. S.; NOBLE, L.; ROLLINSON, D. Trematodes and snails: An intimate association. **Canadian Journal of Zoology**, vol. 82, n. 2, p. 251-269, 2011. <https://doi.org/10.1139/z03-215>

LOPES, A. S.; PULIDO-MURILLO, E. A.; MELO, A. L.; PINTO, H. A. *Haplorchis pumilio* (Trematoda: Heterophyidae) as a new fish-borne zoonotic agent transmitted by *Melanoides tuberculata* (Mollusca: Thiaridae) in Brazil: A morphological and molecular study. **Infection, Genetics and Evolution**, vol. 85, 104495, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2020.104495>

LOPES, A. S.; PULIDO-MURILLO, E. A.; LÓPEZ-HERNANDEZ, D.; MELO, A. L.; PINTO, H. A. First report of *Melanoides tuberculata* (Mollusca: Thiaridae) harboring a xiphidiocercaria in Brazil: A new parasite introduced in the Americas?. **Parasitology International**, v. 82, p. 102284, 2021. <https://doi.org/10.1007/10.1016/j.parint.2021.102284>

LOPEZ-HERNANDEZ, D. D. **Cercárias das superfamílias Diplostomoidea, Echinostomatoidea e Plagiorchioidea em moluscos do Brasil: novos registros baseados na abordagem taxonômica integrativa**. Tese de Doutorado (Programa de Pós-Graduação em Parasitologia – Universidade Federal de Minas Gerais). 285 p., 2022.

LOPEZ-HERNANDEZ, D.; LEIBOWITZ, M. P.; PINTO, H. A.; LEAL, C. A. G. First report of *Crassiphiala* sp. (Trematoda: Diplostomidae) as an etiological agent of black spot disease in commercial ornamental fish from Brazil. **Parasitology Research**, vol. 122, p. 1037-1042, 2022. <https://doi.org/10.1007/s00436-023-07794-7>

LOPEZ-HERNANDEZ, D.; LOCKE, S. A.; MELO, A. L.; RABELO, E. M. L. PINTO, H. A. Molecular, morphological and experimental assessment of the life cycle of *Posthodiplostomum nanum* Dubois, 1937 (Trematoda: Diplostomidae) from Brazil, with phylogenetic evidence of the paraphyly of the genus *Posthodiplostomum* Dubois, 1936. **Infection Genetics and Evolution**, vol. 63, p. 95-103, 2018. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2018.05.010>

LOPEZ-HERNANDEZ, D.; MELO, A. L.; PINTO, H. A. *Stenophysa marmorata* (Mollusca: Physidae) as an intermediate host of the snake parasite *Renifer* sp. (Trematoda: Reniferidae) in Brazil. **Journal of Parasitology**, v. 109, p. 129-134, 2023. <https://doi.org/10.1645/22-87>

LÜHE, M. Parasitische Plattwürmer I, Trematodes. **Die Süßwasserfauna Deutschlands**, vol. 17, p. 1-27, 1909.

LUN, Z. R.; GASSER, R. B.; LAI, D. H.; LI, A. X.; ZHU, X. Q.; YU, X. B. FANG, Y. Y. Clonorchiasis: a key foodborne zoonosis in China. **Lancet Infectious Diseases**, vol. 5, n. 1, p. 31-41, 2005. [https://doi.org/10.1016/S1473-3099\(04\)01252-6](https://doi.org/10.1016/S1473-3099(04)01252-6)

LUKSEVICS, E.; LEBEDEV, O., MARK-KURIK, E.; KARATAJUTË-TALIMAA, V. The earliest evidence of host–parasite interactions in vertebrates. **Acta Zoologica**, vol. 90, suppl. 1, p. 335-343, 2009. <https://doi.org/10.1111/j.1463-6395.2008.00362.x>

LUTON, K.; WALKER, D; BLAIR, D. Comparisons of ribosomal internal transcribed spacers from two congeneric species of flukes (Platyhelminthes: Trematoda: Digenea). **Molecular and Biochemical Parasitology**, vol. 56, p. 323-328, 1992.

LUTZ, A. Estudo sobre a evolução dos endotrematodes brasileiros. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, p. 95-103, 1922. <https://doi.org/10.1590/S0074-02761922000100005>

LUTZ, A. Estudo sobre a evolução dos endotrematodes brasileiros. Parte especial: 1. Echinostomidae. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, vol. 17, n. 1, p. 55-73, 1924. <https://doi.org/10.1590/S0074-02761924000100003>

LUTZ, A. Contribuição ao Conhecimento da Ontogenia das Strigeidas. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, vol. 25, n. 4, p. 333-342, 1931. <https://doi.org/10.1590/S0074-02761931000400005>

MADHAVI, R.; BRAY, R. A. **The digenetic trematodes**. In: MADHAVI, R.; BRAY, R. A. (Eds), *Digenetic Trematodes of Indian marine fishes*. Springer, p. 9-21, 2018.

MAÑÉ-GARZÓN, F. & GIL, O. Trematodos de las tortugas del Uruguay, II. **Comunicaciones Zoológicas del Museo de Historia Natural de Montevideo**, vol. 5, p. 1-15, 1961a.

MAÑÉ-GARZÓN, F. & GIL, O. Trematodos de las tortugas del Uruguay, IV. Tres novas especies do genero *Telorchis* Lühe, 1900 no Uruguay. **Comunicaciones Zoológicas del Museo de Historia Natural de Montevideo**, vol. 5, p. 1-18, 1961b.

MAÑÉ-GARZÓN, F. & GIL, O. Trematodos de las tortugas del Uruguay, III. Una nueva especie del género *Telorchis* Luehe, 1900 (Trematoda: Telorchidae). **Neotropica**, vol. 7, p. 39-42, 1961c.

MAÑÉ-GARZÓN, F. & GIL, O. Trematodos de las tortugas del Uruguay, I. Una nueva especie del genero *Polystomoides* Ward, 1917, de la cavidad bucal de *Phrynops hilarii* (D. & B.). **Comunicaciones Zoológicas del Museo de Historia Natural de Montevideo**, vol. 5, p. 1-9, 1961d.

MAÑÉ-GARZÓN, F. & HOLCMAN-SPECTOR, B. Trematodos de las tortugas del Uruguay, VII. *Polystomoides rohdei* n. sp. de la boca de *Pseudemys dorbigni* (Dum. e Bib.). **Comunicaciones Zoológicas del Museo de Historia Natural de Montevideo**, vol. 9, p. 1-7, 1969.

MANGA-GONZÁLEZ, M. Y.; GONZÁLEZ-LANZA, C.; CABANAS, E.; CAMPO, R. Contributions to and review of dicrocoeliosis, with special reference to the intermediate hosts of *Dicrocoelium dendriticum*. **Parasitology**, vol. 123, n. 7, 2001. <https://doi.org/10.1017/S0031182001008204> 22

MARCOGLIESE, D. J. Parasites of the superorganism: are they indicators of ecosystem health?. **International Journal for Parasitology**, vol. 35, vol. 7, p. 705-716, 2005. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2005.01.015>

MARTORELLI, S. R. **Manual de reconocimiento de cercarias con una Introducción al conocimiento de los Digeneos: Cercarias parásitas de *Biomphalaria* spp. en el área de influencia de la represa de Salto Grande.** CEPAVE. La Plata, Argentina. 120 p., 2003.

MARTORELLI, S. R.; ALDA, P.; MARCOTEGUI, P.; LA SALA, L. F.; MONTES, M. M. Larval digeneans in *Biomphalaria* snails from the Salto Grande Dam area in the Uruguay River. **Publicación del Laboratorio de Helmintos y Parásitos de Crustáceos del CEPAVE**, vol. 13, p. 1-13, 2013.

MAS-COMA, S.; VALERO, M. A.; BARGUES, M. D. Climate change effects on trematodiasis, with emphasis on zoonotic fascioliasis and schistosomiasis. **Veterinary Parasitology**, vol. 163, n. 4, p. 264-280, 2009. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.03.024>

MASCARENHAS, C. S.; CHAVIEL, B. M.; BERNARDON, F. F.; WOLTER, J. H.; COIMBRA, M. A. A.; MÜLLER, G. Gastrointestinal helminths associated with three species of freshwater turtles in the Pampa biome, southern Brazil. **Parasitology Research**, vol. 121, p. 225-233, 2022. <https://doi.org/10.1007/s00436-021-07361-y>

MASCARENHAS, C. S.; HENZEL, A. B. D.; MÜLLER, G. Intestinal digeneans of freshwater turtles *Phrynops hilarii* and *Acanthochelys spixii* (Testudines: Chelidae) from southern Brazil. **Revista Mexicana de Biodiversidad**, vol. 87, n. 1, p. 35-41, 2016. <https://doi.org/10.1016/j.rmb.2016.01.010>

MASCARENHAS, C. S.; MÜLLER, G. *Telorchis* spp. (Digenea: Telorchidae) in *Trachemys dorbigni* (Duméril & Bibron, 1835) (Testudines: Emydidae) in southern Brazil. **Neotropical Helminthology**, vol. 7, n. 2, p. 201-210, 2013.

MASCARENHAS, C. S.; MÜLLER, G. Checklist of helminths associated with continental testudines from South America. **Neotropical Helminthology**, vol. 15, n. 1, p. 97-126, 2021. <https://doi.org/10.24039/rnh20201511047>

MATTOS, A. C.; BOAVENTURA, M. F. F.; FERNANDEZ, M. A.; THIENGO, S. C. Larval trematodes in freshwater gastropods from Mato Grosso, Brazil: diversity and host-parasites relationships. **Biota Neotropica**, vol. 13, n. 4, p. 34-38, 2013. <https://doi.org/10.1590/S1676-06032013000400003>

MCALLISTER, C. T.; BURSEY, C. R.; FREED, P. S. Helminth parasites of amphibians and reptiles from the Ucayali region, Peru. **Journal of Parasitology**, vol. 96, n. 2, p. 444-447, 2010. <https://doi.org/10.1645/GE-2206.1>

MEHMOOD, K.; ZHANG, H.; SABIR, A. J.; ABBAS, R. Z.; IJAZ, M.; DURRANI, A. Z.; SALEEM, M. H.; REHMAN, M. U.; IQBAL, M. K.; WANG, I.; AHMAD, H. I.; ABBAS, T.; HUSSAIN, R.; GHORI, M. T.; ALI, S.; KHAN, A. U.; LI, J. A review on epidemiology, global prevalence and economical losses of fasciolosis in ruminants. **Microbial Pathogenesis**, vol. 109, p. 252-262, 2017.

MELO, A. G. S.; IRMÃO, J. J. M.; JERALDO, V. L. S.; MELO, C. M. Esquistossomose mansônica em famílias de trabalhadores da pesca de área endêmica de Alagoas. **Escola Anna Nery**, vol. 23, n. 1, e20180150, 2019. <https://doi.org/0.1590/2177-9465-EAN-2018-0150>

MELO, I. F. L.; ARAÚJO, K. C. G. M.; BARBOSA, L. Epidemiological aspects and malacofauna of the São Francisco River, northeastern Brazil. **Revista de Patologia Tropical**, vol. 52, n. 2, p. 91-106, 2024. <https://doi.org/10.5216/rpt.v53i2.78299>

MELO-DIAS, M.; SOUZA-CRUZ, P. G.; MOREIRA, I. G.; CURTI, N. H. A.; CARVALHO, N. S.; FREITAS, M. A.; ROSA, C. Invasive amphibians and reptiles living in Brazil. **South American Journal of Herpetology**, v. 29, n. 1, p. 38-65, 2023. <https://doi.org/10.2994/SAJH-D-20-00036.1>

MILWARD-DE-ANDRADE, R. Nota ecológica sobre o lago da Pampulha (Belo Horizonte, MG). Com especial referência aos planorbídeos (Pulmonata, Planorbidae). **Revista Brasileira de Malariologia e Doenças Tropicais**, vol. 21, p. 59-116, 1969.

MINGUEZ, L.; DEVIN, S.; MOLLOY, D. P.; GUÉROLD, F.; GIAMBÉRINI, L. Occurrence of zebra mussel parasites: Modelling according to contamination in France and the USA. **Environmental Pollution**, vol. 176, p. 261-266, 2013.

<https://doi.org/10.1016/j.envpol.2013.01.031>

MIURA, O.; KURIS, A. M.; TORCHIN, M. E.; HECHINGER, R. F.; DUNHAM, E. J.; CHIBA, S. Molecular genetic analyses reveal cryptic species of trematodes in the intertidal gastropod, *Batillaria cumingi* (Crosse). **International Journal for Parasitology**, vol. 35, n. 7, p. 793-801, 2005.

<https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2005.02.014>

MOLOZZI, J.; FRANÇA, J. S.; ARAÚJO, T. L. A.; VIANA, T. H.; HUGHES, R. M.; CALLISTO, M. Diversidade de habitats físicos e sua relação com macroinvertebrados bentônicos em reservatórios urbanos em Minas Gerais. **Iheringia, Série Zoologia**, vol. 101, n. 3, p. 191-199. <https://doi.org/10.1590/S0073-47212011000200006>

MORGAN, J. A. T.; BLAIR, D. Relative merits of nuclear ribosomal internal transcribed spacers and mitochondrial CO1 and ND1 genes for distinguishing among *Echinostoma* species (Trematoda). **Parasitology**, vol. 116, n. 3, p. 289-297, 1998.

<https://doi.org/10.1017/s0031182097002217>

MORLEY, N. J. Cercariae (Platyhelminthes: Trematoda) as neglected components of zooplankton communities in freshwater habitats. **Hydrobiologia**, vol. 691, p. 7-19, 2012. <https://doi.org/10.1007/s10750-012-1029-9>

MOSZCZYNSKA, A.; LOCKE, S. A.; McLAUGHLIN, D.; MARCOGLIESE, D. J.; CREASE, T. J. Development of primers for the mitochondrial cytochrome c oxidase I gene in digenetic trematodes (Platyhelminthes) illustrates the challenge of barcoding parasitic helminths. **Molecular Ecology Resources**, vol. 9, n. 1, p. 75-82, 2009.

<https://doi.org/10.1111/j.1755-0998.2009.02634.x>

MULLER, R.; WAKELIN, D. **Worms and Human Disease**. CABI, 2nd edition, London, 300 p., 2002.

MUÑOZ-GARCÍA, C. I.; BERRIATUA, E.; MARTÍNEZ-CARRASCO, C. What do we know about parasites of wildlife in high biodiversity areas with anthropogenic disturbance? The special case of Mexico. **Animal Health Research Review**, vol. 19, n. 2, p. 155-161, 2019. <https://doi.org/10.1017/S1466252318000087>

NASIR, P. Revision of genera *Acanthostomum* Looss, 1899 and *Telorchis* Luehe, 1899 (Trematoda: Digenea) with redescription of *Acanthostomum* (*Acanthostomum*) *scyphocephalum* (Braun, 1899) and *Telorchis aculeatus* (von Linstow, 1879) Braun, 1901. **Rivista di Parasitologia**, vol. 35, n. p. 1-22, 1974.

NIEWIADOMSKA, K.; POJMANSKA, T. Multiple strategies of digenean trematodes to complete their life cycles. **Wiadomosci Parazytologiczne**, vol. 57, n. 4, p. 233-241, 2011.

NOLAN, M. J.; CRIBB, T. H. The use and implications of ribosomal DNA sequencing for the discrimination of digenean species. **Advances in Parasitology**, vol. 60, p. 101-162, 2005. [https://doi.org/10.1016/S0065-308X\(05\)60002-4](https://doi.org/10.1016/S0065-308X(05)60002-4)

NOVELLI, I. A.; SOUZA, L. S.; SOUSA, B.; VIERA, F. M. *Phrynops geoffroanus* (Geoffroy's Side-necked Turtle) endoparasites. **Herpetology Notes**, vol. 44, n. 2, p. 308-308, 2013.

O'KEEFFE, K. R. O.; HALLIDAY, F. W.; JONES, C. D.; CARBONE, I.; MITCHELL, C. E. Parasites, niche modification and the host microbiome: A field survey of multiple parasites. **Molecular Ecology**, vol. 30, n. 10, p. 2404-2416, 2021. <https://doi.org/10.1111/mec.15892>

ODHNER, T. Zum natuerlichen System der digenen Trematoden. V. **Zoologischer Anzeiger**, vol. 41, p. 54-71, 1912.

ODREJICKA, D. A.; LOCKE, S. A.; MOREY, K.; BORISENKO, A. V.; HANNER, R. H. Status and prospects of DNA barcoding in medically important parasites and vectors.

Trends in Parasitology, vol. 30, n. 12, p. 582-591, 2014.
<https://doi.org/10.1016/j.pt.2014.09.003>

OLIVEIRA, A. A.; NASCIMENTO, A. S.; SANTOS, T. A. M.; CARMO, G. M. I.; DIMECH, C. P. N.; ALVES, R. M. S.; MALASPINA, F. G.; GARCIA, M. H. O.; SANTOS, D. A.; AGUIAR, G. P. R.; ALBUQUERQUE, B. C.; CARMO, E. H. Estudo da prevalência e fatores associados à fasciolose no município de Canutama, estado do Amazonas, Brasil. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, vol. 16, n. 4, p. 251-259, 2007. <http://dx.doi.org/10.5123/S1679-49742007000400004>

OLSON, P. D.; CRIBB, T. H.; TKACH, V. V.; BRAY, R. A.; LITTLEWOOD, D. T. J. Phylogeny and classification of the Digenea (Platyhelminthes: Trematoda). **International Journal for Parasitology**, v. 33, n. 7, p. 733-755, 2003. [http://dx.doi.org/10.1016/s0020-7519\(03\)00049-3](http://dx.doi.org/10.1016/s0020-7519(03)00049-3)

OLSON, P. D.; TKACH, V. V. Advances and trends in the molecular systematics of the parasitic Platyhelminthes. **Advances in Parasitology**, vol. 60, p. 165-243, 2005.

OSTROWSKI DE NÚÑEZ, M. Sobre el ciclo biológico de *Posthodiplostomum nanum* Dubois, 1937 (Trematoda, Diplostomatidae). **Physis**, vol. 32, p. 121-132, 1973.

OSTROWSKI DE NÚÑEZ, M. Fauna de agua dulce de la República Argentina. VII Cercarias de la familia Schistosomatidae (Trematoda, Digenea). **Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia, Parasitología**, vol. 2, n. 3, p. 65-76, 1978.

OSTROWSKI DE NÚÑEZ, M. *Acanthostomum scyphocephalum* (Braun, 1899) Hughes, Higinbotham und Clary, 1941: Neubeschreibung des typischen material aus dem Naturhistorischen Museum in Wien. **Annalen des Naturhistorischen Museums in Wien**, vol. 87, p. 331-337, 1986.

OSTROWSKI DE NÚÑEZ, M. Der Entwicklungszyklus von *Acanthostomum brauni* Mañé-Garzón und Gil, 1961 (Trematoda, Acanthostomatidae). **Zoologischer Anzeiger**, vol. 218, p. 273-286, 1987.

OSTROWSKI DE NÚÑEZ, M.; HAMANN, M. I.; RUMI, A. Larval trematodes of *Schistosoma mansoni* transmitting snails, *Biomphalaria* spp., in northeastern Argentina. **Acta Parasitologica Polonica**, vol. 35, n. 2, p. 85-96, 1990.

OSTROWSKI DE NÚÑEZ, M.; HAMANN, M. I.; RUMI, A. Population dynamics of planorbid snails from a lentic biotope in northeastern Argentina. Larval trematodes in *Biomphalaria occidentalis* and analysis of their prevalence and seasonality. **Acta Parasitologica Polonica**, v. 36, n. 4, p. 159-166, 1991.

OSTROWSKI DE NÚÑEZ, M.; HAMANN, M. I.; RUMI, A. Study of larval trematodes in *Biomphalaria* spp. (Mollusca, Planorbidae) from San Roque, Corrientes province, Argentina. **Physis**, vol. 54, p. 7-15, 1997.

OUTA, J.; AVENANT-OLDEWAGE, A. Echinostomatids from South African freshwater limpets: phylogenetic analyses and diagnostic morphological features for cercariae of *Petasiger*. **Journal of Helminthology**, vol. 98, e91, 2024. <https://doi.org/10.1017/S0022149X24000749>

OUTA, J.; HÖRWEIG, C.; AVENANT-OLDEWAGE, A.; JIRSA, F. Neglected symbionts and other metazoan invertebrates associated with molluscs from Africa's largest lake: Diversity, biotic interactions and bioindication. **Freshwater Biology**, vol. 67, n. 12, p. 1-11, 2022. <https://doi.org/10.1111/fwb.13998>

PAIVA, F. F.; GOMES, W. I. A.; MEDEIROS, C. R.; ÁLVARO, E. L. F.; RIBEIRO, I. M. S.; MOLOZZI, J. Environmental factors influencing the occurrence of alien mollusks in semi-arid reservoirs. **Limnetica**, vol. 37, n. 2, p. 187-198. <https://doi.org/10.23818/limn.37.16>

PALM, H. W.; KLEINERTZ, S.; RÜCKERT, S. Parasite diversity as an indicator of environmental change? An example from tropical grouper (*Epinephelus fuscoguttatus*) mariculture in Indonesia. **Parasitology**, vol. 138, n. 13, p. 1793-1803, 2011.

<https://doi.org/10.1017/S0031182011000011>

PALUMBO, E. Z.; ALCALDE, L.; BONINO, M.; LESCANO, J.; MONTES, M.; SOLARI, A.; DIAZ, J. I. Closing the knowledge gap: Helminth parasites of freshwater turtles from the Chaco-Pampa Plain, Southern South America. **Journal of Helminthology**, vol. 98, e30, 2024.

<https://doi.org/10.1017/S0022149X24000178>

PALUMBO, E. Z.; DÍAZ, J. J. New species and new record of the genus *Cheloniodiplostomum* (Trematoda, Proterodiplostomidae, Polycotylineae), parasites of freshwater turtles from Argentina. **Parasitology Research**, vol. 117, n. 3, p. 767-773.

<https://doi.org/10.1007/s00436-018-5750-9>

PANKOV, P.; WEBSTER, B. L.; BLASCO-COSTA, I.; GIBSON, D. I.; LITTLEWOOD, D. T. J.; BALBUENA, J. A.; KOSTADINOVA, A. *Robinia aurata* n. g., n. sp. (Digenea: Hemiuridae) from the mugilid *Liza aurata* with a molecular confirmation of its position within the Hemiuroidea. **Parasitology**, vol. 133, n. 2, p. 217-227, 2006.

<https://doi.org/10.1017/S0031182006000126>

PAPERNA, I. **Parasite, Infections and Disease of Fishes in Africa—An Update**. CIFA Technical Paper, Roma. p. 1-220, 1996.

PARAENSE, W. L. *Halipegus dubius* Klein, 1905 (Trematoda, Hemiuridae): A redescription, with notes on the working of the ovarian complex. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, vol. 87, n. suppl. I, p. 179-190, 1992.

PARAENSE, W. L.; ARAÚJO, M. V. *Biomphalaria glabrata* no estado do Piauí. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, vol. 79, n. 3, p. 385-387, 1984.

PAULA-ANDRADE, C.; PINTO, H. A.; COSCARELLI, D.; VIDIGAL, T. H. D. A.; MELO, A. L. The natural infection of *Melanooides tuberculata* (Müller, 1774) (Mollusca:

Gastropoda) by *Centrocestus formosanus* (Nishigori, 1924) (Platyhelminthes: Trematoda) in Paranoá lake, Brasília, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, vol. 72, n. 2, p. 419-420, 2012. <https://doi.org/10.1590/S1519-69842012000200026>

PEDRO, F.; MALTCHIK, L.; BIANCHINI, J. I. Hydrologic cycle and dynamics of aquatic macrophytes in two intermittent rivers of the semi-arid region of Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, vol. 66, n. 2b, p. 575-585, 2006. <https://doi.org/10.1590/S1519-69842006000400002>

PELEGRINI, L. S.; GIÃO, T.; VIEIRA, D. H. M. D.; MÜLLER, M. I.; SILVA, R. J.; LÉON, G. P.; AZEVEDO, R. K.; ABDALLAH, V. D. Molecular and morphological characterization of the metacercariae of two species of diplostomid trematodes (Platyhelminthes, Digenea) in freshwater fishes of the Batalha River, Brazil. **Parasitology Research**, vol. 118, p. 2169-2182, 2019. <https://doi.org/10.1007/s00436-019-06362-2>

PEREIRA, A. M. A.; BRITO, S. V.; FILHO, J. A. A.; TEIXEIRA, A. A. M.; TELES, D. A.; SANTANA, D. O.; LIMA, V. F.; ALMEIDA, W. O. Diet and helminth parasites of freshwater turtles *Mesoclemmys tuberculata*, *Phrynops geoffroanus* (Pleurodira: Chelidae) and *Kinosternon scorpioides* (Cryptodyra: Kinosternidae) in a semiarid region, Northeast of Brazil. **Acta Herpetologica**, vol. 13, n. 1, p. 21-32, 2018. https://doi.org/10.13128/Acta_Herpetol-20323

PESSÔA, S. B.; MARTINS, A. V. **Pessôa Parasitologia Médica**. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, vol. 11, 872 p., 1982.

PINTO, H. A. **Biologia e taxonomia de trematódeos transmitidos por moluscos dulciaquícolas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil**. Tese de Doutorado (Programa de Pós Graduação em Parasitologia – Universidade Federal de Minas Gerais). 300 p., 2013.

PINTO, H. A. Describing formally larval trematodes: some reflections in the taxonomic integrative era. **Trends in Parasitology**, vol. 39, n. 11, p. 889-890, 2023. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2023.07.006>

PINTO, H. A.; MATI, V. L. T.; MELO, A. L. Dermatite cercariana por equinostossomatídeos de aves: é possível a ocorrência no Brasil?. **Revista de Patologia Tropical**, vol. 41, n. 1, p. 1-14, 2012a. <https://doi.org/10.5216/rpt.v41i1.17742>

PINTO, H. A.; MELO, A. L. *Physa marmorata* (Mollusca: Physidae) as intermediate host of *Echinostoma exile* (Trematoda: Echinostomatidae) in Brazil. **Neotropical Helminthology**, vol. 6, n. 2, p. 291-299, 2012b.

PINTO, H. A.; GRIFFIN, M. J.; QUINIOU, S. M.; WARE, C.; MELO, A. L. *Biomphalaria straminea* (Mollusca: Planorbidae) as an intermediate host of *Drepanocephalus* spp. (Trematoda: Echinostomatidae) in Brazil: a morphological and molecular study. **Parasitology Research**, vol. 115, n. 1, p. 51-62, 2016. <https://doi.org/10.1007/s00436-015-4469-0>

PINTO, H. A.; MELO, A. L. Larvas de trematódeos em moluscos do Brasil: Panorama e perspectivas após um século de estudos. **Revista de Patologia Tropical**, vol. 42, n. 4, p. 369-386, 2013b. <https://doi.org/10.5216/rpt.v42i4.27922>

PINTO, H. A.; MELO, A. L. A checklist of cercariae (Trematoda: Digenea) in molluscs from Brazil. **Zootaxa**, vol. 3666, p. 449-475, 2013b.

PINTO, H. A.; MELO, A. L. BRANT, S. V. Where are the South American freshwater turtle blood flukes (Trematoda: Spirorchiidae)? The first morphological and molecular analysis of spirorchiid cercariae from freshwater snails in Brazil. **Parasitology International**, vol. 64, n. 6, p. 553-558, 2015. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2015.08.001>

PINTO, H. A.; SOUSA, D. G. S.; MELO, A. L. *Melanoides tuberculata* (Red-rimmed melania). **Trends in Parasitology**, vol. 39, n. 9, p. 801-802, 2023. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2023.06.006>

POMBO, V. B. Moluscos límnicos. In: LATINI, A. O. et al. (Org). **Espécies exóticas invasoras de águas continentais no Brasil**. 1 ed. Brasília: MMA, 2016, p. 123-231.

POULIN, R.; CRIBB, T. H. Trematode life cycles: short is sweet? **Trends in Parasitology**, vol. 18, n. 4, p. 176-183, 2002. [https://doi.org/10.1016/s1471-4922\(02\)02262-6](https://doi.org/10.1016/s1471-4922(02)02262-6)

POULIN, R.; MORAND, S. **Parasite Biodiversity**. Smithsonian Books, Washington DC. 216 p., 2004.

POULIN, R.; PRESSWELL, B. JORGE, F. The state of fish parasite discovery and taxonomy: a critical assessment and a look forward. **International Journal for Parasitology**, vol. 50, n. 10-11, p. 733-742 2020. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2019.12.009>

PULIDO-MURILLO, E. A.; TKACH, V. V.; PINTO, H. A. The life cycle of *Philophthalmus aylacostoma* n. sp. (Trematoda: Philophthalmidae), a new eye fluke species transmitted by *Aylacostoma* spp. (Gastropoda: Thiaridae) in Brazil. **Parasitology Research**, v. 121, p. 933-944, 2022. <https://doi.org/10.1007/s00436-022-07447-1>

PRESTON, D. L.; CRONE, E. R.; KUILE, A. M.; LEWIS, C. D.; SAUER, E. L.; TROVILLION, D. C. Non-native freshwater snails: a global synthesis of invasion status, mechanisms of introduction, and interactions with natural enemies. **Freshwater Biology**, v. 67, p. 227-239, 2022. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2022.109614>

QUEIROZ, M. S.; ALVES, P. V.; LOPEZ-HERNANDEZ, D.; ANJOS, L. A.; PINTO, H. A. Exploring Neotropical anuran parasites: a morphological, life cycle and phylogenetic study of *Catadiscus marinholutzi* (Trematoda: Diplodiscidae). **Parasitology**, v. 148, n. 7, p. 798-808, 2021. <https://doi.org/10.1017/S0031182021000330>

QUEIROZ, M. S.; LÓPEZ-HERNÁNDEZ, D.; LOCKE, S. A.; PINTO, H. A.; ANJOS, L. A. Metacercariae of *Heterodiplostomum lanceolatum* (Trematoda: Proterodiplostomidae) found in *Leptodactylus podicipinus* (Anura: Leptodactylidae) from Brazil: a morphological, molecular and ecological study. **Journal of Helminthology**, vol. 94, e66, 2020. <https://doi.org/10.1017/S0022149X19000646>

QUEVEDO, P. S.; MENDES, M.; PAPPEN, F. G.; SOARES, M. P.; MULLER, G.; FARIAS, N. A. R. Pancreatite intersticial crônica em bovino causada por *Eurytrema coelomaticum*. **Ciência Rural**, vol. 43, n. 8, p. 1449-1452, 2013. <https://doi.org/10.1590/S0103-84782013005000104>

QUIAZON, K. M. A. Updates on aquatic parasites in fisheries: Implications to food safety, food security and environmental protection. **Journal of Coastal Zone Management**, vol. 18, n. 1, 100396, 2015. <http://dx.doi.org/10.4172/2473-3350.1000396>

RANKING, J. S. A Review of the trematode genus *Halipegus* Looss, 1899, with an account of the life history of *H. amherstensis* n. sp. **Transactions of the American Microscopical Society**, v. 63, n. 2, p. 149, 1944.

RIBAS, L. G.; TRAMONTE, R. P.; MANTOVANO, T.; PETSCH, D. K.; MORMUL, R. P. Forecasting the potential distribution and niche of two similar gastropod species in South America: the intermediate host of schistosomiasis *Biomphalaria glabrata* and the invasive *Melanoides tuberculata*. **Hydrobiologia**, vol. 852, v. 8, p. 2101-2113, 2024. <https://doi.org/10.1007/s10750-024-05647-7>

RIBEIRO, K. V.; ALBUQUERQUE, E. L. S.; MEIRELES, A. J. A. Caracterização do meio físico e da cobertura da terra na bacia hidrográfica do rio poty (Ceará e Piauí). **Revista Equador**, vol. 12, n. 1, p. 173-198, 2023. <https://doi.org/10.26694/equador.v12i1.14075>

RICHTER, J. Current status of the treatment of paragonimiasis. **One Health & Implementation Research**, vol. 2, p. 96-107, 2022. <https://doi.org/10.20517/ohir.2022.10>

RITOSSA, L.; FLORES, V. R.; VIOZZI, G. Life cycle of a *Posthodiplostomum* species (Digenea: Diplostomidae) in Patagonia, Argentina. **Journal of Parasitology**, vol. 99, n. 5, p. 777-780, 2013. <https://doi.org/10.1645/12-170.1>

ROBINSON, M. W.; DONNELLY, S.; DALTON, J. P. Helminth defence molecules – immunomodulators designed by parasites!. **Frontiers in Microbiology**, vol. 4, 296, 2016. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2013.00296>

ROCHA, J. M. R.; SANTOS, M. C. S., LIMA, M. V. M.; CALHEIROS, C. M. L.; WANDERLEY, F. S. Aspectos epidemiológicos e distribuição dos casos de infecção pelo *Schistosoma mansoni* em municípios do Estado de Alagoas, Brasil. **Revista Pan Amazônica de Saúde**, vol. 7, n. 2, p. 27-32, 2016. <http://dx.doi.org/10.5123/S2176-62232016000200003>

RONQUIST, F.; TESLENKO, M.; MARK, P. V. D.; AYRES, D. L.; DARLING, A.; HOHNA, S.; LARGET, B.; LIU, L.; SUCHARD, M. A.; HUELSENBECK, J. P. MrBayes 3.2: Efficient Bayesian phylogenetic and model choice across a large model space. **Systematic Biology**, v. 61, n. 3, p. 539-542, 2012. <https://doi.org/10.1093/sysbio/sys029>

ROSSER, T. G.; BAUMGARTNER, W. A.; ALBERSON, N. R.; NOTO, T. W.; WOODWARD, E. T.; KING, D. T.; WISE, D. T.; WISE, D. J.; GRIFFIN, M. J. *Clinostomum poteae* n. sp. (Digenea: Clinostomidae), in the trachea of a double-crested cormorant *Phalacrocorax auritus* Lesson, 1831 and molecular data linking the life-cycle stages of *Clinostomum album* Rosser, Alberson, Woodyard, Cunningham, Pote & Griffin, 2017 in Mississippi, USA. **Systematic Parasitology**, vol. 95, n. 6, p. 543-566, 2018. <http://dx.doi.org/10.1007/s11230-018-9801-5>

RUIZ, J. M. Contribuição ao estudo das formas larvárias de trematódeos brasileiros. 2. Fauna de Santos, est. de S. Paulo. **Memórias do Instituto Butantan**, v. 24, p. 17-36, 1952.

SALIZAR, P.; SANCHEZ, L. Primer registro para el Peru de *Nematophila grandis* (Diesing, 1839) Travassos, 1934 (Trematoda, Diplodiscidae) en *Podocnemis unifilis* (Troschel, 1848) (Testudines, Pelomedusidae). **Revista Peruana de Biología**, vol. 11, n. 1, p. 37-40, 2004. <https://doi.org/10.15381/rpb.v11i1.2430>

SALLOUM, P. M.; JORGE, F.; POULIN, R. Different trematode parasites in the same snail host: Species-specific or shared microbiota?. **Molecular Ecology**, vol. 32, n. 9, p. 5414-5428, 2023. <https://doi.org/10.1111/mec.17111>

SALWIYAH, M. F. P. Invasive mollusks *Melanoides tuberculata*, and *Achatina fulica* in Southeast Sulawesi, Indonesia. **Biodiversitas**, vol. 23, n. 9, p. 4770-4774, 2022. <https://doi.org/10.13057/biodiv/d230944>.

SANA, S.; WILLIAMS, C.; HARDOUIN, E. A.; BLAKE, A.; DAVISON, P.; PEGG, J.; PALEY, R.; ZHANG, T.; ANDREOU, D. Phylogenetic and environmental DNA insights into emerging aquatic parasites: implications for risk management. **International Journal for Parasitology**, vol. 48, n. 6, p. 473-481, 2018. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2017.11.002>

SANTIAGO-ALARCON, D.; ROJAS-SOTO, O. Discovering parasite biodiversity in the Tropics: A framework based on multi-host-species ecological niche models. **Ecotrópicos**, vol. 33, e0016, 2021. <https://doi.org/10.53157/ecotropicos.33e0016>

SANTOS, C. M.; ESKINAZI-SANT'ANNA, E. M. The introduced snail *Melanoides tuberculatus* (Muller, 1774) (Mollusca: Thiaridae) in aquatic ecosystems of the Brazilian Semiarid Northeast (Piranhas-Assu River basin, State of Rio Grande do Norte). **Brazilian Journal of Biology**, vol. 70, n. 1, p. 1-7. <http://dx.doi.org/10.1590/S1519-69842010000100003>

SANTOS, E. G. N.; SANTOS, C. P. Parasite-induced and parasite development-dependent alteration of the swimming behavior of fish hosts. **Acta Tropica**, vol. 127, n. 1, p. 56-62, 2013. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2013.03.008>

SARMIENTO, L.; TANTALEÁN, M.; HUIZA, A. Nematodos parásitos del hombre y de los animales en el Perú. **Revista Peruana de Parasitología**, vol. 14, n.1-2, p. 9-65, 1999.

SCHELL, S. C.; The life history of *Plagioporus shawi* (McIntosh 1939) (Trematoda: Opecoelidae), an intestinal parasite of salmonid fishes. **Journal of Parasitology**, vol. 61, p. 899-905, 1975.

SCHELL, S. C.; **Trematodes of North America**. Parasitology, Idaho, 263 p., 1985. <https://doi.org/10.1017/S0031182000065677>

SCHOLTE, R. G. C.; CARVALHO, O. S.; MALONE, J. B.; UTZINGER, J.; VOUNATSOU, P. Spatial distribution of *Biomphalaria* spp., the intermediate host snails of *Schistosoma mansoni*, in Brazil. **Geospatial Health**, vol. 6, n. 3, p. 95-101, 2012. <https://doi.org/10.4081/gh.2012.127>

SCHWELM, J.; SELBACH, C.; KREMERS, J.; SURES, B. Rare inventory of trematode diversity in a protected natural reserve. **Scientific Reports**, vol. 11, 22066, 2021. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-01457-2>

SEHGAL, R. N. M. Manifold habitat effects on the prevalence and diversity of avian blood parasites. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, vol. 4, p. 421-430, 2015. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijppaw.2015.09.001>

SEPPÄLÄ, O.; KARVONEN, A.; VALTONEN, E. T. Parasite-induced change in host behaviour and susceptibility to predation in an eye fluke – fish interaction. **Animal Behavior**, vol. 68, n. 2, p. 257-263, 2004. <https://doi.org/10.1016/j.anbehav.2003.10.021>

SERENO-URIBE, A. L.; GONZÁLES-GARCÍA, M. T.; ORTEGA-OLIVARES, M. P.; LÓPEZ-JIMÉNEZ, A.; GARCÍA-VARELA, M.; ANDRADE-GÓMEZ, L. First record of *Patagifer bilobus* (Rudolphi, 1819) Dietz, 1909 (Digenea: Echinostomatidae), with a morphological and molecular characterization from two threskiornithid species in Mexico. **Parasitology Research**, p. 121, p.1921-1935, 2022. <https://doi.org/10.1007/s00436-022-07526-3>.

SHEA, J.; KERSTEN, G. J.; PUCCIA, C. M.; STANTON, A. T.; STISO, S. N.; HELGESON, E. S.; BACK, E. J. The use of parasites as indicators of ecosystem health as compared to insects in freshwater lakes of the Inland Northwest. **Ecological indicators**, vol. 13, n. 1, p. 184-188, 2012. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2011.06.001>

SILES-LUCAS, M.; BECERRO-RECIO, D.; SERRAT, J.; GONZÁLES-MIGUEL, J. Fascioliasis and fasciolopsiasis: Current knowledge and future trends. **Research in Veterinary Science**, vol. 134, p. 27-35, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2020.10.011>

SILVA, B. F.; RODRIGUES, R. Z. S.; HEISKANEN, J.; ABERA, T. A.; GASPARETTO, S. C.; BIASE, A. G.; BALLESTER, M. V. R.; MOURA, Y. M.; PIEDADE, S. M. S.; SILVA, A. K. O.; CAMARGO, P. B. Evaluating the temporal patterns of land use and precipitation under desertification in the semi-arid region of Brazil. **Ecological Informatics**, vol. 77, 102192, 2023. <https://doi.org/10.1016/j.ecoinf.2023.102192>

SILVA, E. L.; LEAL, M. F.; SANTOS, O.; ROCHA, A. J.; PACHECO, A. C. L.; PINHEIRO, T. G. Freshwater mollusks from three reservoirs of Piauí, northeastern Brazil. **Biota Neotropica**, vol. 20, n. 1, e20190868, 2019. <http://dx.doi.org/10.1590/1676-0611-BN-2019-0868>

SILVA, E. L.; ROCHA, A. J.; LEAL, M. F.; SANTOS, O.; SOUSA, J. H.; SILVA, A. R. V.; DANTAS, K. K. S.; RULIM, E. M. M.; CASTRO, E. S.; PACHECO, A. C. L.; PINHEIRO, T. G. Freshwater mollusks from three reservoirs of Piauí, northeastern

Brazil. **Biota Neotropica**, v. 20, n. 1, e20190868, 2020. <https://doi.org/10.1590/1676-0611-BN-2019-0868>

SILVA, H. B.; SILVA, C. E. Qualidade da água de um parque urbano em Teresina, PI. **Revista Brasileira de Geografia Física**, vol. 13, n. 5, p. 2371-2387, 2020. <https://doi.org/10.26848/rbgf.v13.5.p2371-2387>

SILVA, L. A. **Helmintofauna associada a répteis provenientes da Reserva Particular do Patrimônio Natural Foz do Rio Aguapeí, Estado de São Paulo**. Dissertação de Mestrado (Universidade Estadual Paulista), São Paulo, 78 p., 2014.

SILVA, L. O.; MACHADO, J. P. V.; BEZERRA, L. P.; CIRILO, T. M.; GOMES, D. S.; SANTOS, I. G. A. Moluscos e larvas de trematódeos em área não endêmica para a esquistossomose mansoni. **Diversitas Journal**, vol. 6, n. 1, p. 543-561, 2021.

SILVA, R. A. F.; ALVES, R. C.; SOARES, Y. G. S.; FERREIRA, J. S.; OLINDA, R. G.; SANTOS, L. J. M.; GALIZA, G. J. N.; DANTAS, A. F. M. Outbreaks of philophthalmiasis in ostriches (*Struthiocamelus*) in Northeast Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, vol. 43, e07146, 2023. <https://doi.org/10.1590/1678-5150-PVB-7146>

SILVA, Y. R. R.; LOURENÇO, A. B.; RAMALHO, W. P.; CAIXETA, M. B.; ROCHA, T. L.; SOUZA, J. Y.; GRANO-MALDONADO, M. I.; SILVA, L. D. The influence of environmental factors on *Clinostomum* sp. (Digenea) infection in the fish *Cichlasoma paranaense* (Kullander, 1983) in central Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, vol. 94, n. 2, e20200872, 2022. <https://doi.org/10.1590/0001-3765202220200872>

SILVA-MORAES, V.; SHOLLENBERGER, L. M.; CASTRO-BORGES W., RABELLO, A. L. T.; HARN, D. A.; MEDEIROS, L. C. S.; JEREMIAS, W. J.; SIQUEIRA, L. M. V.; PEREIRA, C. S. S.; PEDROSA, M. L. C.; ALMEIDA, N. B. F.; ALMEIDA, A.; LAMBERTUCCI, J. R.; CARNEIRO, N. F. F.; COELHO, P. M. Z.; GRENFELL, R. F. Q. Serological proteomic screening and evaluation of a recombinant egg antigen for the diagnosis of low-intensity *Schistosoma mansoni* infections in endemic area in Brazil.

PLoS Neglected Tropical Diseases, vol. 13, n. 3, e0006874, 2019.
<https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0006974>

SIMONE, L. R. L. **Land and Freshwater Molluscs of Brazil**. EGB/Fapesp, São Paulo, 390 p., 2006.

SOARES, M. O.; CAMPOS, C. C.; CARNEIRO, P. B. M.; BARROSO, H. S.; TEIXEIRA, C. E. P.; MENEZES, M. O. B.; PINHEIRO, L. S.; VIANA, M. B.; FEITOSA, C. V.; SÁNCHEZ-BOTERO, J. I.; BEZERRA, L. E. A.; ROCHA-BARREIRA, C. A.; MATTHEWS-CASCON, H.; MATOS, F. O.; GORAYEN, A.; CAVALCANTE, M. S.; MORO, M. F.; ROSSI, S.; BELMONTE, G.; MELO, V. M. M. RAMIRES, G.; TAVARES, T. C. L.; GARCIA, T. M. Challenges and perspectives for the Brazilian semi-arid coast under global environmental changes. **Perspectives in ecology and conservation**, vol. 19, n. 3, p. 267-278, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.pecon.2021.06.001>

SOLDÁNOVA, M.; KUNDID, P.; SCHOLZ, T.; KRISTOFFERSEN, T.; KNUDSEN, R. Somatic dimorphism in cercariae of a bird schistosome. **Pathogens**, vol. 11, 290, 2022. <https://doi.org/10.3390/pathogens11030290>

SOULSBY, E. J. L. **Helminths, Arthropods and Protozoa of Domesticated Animals**. Baillière Tindal, London, vol. 7, 809 p., 1982.

SOUSA, D. G. S.; CARVALHO-COSTA, F. A.; MONTEIRO, K. J. L.; SILVA, E. L.; CASTRO, E. S.; SOUSA, R. L. T.; MORAES-NETO, A. H. A. Larval trematodes hosted by *Biomphalaria straminea* in the Brazilian semiarid region: implications for schistosomiasis control. **Tropical Biomedicine**, vol. 39, n. 1, p. 1-10, 2022. <https://doi.org/10.47665/tb.39.1.003>

SOUSA, D. G. S.; PIRES-OLIVEIRA, J. C.; SOUSA, R. L. T.; FREIRE, S. M.; PINTO, H. A. Use of a geospatial tool to predict the distribution of *Melanoides tuberculata* (Müller, 1774) and some native freshwater gastropods found in Brazil. **Biota Neotropica**, vol. 24, n. 3, e20241638, 2024. <https://doi.org/10.1590/1676-0611-BN-2024-1638>

SOUZA, M. A. A.; BARBOSA, V. S.; ALBUQUERQUE, J. O.; BOCANEGRA, S.; SOUZA-SANTOS, R.; PAREDES, H.; BARBOSA, C. S. Aspectos ecológicos e levantamento malacológico para identificação de áreas de risco para transmissão da esquistossomose mansoni no litoral norte de Pernambuco, Brasil. **Iheringia, Série Zoologia**, vol. 100, n. 1, p. 19-24, 2010. <https://doi.org/10.1590/S0073-47212010000100003>

SOUZA, M. A. A.; BARBOSA, V. S.; WANDERLEI, T. N. G.; BARBOSA, C. S. Criadouros de *Biomphalaria*, temporários e permanentes, em Jaboatão dos Guararapes, PE. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, vol. 41, n. 3, p. 252-256, 2008. <https://doi.org/10.1590/S0037-86822008000300006>

TANTALEÁN, M.; FORLONG, J. Trematodos en las tortugas *Chelonoidis denticulata* y *Podocnemis unifilis* en Iquitos, Perú. **Peruvian Journal of Parasitology**, vol. 21, n. 1, p. 32-35, 2013.

TANTALEÁN, M.; GÓNZALO, A. Nota sobre algunos helmintos nuevos para el Perú. **Revista Peruana de Medicina Tropical UNMSM**, vol. 6, n. 1, p. 85-86, 1992.

TAVELA, A. O.; CARRETTA-JUNIOR, M.; OLIVEIRA, R.; CARNEIRO, F. T.; SILVA, V. H. D.; BRAGA, F. R.; PAULA, T. A. R. Parasitism by *Paratanaisia bragai* (Digenea, Eucotylidae) in common waxbill (Estrilda astrild). **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, vol. 66, p. 1276-1280, 2014.

TEIXEIRA, J. N.; BARCELLOS, R. R.; LINK, D. T.; MATHIAS, L. A.; TOBIAS, F. L.; BRAGA, F. R.; ROSSI, G. A. M. Prevalence of bovine fascioliasis and economic losses in an abattoir located in the state of Espírito Santo, Brazil. **Ciência Rural**, vol. 53, n. 4, e20220121, 2023. <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20220121>

THATCHER, V. E. **Amazon Fish Parasites**. Pensoft, Sofia, 508 p., 2006.

THIELE, E. A.; MINCHELLA, D. J. Molecular assessment of trematode co-infection and intraspecific competition in molluscan intermediate hosts. **Molecular and Biochemical Parasitology**, vol. 187, v. 1, p. 52-59, 2013.

<https://doi.org/10.1016/j.molbiopara.2012.12.003>

THIENGO, S. C.; FERNANDEZ, M. A.; BOAVENTURA, M. F.; SANTOS, S. B.; MATTOS, A. C. Freshwater snails and schistosomiasis mansoni in the state of Rio de Janeiro, Brazil: II - Centro Fluminense Mesoregion. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, vol. 97, n. 5, p. 621-626, 2002.

<https://doi.org/10.1590/S0074-02762002000500004>

THOMAZ, S. M.; DIBLLE, E. D.; EVANGELISTA, L. R.; HIGUTI, J.; BINI, L. M. Influence of aquatic macrophyte habitat complexity on invertebrate abundance and richness in tropical lagoons. **Freshwater Biology**, vol. 53, p. 358-367.

<https://doi.org/10.1111/j.1365-2427.2007.01898.x>

THORBURN, D. J.; BAL, T. M. P.; DEFLEM, I. O., VOLCKAERT, F. A. M.; EIZAGUIRRE, C.; RAEYMAEKERS, J. A. M. Context-dependent parasite infection affects trophic niche in populations of sympatric stickleback species. **Parasitology**, vol. 149, n. 9, p. 1164-1172, 2022.

<https://doi.org/10.1017/S0031182022000531>

TIMI, J. T.; POULIN, R. Why ignoring parasites in fish ecology is a mistake. **International Journal for Parasitology**, vol. 50, p. 755-761, 2020.

<https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2020.04.007>

TKACH, V. V.; KUDLAI, O.; KOSTADINOVA, A. Molecular phylogeny and systematics of the Echinostomatoidea Looss, 1899 (Platyhelminthes: Digenea). **International Journal for Parasitology**, v. 33, n. 7, p. 733-755, 2016.

[https://doi.org/10.1016/s0020-7519\(03\)00049-3](https://doi.org/10.1016/s0020-7519(03)00049-3)

TKACH, V. V.; LITTLEWOOD, T. J.; OLSON, P. D.; KINSELLA, M.; SWIDERSKI, Z. Molecular phylogenetic analysis of the Microphalloidea Ward, 1901 (Trematoda:

Digenea). **Systematic Parasitology**, vol. 56, p. 1-15, 2003.
<https://doi.org/10.1023/A:1025546001611>

TOLEDO, R.; RADEV, V.; KANEV, I.; GARDNER, S. L.; FRIED, B. History of echinostomes (Trematode). **Acta Parasitologica**, v. 59, p. 553-565, 2014.
<https://10.2478/s11686-014-0302-7>

TRAVASSOS, L. Um novo trematódeo parasito de garças: *Ribeiroia insignis* n. g., n. sp. **Boletim Biológico**, vol. 4, p. 301-304, 1939.

TRAVASSOS, L. **Introdução ao Estudo da Helminologia**. Revista Brasileira de Biologia. Rio de Janeiro, 173pp, 1950.

TRAVASSOS, L. *Atractis trematophila* n. sp. nematódeo parasito do ceco de um trematódeo Paramphistomoidea. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, vol. 28, p. 267-269, 1964a.

TRAVASSOS, L. Sinopse dos Paramphistomoidea. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, vol. 29, n. 1, p. 19-178, 1964b.

TRAVASSOS, L.; FREITAS, J. F. T.; KHON, A. Trematódeos do Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, vol. 67, n.1, 886 p., 1969.

TSUCHIDA, K.; FLORES, V.; VIOZZI, G.; RAUQUE, C.; URABE, M. Hemiuroidean trematodes from freshwater Patagonian fishes: description of a new species, distribution and molecular phylogeny. **Parasitology Research**, vol. 120, p. 1219-1232, 2021. <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06939-2>

URABE, M.; NISHIMURA, T.; SHIMAZU, T. Taxonomic revision of three species of the genus *Genarchopsis* (Digenea: Hemiuroidea: Derogenidae) in Japan by molecular phylogenetic analyses. **Parasitology International**, v. 61, n. 4, p. 554-560, 2012.
<https://doi.org/10.1016/j.parint.2012.05.003>

VAN STEENKISTE, N.; LOCKE, S. A.; CASTELIN, M.; MARCOGLIESE, D. J.; ABBOTT, C. L. New primers for DNA barcoding of digeneans and cestodes (Platyhelminthes). **Molecular Ecology Resources**, v. 15, n. 4, p. 945-952, 2015. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.12358>

VEITENHEIMER-MENDES, I. L.; OHLWEILER, F. P.; BLUM, C. Gastrópodes límnicos (Mollusca), hospedeiros intermediários de trematódeos (Platyhelminthes) em Porto Alegre e Viamão, Rio Grande do Sul. **Biociências**, vol. 3, p. 73-84, 1995.

WIEGAND, R. E.; FLEMING, F. M.; VLAS, S. J.; ODIERE, M. R.; KINUNG'HI, S.; KING, C. H. K.; EVANS, D.; FRENCH, M. D.; MONTGOMERY, S. P.; STRAILY, A.; UTZINGER, J.; VOUNATSOU, P.; SECOR, W. E. Defining elimination as a public health problem for schistosomiasis control programmes: beyond prevalence of heavy-intensity infections, vol. 10, n. 9, p. 1335-1359, 2022. [https://doi.org/10.1016/S2214-109X\(22\)00287-X](https://doi.org/10.1016/S2214-109X(22)00287-X)

WOOD, J. R. DNA barcoding of ancient parasites. **Parasitology**, vol. 145, n. 5, p. 645-655, 2018. <https://doi.org/10.1017/S0031182018000380>

XIMENEZ, R. F.; GONÇALVES, I. C. B.; MIYAHIRA, I. C.; PINTO, H. A.; MELO, A. L.; SANTOS, S. B. *Centrocestus formosanus* (Trematoda: Heterophyidae) in *Melanooides tuberculata* (Gastropoda: Thiaridae) from Vila do Abraão, Ilha Grande, Rio de Janeiro, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, vol. 77, n. 2, p. 318-322, 2017. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.13615>

YEATES, D. K.; SEAGO, A.; NELSON, L.; CAMERON, S. L.; JOSEPH, L.; TRUEMAN, J. W. H. Integrative taxonomy or interative taxonomy? **Systematic Entomology**, v. 36, p. 209-217, 2011. <https://doi.org/10.1111/j.13653113.2010.00558.x>

ZANARDI, V. S.; BARBOSA, L. M.; SIMÕES, F. M.; THIENGO, S. C.; BLANTON, R. E.; JÚNIOR, G. R.; SILVA, L. K.; REIS, M. G. Prevalence of Infection of *Biomphalaria glabrata* by *Schistosoma mansoni* and the risk of urban schistosomiasis mansoni in

Salvador, Bahia, Brazil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 52, e20190171, 2019. <https://doi.org/10.1590/0037-8682-0171-2019>

ZEMMER, S. A.; DETWILER, J. T.; SOKOL, E. R.; NETO, J. G. S.; WYDERKO, J.; POTTS, K.; GAJEWSKI, Z. J.; SARMENT, L. V.; BENFIELD, E. F.; BELDEN, L. K. Spatial scale and structure of complex life cycle trematode parasite communities in streams. **PloS ONE**, vol. 15, n. 11, e0241973, 2020. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0241973>

ZICA, E. O. P.; BRANDÃO, H.; ZAWADZKI, C. H.; NOBILE, A. B.; CARVALHO, E. D.; SILVA, R. J. The occurrence of *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) (Digenea: Diplostomidae) metacercariae in the eyes of loricariid fish (Siluriformes: Osteichthyes: Loricariidae) from Brazil. **Journal of Helminthology**, vol. 85, n. 1, p. 73-79, 2011. <https://doi.org/10.1017/S0022149X10000271>

ANEXOS

ANEXO 1

Autorização do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO) para coleta de moluscos e quelônios.



Ministério do Meio Ambiente - MMA

Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio

Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 78862-1	Data da Emissão: 02/08/2021 16:49:35	Data da Revalidação*: 02/08/2022
De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Darlesson Geovani dos Santos Sousa	CPF: 051.298.633-99
Título do Projeto: Desvendando a fauna de helmintos da caatinga: Larvas de trematódeos transmitidas por moluscos em coleções hídricas do Estado do Piauí, Brasil.	
Nome da Instituição: Universidade Federal de Minas Gerais	CNPJ: 17.217.985/0001-04

Cronograma de atividades

#	Descrição da atividade	Início (mês/ano)	Fim (mês/ano)
1	Coleta de Moluscos	01/2022	04/2023

Observações e ressalvas

1	O pesquisador somente poderá realizar atividade de campo após o término do estado de emergência devido à COVID-19, assim declarado por ato da autoridade competente.
2	Esta autorização NÃO libera o uso da substância com potencial agrotóxico e/ou inseticida e NÃO exime o pesquisador titular e os membros de sua equipe da necessidade de atender às exigências e obter as autorizações previstas em outros instrumentos legais relativos ao registro de agrotóxicos (Lei nº 7.802, de 11 de julho de 1989, Decreto nº 4.074, de 4 de janeiro de 2002, entre outros).
3	Esta autorização NÃO libera o uso da substância com potencial agrotóxico e/ou inseticida e NÃO exime o pesquisador titular e os membros de sua equipe da necessidade de atender às exigências e obter as autorizações previstas em outros instrumentos legais relativos ao registro de agrotóxicos (Lei nº 7.802, de 11 de julho de 1989, Decreto nº 4.074, de 4 de janeiro de 2002, entre outros).
4	O titular de autorização ou de licença permanente, assim como os membros de sua equipe, quando da violação da legislação vigente, ou quando da inadequação, omissão ou falsa descrição de informações relevantes que subsidiaram a expedição do ato, poderá, mediante decisão motivada, ter a autorização ou licença suspensa ou revogada pelo ICMBio, nos termos da legislação brasileira em vigor.
5	Este documento somente poderá ser utilizado para os fins previstos na Instrução Normativa ICMBio nº 03/2014 ou na Instrução Normativa ICMBio nº 10/2010, no que especifica esta Autorização, não podendo ser utilizado para fins comerciais, industriais ou esportivos. O material biológico coletado deverá ser utilizado para atividades científicas ou didáticas no âmbito do ensino superior.
6	As atividades de campo exercidas por pessoa natural ou jurídica estrangeira, em todo o território nacional, que impliquem o deslocamento de recursos humanos e materiais, tendo por objeto coletar dados, materiais, espécimes biológicos e minerais, peças integrantes da cultura nativa e cultura popular, presente e passada, obtidos por meio de recursos e técnicas que se destinem ao estudo, à difusão ou à pesquisa, estão sujeitas a autorização do Ministério de Ciência e Tecnologia.
7	O titular de licença ou autorização e os membros da sua equipe deverão optar por métodos de coleta e instrumentos de captura direcionados, sempre que possível, ao grupo



Ministério do Meio Ambiente - MMA

Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio

Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 54745-9	Data da Emissão: 02/05/2022 15:58:39	Data da Revalidação*: 01/08/2021
De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: simone mousinho freire	CPF: 759.737.153-53
Título do Projeto: Estudo da herpetofauna do Estado do Piauí	
Nome da Instituição: FUNDAÇÃO UNIVERSIDADE ESTADUAL DO PIAUÍ FUESPI	CNPJ: 07.471.758/0001-57

Cronograma de atividades

#	Descrição da atividade	Início (mês/ano)	Fim (mês/ano)
1	coleta de répteis e anfíbios	11/2021	09/2024
2	identificação dos parasitos	11/2021	12/2024
3	análise molecular dos parasitos	04/2022	12/2024
4	identificação de répteis e anfíbios	11/2021	09/2024

Equipe

#	Nome	Função	CPF	Nacionalidade
1	RONILDO ALVES BENICIO	pesquisador	021.649.553-90	Brasileira
2	Etielle Barroso de Andrade	herpetólogo pesquisador	671.831.233-91	Brasileira
3	Leonardo Fernando da Silva Sousa	colaborador	064.599.413-86	Brasileira
4	Tayná Rafaelle Coêlho de Carvalho	colaboradora	067.621.133-03	Brasileira

ANEXO 2

Autorização do Comitê de ética no uso de animais da Universidade Estadual do Piauí (CEUA- UESPI) para realização das necrópsias nos cães de barbicha.



GOVERNO DO ESTADO DO PIAUÍ
UNIVERSIDADE ESTADUAL DO PIAUÍ - UESPI
COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS - CEUA



CERTIFICADO

Certificamos que o projeto intitulado “BIOLOGIA DE TREMATÓDEOS TRANSMITIDOS POR MOLUSCOS DE COLEÇÕES HÍDRICAS DO ESTADO DO PIAUÍ, BRASIL”. Protocolo número 015924/2022-00, sob responsabilidade de *Simone Mousinho Freire*, para fins de pesquisa científica encontra-se de acordo com os preceitos da Lei número 11.794 de 08 de outubro de 2008, Decreto número 6.899, de 15 de julho de 2009, e com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA), e foi **DEFERIDO AD REFERENDUM**, pela Comissão de Ética do Uso de Animais (CEUA/UESPI) da Universidade Estadual do Piauí.

ESPÉCIE	SEXO	Nº DE ANIMAIS	VIGENCIA DO PROJETO
AVE	MACHO+FÊMEA	14	01 ANO E 04 MESES
CAMUNDONGO HETEROGÊNICO	MACHO+FÊMEA	35	
PEIXE	MACHO+FÊMEA	125	
RÉPTIL	MACHO+FÊMEA	05	

TERESINA, 29 DE AGOSTO DE 2022

Prof. Dr. Francisco Araújo

CRMV – 0415/17

Coordenador do CEUA-UESPI

Portaria nº 0667 de 11/11/21

ANEXO 3

Passo a passo dos procedimentos realizados para recuperação de trematódeos adultos em quelônios naturalmente infectados. (A) coleta dos cágados, (B) pesagem, (C) morfometria da carapaça e plastrão, (D) aplicação de anestésicos para anestesia e eutanásia, (E) abertura dos espécimes utilizando serra de mármore Makita, (F) finalização do processo de abertura com retirada total do plastrão, (G) separação individual dos órgãos, (H) busca por parasitos nos órgãos analisados.



ANEXO 4

Dados de divergência nucleotídica utilizados nas reconstruções filogenéticas

Tabela 1. Valores de divergência nucleotídica (distância p não corrigida) entre sequências parciais do gene 28S de *Prionosomoides scalaris*, Echinostomatidae gen. sp. 3 e Echinostomatidae gen. sp. 4, obtidas no presente estudo (em destaque) e sequências de outros Echinostomatoidea.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18
1. Echinostomatidae gen. sp. 4																		
2. Echinostomatidae gen. sp. 3	1,12%																	
3. <i>Prionosomoides scalaris</i>	6,46%	5,04%																
4. <i>Prionosomoides phrynopsis</i>	7,46%	7,58%	2,74%															
5. <i>Petasiger radiatus</i>	9,96%	8,15%	6,71%	9,56%														
6. <i>Patagifer vioscai</i>	5,73%	4,25%	2,23%	4,52%	5,98%													
7. <i>Patagifer</i> sp. 2	5,73%	4,26%	2,16%	4,42%	5,76%	0,00%												
8. <i>Patagifer</i> sp. 1	5,73%	4,17%	2,16%	4,67%	5,76%	0,17%	0,33%											
9. Echinostomatidae sp. 3	5,83%	4,26%	2,93%	4,30%	6,12%	2,79%	2,92%	2,75%										
10. Echinostomatidae sp. 2	5,44%	3,83%	2,59%	4,18%	6,12%	2,62%	2,75%	2,58%	1,15%									
11. <i>Echinostoma</i> cf. <i>revolutum</i>	6,34%	4,96%	3,99%	5,60%	6,55%	2,84%	2,82%	2,82%	3,54%	3,18%								
12. <i>Echinostoma cinetorchis</i>	5,90%	4,24%	3,03%	4,86%	6,01%	2,09%	2,09%	2,09%	2,73%	2,27%	0,83%							
13. <i>Echinostoma miyagawai</i>	5,94%	4,47%	3,27%	4,75%	5,82%	2,16%	2,13%	2,13%	2,82%	2,47%	0,84%	0,36%						
14. <i>Echinostoma bolschewense</i>	5,93%	4,35%	3,05%	4,78%	5,58%	2,02%	2,01%	2,02%	2,78%	2,44%	1,65%	1,08%	0,84%					
15. <i>Artyfechinostomum sufrartyfex</i>	6,22%	4,69%	3,39%	5,16%	6,66%	2,87%	3,04%	3,04%	2,52%	2,01%	3,54%	2,36%	2,99%	2,96%				
16. <i>Neocanthoparyphium echinatoides</i>	5,92%	4,35%	3,38%	5,15%	6,46%	2,48%	2,67%	2,50%	3,35%	3,01%	3,11%	2,73%	2,76%	2,35%	3,55%			
17. <i>Patagifer bilobus</i>	5,62%	4,10%	2,06%	4,32%	5,84%	0,08%	0,25%	0,25%	2,68%	2,51%	2,77%	2,00%	2,09%	1,93%	2,78%	2,38%		
18. <i>Hypoderaeum conoideum</i>	6,45%	4,85%	3,78%	6,09%	5,71%	2,81%	2,92%	2,75%	3,78%	3,61%	3,53%	2,92%	2,83%	2,96%	3,56%	3,12%	2,72%	
19. <i>Echinoparyphium</i> sp.	6,03%	4,69%	3,80%	5,84%	6,00%	2,66%	2,63%	2,63%	3,63%	3,45%	3,54%	3,02%	2,92%	2,99%	3,71%	3,02%	2,59%	0,67%
20. <i>Echinoparyphium cinctum</i>	6,14%	4,54%	3,67%	5,78%	5,85%	2,74%	2,86%	2,69%	3,55%	3,38%	3,74%	3,11%	3,03%	2,96%	3,65%	2,97%	2,64%	0,73%
21. <i>Echinoparyphium rubrum</i>	6,24%	4,79%	3,66%	6,01%	5,83%	2,95%	2,79%	2,79%	3,67%	3,49%	3,98%	3,20%	3,24%	3,05%	3,75%	3,21%	2,87%	0,91%
22. <i>Moliniella anceps</i>	6,13%	4,59%	3,72%	5,74%	5,36%	2,68%	2,61%	2,61%	2,96%	2,79%	3,61%	2,83%	3,06%	2,70%	3,56%	3,45%	2,59%	2,68%
23. <i>Ribeiroia ondatrae</i>	11,33%	9,58%	7,84%	10,49%	6,46%	7,23%	7,25%	7,16%	7,46%	7,76%	8,13%	7,82%	7,64%	7,27%	7,95%	7,55%	7,33%	7,45%
24. <i>Cathaemasia hians</i>	10,41%	8,18%	6,85%	9,76%	3,94%	6,30%	6,48%	6,21%	6,75%	6,66%	6,93%	6,80%	6,27%	6,00%	7,07%	6,63%	6,20%	6,41%
25. <i>Rhopalias macracanthus</i>	9,76%	7,73%	6,66%	9,28%	4,19%	5,51%	5,65%	5,39%	5,65%	5,83%	6,38%	5,82%	5,74%	5,64%	6,07%	6,26%	5,41%	5,87%
26. <i>Isthmiophora</i> sp.	10,05%	8,30%	6,94%	9,54%	1,16%	5,84%	5,71%	5,71%	6,08%	6,26%	6,55%	6,03%	5,84%	5,53%	6,62%	6,33%	5,71%	5,75%
27. <i>Euparyphium melis</i>	10,37%	8,31%	6,95%	9,64%	1,41%	5,88%	5,95%	5,77%	6,40%	6,40%	6,79%	6,20%	6,04%	5,62%	6,78%	6,47%	5,77%	5,86%
28. <i>Euparyphium capitaneum</i>	11,25%	9,16%	7,96%	11,38%	5,55%	7,36%	7,25%	7,07%	7,24%	7,42%	7,94%	7,47%	7,24%	7,24%	8,06%	8,13%	7,17%	7,70%
29. <i>Chaunocephalus ferox</i>	9,56%	7,74%	6,12%	9,18%	3,24%	5,25%	5,21%	5,04%	5,66%	5,66%	6,01%	5,44%	5,30%	5,01%	6,08%	5,56%	5,07%	5,35%
30. <i>Petasiger</i> sp. 3	10,39%	8,45%	6,93%	10,33%	3,58%	5,68%	5,65%	5,47%	6,18%	6,36%	6,46%	5,91%	5,73%	5,45%	6,79%	6,17%	5,50%	5,68%
31. <i>Neopetasiger islandicus</i>	10,42%	8,83%	7,23%	10,34%	3,53%	5,92%	5,78%	5,78%	6,54%	6,73%	6,47%	6,11%	5,91%	5,69%	7,11%	6,42%	5,78%	5,73%
32. <i>Petasiger</i> sp. 1	10,31%	8,37%	6,76%	10,20%	3,50%	5,51%	5,47%	5,30%	6,10%	6,28%	6,47%	5,72%	5,56%	5,27%	6,71%	6,00%	5,33%	5,42%
33. <i>Neopetasiger</i> sp.	11,23%	9,55%	8,31%	11,46%	4,80%	6,88%	6,76%	6,76%	7,35%	7,54%	7,25%	6,76%	6,77%	6,47%	7,92%	7,49%	6,74%	6,77%
34. <i>Petasiger</i> sp. 2	10,78%	8,77%	7,05%	10,39%	4,28%	5,79%	5,76%	5,58%	6,48%	6,48%	6,58%	5,84%	5,66%	5,47%	6,92%	6,37%	5,61%	5,70%
35. Echinostomatidae sp. 1	5,13%	3,56%	2,42%	4,05%	5,57%	2,27%	2,41%	2,24%	0,98%	0,49%	3,00%	2,00%	2,30%	2,27%	1,67%	2,67%	2,17%	3,27%
36. <i>Fasciola gigantica</i>	11,49%	9,32%	7,48%	10,12%	7,05%	7,27%	7,11%	7,11%	7,57%	7,03%	8,15%	7,51%	7,72%	7,30%	7,47%	7,73%	7,17%	6,63%

Espécies	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36
1. Echinostomatidae gen. sp. 4																		
2. Echinostomatidae gen. sp. 3																		
3. Prionosomoides scalaris																		
4. Prionosomoides phrynopsis																		
5. Petasiger radiatus																		
6. Patagifer vioscai																		
7. Patagifer sp. 2																		
8. Patagifer sp. 1																		
9. Echinostomatidae sp. 3																		
10. Echinostomatidae sp. 2																		
11. Echinostoma cf. revolutum																		
12. Echinostoma cinetorchis																		
13. Echinostoma miyagawai																		
14. Echinostoma bolschewense																		
15. Artyfechinostomum sufrartyfex																		
16. Neocanthoparyphium echinatoides																		
17. Patagifer bilobus																		
18. Hypoderaeum conoideum																		
19. Echinoparyphium sp.																		
20. Echinoparyphium cinctum	0,17%																	
21. Echinoparyphium rubrum	0,34%	0,17%																
22. Moliniella anceps	2,53%	2,51%	2,70%															
23. Ribeiroia ondatrae	7,45%	7,55%	7,63%	7,50%														
24. Cathaemasia hians	6,74%	6,58%	6,91%	6,13%	4,05%													
25. Rhopalias macracanthus	6,20%	5,88%	6,00%	5,78%	4,60%	2,94%												
26. Isthmiophora sp.	5,99%	5,71%	5,69%	5,57%	5,62%	4,13%	3,36%											
27. Euparyphium melis	6,23%	5,86%	5,89%	5,67%	6,08%	4,26%	3,66%	0,50%										
28. Euparyphium capitaneum	8,22%	7,91%	7,80%	6,83%	8,45%	6,81%	6,07%	5,24%	5,27%									
29. Chaunocephalus ferox	5,74%	5,53%	5,37%	5,24%	5,63%	4,56%	3,86%	2,76%	2,98%	4,74%								
30. Petasiger sp. 3	6,09%	5,69%	5,53%	5,50%	6,10%	5,59%	4,45%	2,59%	2,89%	5,20%	1,78%							
31. Neopetasiger islandicus	5,82%	5,69%	5,48%	5,65%	6,20%	5,79%	4,79%	2,74%	3,11%	5,67%	1,96%	0,76%						
32. Petasiger sp. 1	5,81%	5,42%	5,27%	5,42%	6,10%	5,60%	4,55%	2,76%	3,06%	5,11%	1,78%	0,80%	0,68%					
33. Neopetasiger sp.	6,86%	6,74%	6,54%	6,62%	6,41%	6,18%	4,90%	3,99%	4,48%	6,15%	3,11%	2,23%	1,89%	2,14%				
34. Petasiger sp. 2	6,11%	5,61%	5,46%	5,62%	6,40%	5,78%	4,81%	3,45%	3,75%	5,64%	2,44%	1,46%	1,02%	1,13%	2,32%			
35. Echinostomatidae sp. 1	3,08%	3,03%	3,14%	2,27%	7,36%	6,11%	5,29%	5,70%	5,85%	7,05%	5,30%	6,00%	6,35%	5,92%	6,95%	6,12%		
36. Fasciola gigantica	6,79%	6,63%	6,63%	6,53%	10,26%	8,05%	8,13%	7,85%	8,03%	9,85%	7,60%	8,04%	8,30%	8,06%	8,88%	8,62%	7,20%	

Tabela 2. Valores de divergência nucleotídica (distância p não corrigida) entre sequências parciais do marcador molecular ITS de *Prionosomoides scalaris*, Echinostomatidae gen. sp. 2 e Echinostomatidae gen. sp. 3, obtidas no presente estudo (em destaque) e sequências de outros Echinostomatoidea.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18
1. Echinostomatidae gen. sp.																		
2. Echinostomatidae gen. sp.	10,51%																	
3. <i>Prionosomoides scalaris</i>	13,97%	13,88%																
4. <i>Rhopalias</i> sp. 3	11,85%	13,50%	6,59%															
5. <i>Rhopalias</i> sp. 2	11,97%	13,61%	7,27%	1,24%														
6. <i>Rhopalias</i> sp. 1	11,97%	13,61%	7,27%	1,24%	0,00%													
7. <i>Rhopalias coronatus</i>	12,28%	14,28%	7,64%	1,03%	0,72%	0,72%												
8. Echinostomatidae sp.	2,88%	8,28%	13,44%	11,06%	11,42%	11,42%	12,25%											
9. <i>Echinostoma revolutum</i>	3,21%	8,08%	13,09%	11,20%	11,56%	11,56%	12,39%	0,41%										
10. <i>Echinoparyphium</i> sp.	3,43%	8,29%	13,45%	11,31%	11,68%	11,68%	12,51%	0,71%	0,72%									
11. <i>E. albuferensis</i>	3,42%	8,51%	13,19%	11,06%	11,42%	11,42%	12,25%	0,71%	1,13%	1,23%								
12. <i>E. recurvatum</i>	3,55%	8,05%	12,79%	11,34%	11,58%	11,58%	12,08%	0,63%	0,63%	0,31%	1,36%							
13. <i>Echinostoma</i> sp.	3,37%	8,46%	13,45%	11,29%	11,66%	11,66%	11,75%	0,52%	0,52%	1,04%	1,25%	0,96%						
14. <i>Hypoderaeum conoideum</i>	5,09%	9,43%	14,06%	11,92%	12,15%	12,15%	13,11%	2,79%	2,80%	2,79%	2,90%	2,76%	2,96%					
15. <i>Hypoderaeum</i> sp.	5,43%	9,90%	14,05%	12,17%	12,40%	12,40%	13,36%	3,11%	3,12%	3,11%	3,21%	2,97%	3,28%	0,51%				
16. <i>Drepanocephalus auritus</i>	14,92%	14,21%	5,03%	7,28%	7,51%	7,51%	8,59%	13,80%	13,70%	13,80%	13,68%	13,41%	13,55%	14,78%	14,88%			
17. <i>Drepanocephalus spathans</i>	14,92%	14,21%	5,03%	7,28%	7,51%	7,51%	8,59%	13,80%	13,70%	13,80%	13,68%	13,41%	13,55%	14,78%	14,88%	0,00%		
18. <i>D. mexicanus</i>	15,71%	14,48%	5,79%	7,63%	7,86%	7,86%	8,93%	14,43%	14,33%	14,17%	14,31%	13,79%	14,19%	15,17%	15,16%	0,70%	0,70%	
19. <i>Drepanocephalus</i> sp.	15,58%	14,85%	5,47%	7,40%	7,63%	7,63%	8,70%	14,43%	14,33%	14,43%	14,30%	14,05%	14,19%	15,41%	15,52%	0,60%	0,60%	0,30%
20. <i>Rhopalias oochi</i>	12,28%	14,28%	7,64%	1,03%	0,72%	0,72%	0,00%	12,25%	12,39%	12,51%	12,25%	12,08%	11,75%	13,11%	13,36%	8,59%	8,59%	8,93%
21. <i>Rhopalias macracanthus</i>	14,20%	16,97%	10,15%	4,82%	5,61%	5,61%	7,48%	14,44%	14,57%	14,56%	14,31%	14,01%	13,95%	15,30%	15,44%	11,26%	11,26%	11,60%
22. <i>Petasisger exaeretus</i>	15,58%	16,46%	9,54%	8,17%	8,53%	8,53%	9,51%	15,37%	15,28%	15,64%	15,37%	15,53%	15,28%	16,40%	16,92%	10,13%	10,13%	10,49%
23. <i>Petasisger</i> sp.	13,49%	14,46%	7,93%	6,13%	6,82%	6,82%	7,69%	12,70%	12,72%	12,83%	12,46%	12,65%	12,94%	13,55%	13,80%	8,96%	8,96%	9,53%
24. <i>Echinostoma maldonadoi</i>	10,48%	7,99%	13,54%	12,88%	13,12%	13,12%	14,46%	8,84%	8,63%	8,98%	8,96%	8,38%	8,55%	10,11%	10,34%	14,86%	14,86%	14,76%
25. <i>Echinostoma trivolvis</i>	10,72%	7,64%	13,66%	13,37%	13,61%	13,61%	14,94%	9,07%	8,86%	9,20%	9,18%	8,73%	8,77%	10,34%	10,81%	15,25%	15,25%	15,15%
26. <i>Patagifer bilobus</i>	11,74%	6,77%	15,89%	14,09%	14,61%	14,61%	15,28%	9,71%	9,63%	9,71%	9,94%	8,88%	9,68%	9,37%	9,59%	15,92%	15,92%	16,18%
27. <i>Fasciola hepatica</i>	15,11%	16,10%	13,17%	12,65%	13,08%	13,08%	14,49%	14,49%	14,23%	13,96%	14,63%	13,22%	13,70%	15,81%	15,64%	14,49%	14,49%	14,65%

Espécies	19	20	21	22	23	24	25	26	27
1. Echinostomatidae gen. sp.									
2. Echinostomatidae gen. sp.									
3. <i>Prionosomoides scalaris</i>									
4. <i>Rhopalias</i> sp. 3									
5. <i>Rhopalias</i> sp. 2									
6. <i>Rhopalias</i> sp. 1									
7. <i>Rhopalias coronatus</i>									
8. Echinostomatidae sp.									
9. <i>Echinostoma revolutum</i>									
10. <i>Echinoparyphium</i> sp.									
11. <i>E. albuferensis</i>									
12. <i>E. recurvatum</i>									
13. <i>Echinostoma</i> sp.									
14. <i>Hypoderaeum conoideum</i>									
15. <i>Hypoderaeum</i> sp.									
16. <i>Drepanocephalus auritus</i>									
17. <i>Drepanocephalus spathans</i>									
18. <i>D. mexicanus</i>									
19. <i>Drepanocephalus</i> sp.									
20. <i>Rhopalias oochi</i>	8,70%								
21. <i>Rhopalias macracanthus</i>	11,38%	7,48%							
22. <i>Petasiger exaeretus</i>	10,26%	9,51%	13,56%						
23. <i>Petasiger</i> sp.	9,31%	7,69%	11,15%	8,50%					
24. <i>Echinostoma maldonadoi</i>	15,00%	14,46%	17,15%	16,42%	14,63%				
25. <i>Echinostoma trivolvis</i>	15,38%	14,94%	17,66%	16,39%	14,48%	0,92%			
26. <i>Patagifer bilobus</i>	16,42%	15,28%	17,59%	17,81%	15,30%	9,03%	8,56%		
27. <i>Fasciola hepatica</i>	14,50%	14,49%	17,72%	16,30%	13,72%	16,25%	16,24%	16,83%	

Tabela 3. Valores de divergência nucleotídica (distância p não corrigida) entre sequências parciais do marcador molecular *Nad-1* de *Prionosomoides scalaris*, *Echinostoma* sp., Echinostomatidae gen. sp. 1 e Echinostomatidae gen. sp. 4, obtidas no presente estudo (em destaque) e sequências de outros Echinostomatoidea.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18
1. <i>Echinostoma</i> sp.																		
2. Echinostomatidae gen. sp.	29,12%																	
3. Echinostomatidae gen. sp.	22,34%	35,60%																
4. <i>Prionosomoides scalaris</i>	31,06%	39,40%	29,92%															
5. <i>Patagifer bilobus</i>	24,40%	31,49%	21,20%	24,28%														
6. <i>Patagifer</i> sp.	25,50%	35,57%	24,35%	26,67%	8,59%													
7. <i>Rhopalias</i> sp. 3	24,98%	23,03%	26,61%	31,10%	27,25%	29,42%												
8. <i>Rhopalias</i> sp. 2	30,11%	24,35%	34,00%	39,93%	32,69%	32,77%	10,66%											
9. <i>Rhopalias</i> sp. 1	28,38%	23,81%	27,14%	35,13%	28,14%	29,13%	10,27%	8,95%										
10. <i>Neopetasisger islandicus</i>	33,34%	37,25%	35,73%	43,43%	34,63%	32,31%	31,92%	39,00%	36,56%									
11. <i>Drepanocephalus auritus</i>	34,22%	31,07%	36,94%	39,40%	37,51%	37,11%	30,15%	36,16%	33,42%	38,20%								
12. <i>D. mexicanus</i>	40,75%	32,61%	42,88%	43,70%	40,38%	37,02%	34,71%	37,61%	34,05%	42,20%	18,01%							
13. <i>Euparyphium albuferensis</i>	32,28%	36,58%	30,77%	38,44%	34,94%	35,24%	29,35%	30,21%	29,36%	42,65%	36,14%	47,69%						
14. <i>Echinoparyphium poulini</i>	33,57%	39,51%	29,02%	34,38%	30,58%	32,93%	29,71%	37,04%	31,15%	42,99%	41,43%	49,58%	22,68%					
15. <i>E. recurvatum</i>	33,78%	35,72%	28,55%	36,94%	31,50%	33,89%	27,01%	34,68%	31,33%	43,65%	39,88%	48,07%	27,16%	22,09%				
16. <i>Hypoderaeum</i> sp.	30,70%	34,78%	30,97%	30,40%	26,30%	25,38%	26,60%	26,97%	26,00%	42,56%	40,72%	40,51%	29,70%	28,41%	26,75%			
17. <i>E. aconiatum</i>	27,58%	33,89%	26,05%	30,84%	24,03%	23,42%	29,42%	31,83%	28,14%	36,63%	36,66%	40,91%	32,01%	25,71%	26,82%	25,17%		
18. <i>Echinostoma trivolvis</i>	17,30%	34,44%	22,64%	29,20%	21,62%	24,80%	27,10%	34,46%	27,24%	35,54%	36,46%	38,21%	33,06%	30,21%	29,61%	30,90%	27,42%	
19. <i>Echinostoma</i> sp.	5,94%	31,02%	21,88%	30,93%	22,19%	22,59%	26,14%	29,81%	28,64%	33,79%	33,39%	40,81%	31,83%	32,08%	33,91%	29,07%	26,30%	15,89%
20. <i>Echinostoma revolutum</i>	13,42%	31,80%	20,71%	29,25%	22,19%	24,92%	28,02%	31,32%	29,46%	35,10%	32,83%	37,68%	32,31%	30,77%	32,36%	28,15%	26,57%	13,62%
21. <i>Echinostoma robustum</i>	13,49%	32,42%	21,71%	32,25%	24,27%	24,77%	25,33%	31,59%	27,04%	34,80%	32,70%	36,05%	34,96%	35,93%	32,44%	30,89%	28,58%	14,06%
22. <i>Echinostoma bolschewense</i>	18,17%	28,49%	23,87%	30,58%	22,82%	25,25%	24,39%	25,23%	25,80%	34,49%	36,03%	42,72%	31,00%	31,19%	31,49%	26,84%	26,50%	18,01%
23. <i>Echinostoma paraulum</i>	14,64%	29,99%	21,74%	31,83%	25,58%	25,77%	25,80%	31,68%	27,46%	35,09%	35,97%	36,94%	32,12%	30,86%	28,67%	27,10%	28,73%	15,95%
24. <i>Echinostoma caproni</i>	16,99%	31,79%	23,95%	27,90%	22,56%	24,63%	31,70%	32,42%	29,16%	38,69%	32,36%	39,50%	32,40%	32,87%	30,06%	30,84%	24,57%	15,66%
25. <i>Echinostoma paraensei</i>	16,87%	32,03%	22,49%	30,12%	21,41%	20,93%	32,42%	34,90%	28,05%	34,14%	37,55%	39,87%	34,81%	31,79%	31,99%	27,44%	24,17%	14,01%
26. Echinostomatidae sp. 1	26,50%	32,03%	24,55%	29,72%	20,63%	20,27%	25,22%	29,45%	25,21%	38,61%	32,80%	35,22%	33,17%	30,56%	27,03%	25,73%	25,31%	21,19%
27. Echinostomatidae sp. 2	26,99%	33,34%	25,96%	30,37%	22,38%	22,43%	23,32%	29,38%	25,38%	34,49%	36,40%	38,25%	31,30%	28,55%	29,16%	24,43%	24,41%	25,82%
28. Echinostomatidae sp. 3	22,75%	31,19%	24,06%	29,74%	19,55%	18,80%	21,04%	27,34%	24,31%	35,16%	32,77%	38,38%	34,94%	29,80%	30,31%	26,79%	28,06%	22,04%
29. <i>Echinoparyphium ellisi</i>	31,20%	37,88%	26,90%	34,73%	28,20%	27,08%	32,40%	32,77%	31,86%	42,28%	39,79%	46,60%	19,57%	17,96%	20,85%	24,73%	24,80%	29,08%
30. <i>Fasciola hepatica</i>	22,44%	29,96%	24,46%	31,06%	24,47%	25,74%	23,88%	27,31%	24,24%	33,07%	32,88%	34,91%	35,90%	35,66%	31,82%	32,05%	28,11%	26,15%

Espécies	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30
1. <i>Echinostoma</i> sp.												
2. Echinostomatidae gen. sp.												
3. Echinostomatidae gen. sp.												
4. <i>Prionosomoides scalaris</i>												
5. <i>Patagifer bilobus</i>												
6. <i>Patagifer</i> sp.												
7. <i>Rhopalias</i> sp. 3												
8. <i>Rhopalias</i> sp. 2												
9. <i>Rhopalias</i> sp. 1												
10. <i>Neopetasiger islandicus</i>												
11. <i>Drepanocephalus auritus</i>												
12. <i>D. mexicanus</i>												
13. <i>Euparyphium albuferensis</i>												
14. <i>Echinoparyphium poulini</i>												
15. <i>E. recurvatum</i>												
16. <i>Hypoderaeum</i> sp.												
17. <i>E. aconiatum</i>												
18. <i>Echinostoma trivolvis</i>												
19. <i>Echinostoma</i> sp.												
20. <i>Echinostoma revolutum</i>	12,61%											
21. <i>Echinostoma robustum</i>	12,96%	11,25%										
22. <i>Echinostoma bolschewense</i>	17,58%	15,52%	17,08%									
23. <i>Echinostoma paraulum</i>	14,57%	13,40%	10,12%	17,91%								
24. <i>Echinostoma caproni</i>	15,38%	16,47%	15,47%	20,47%	15,71%							
25. <i>Echinostoma paraensei</i>	16,34%	16,63%	15,17%	18,67%	16,67%	15,67%						
26. Echinostomatidae sp. 1	24,76%	23,31%	21,02%	24,44%	21,19%	20,70%	23,91%					
27. Echinostomatidae sp. 2	23,86%	25,96%	26,66%	25,98%	24,93%	26,00%	27,28%	16,77%				
28. Echinostomatidae sp. 3	20,12%	18,77%	19,84%	21,27%	20,73%	21,52%	19,74%	17,11%	20,27%			
29. <i>Echinoparyphium ellisi</i>	31,13%	28,84%	30,32%	27,70%	30,44%	30,04%	29,99%	29,25%	27,51%	29,47%		
30. <i>Fasciola hepatica</i>	23,34%	24,22%	23,54%	27,88%	23,95%	26,95%	26,08%	25,81%	27,73%	23,34%	31,59%	

Tabela 4. Valores de divergência nucleotídica (distância p não corrigida) entre sequências parciais do marcador molecular *Cox-1* de *Prionosomoides scalaris* obtidas no presente estudo (em destaque) e sequências de outros Echinostomatoidea.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
1. <i>Prionosomoides scalaris</i>											
2. <i>Echinostoma hortense</i>	26,42%										
3. <i>Echinostoma</i> sp.	17,12%	23,77%									
4. <i>Echinostoma caproni</i>	18,31%	22,82%	16,13%								
5. <i>Ribeiroia ondatrae</i>	21,61%	23,37%	27,11%	24,43%							
6. <i>E. recurvatum</i>	11,75%	19,06%	1,40%	7,52%	25,99%						
7. <i>E. aconiatum</i>	17,71%	22,34%	20,50%	18,68%	21,79%	17,53%					
8. <i>Hypoderaeum</i> sp.	22,61%	26,85%	19,33%	22,92%	26,74%	18,43%	18,88%				
9. Echinostomatidae sp.	22,62%	28,20%	21,17%	22,11%	28,23%	15,47%	19,48%	22,34%			
10. <i>A. malayanum</i>	21,45%	26,11%	22,32%	23,47%	29,49%	14,81%	18,22%	23,94%	23,69%		
11. <i>A. sufrartyfex</i>	21,78%	26,11%	22,98%	23,03%	29,94%	15,68%	18,54%	24,28%	24,36%	0,49%	
12. <i>Fasciola gigantica</i>	22,46%	20,21%	19,56%	20,90%	20,07%	11,60%	18,11%	22,85%	26,02%	22,34%	23,01%

Tabela 5. Valores de divergência nucleotídica (distância p não corrigida) entre sequências parciais do marcador molecular 28S de *Halipegus* sp. obtidas no presente estudo (em destaque) e sequências de outros Hemiuroidea.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18
1. <i>Halipegus</i> sp.																		
2. <i>Halipegus</i> sp.	1,36%																	
3. <i>Derogenidae</i> sp.	1,39%	0,64%																
4. <i>Genarchella</i> sp.	8,26%	6,93%	7,27%															
5. <i>Derogenes lacustris</i>	8,21%	7,19%	7,44%	8,92%														
6. <i>Genarchella astyanactis</i>	8,33%	6,99%	7,34%	0,00%	9,00%													
7. <i>Genarchopsis chubuensis</i>	6,73%	5,55%	5,77%	5,26%	8,33%	5,26%												
8. <i>Genarchella pichileufuensis</i>	9,19%	7,84%	8,21%	1,36%	9,56%	1,37%	5,69%											
9. <i>Thometrema patagonica</i>	9,07%	7,93%	8,09%	4,37%	9,54%	4,41%	5,56%	5,04%										
10. <i>Genarchella</i> sp. 1	8,72%	7,56%	7,72%	2,99%	9,30%	2,99%	5,26%	2,90%	5,03%									
11. <i>A. problematica</i>	8,06%	6,85%	6,85%	6,96%	8,45%	6,96%	3,59%	7,19%	7,17%	6,33%								
12. <i>Progonus muelleri</i>	9,83%	8,56%	8,82%	10,03%	5,73%	10,12%	9,82%	10,78%	10,47%	10,88%	10,84%							
13. <i>Thometrema lotzi</i>	8,51%	7,45%	7,72%	4,65%	9,38%	4,69%	5,24%	4,94%	0,46%	5,03%	6,88%	47,69%						
14. <i>Derogenes varicus</i>	11,07%	10,19%	10,50%	11,91%	6,50%	12,01%	11,72%	12,79%	12,35%	13,03%	13,61%	49,58%	11,57%					
15. <i>Derogenes ruber</i>	13,33%	12,24%	12,74%	14,63%	8,25%	14,63%	14,74%	16,03%	15,41%	15,52%	16,37%	48,07%	14,70%	2,85%				
16. <i>Gonocerca</i> sp.	13,34%	12,40%	12,49%	14,12%	10,52%	14,25%	13,07%	14,14%	14,11%	13,84%	14,18%	40,51%	13,47%	13,15%	14,39%			
17. <i>Hemiperina manteri</i>	13,98%	12,84%	13,11%	13,37%	10,23%	13,49%	14,01%	14,40%	14,03%	14,20%	15,11%	40,91%	13,26%	11,93%	14,61%	14,15%		
18. <i>G. muraenolepisi</i>	14,99%	14,09%	14,19%	15,46%	12,28%	15,46%	14,35%	15,48%	15,56%	15,11%	15,49%	38,21%	14,91%	14,89%	14,39%	0,96%	15,90%	
19. <i>Halipegus</i> sp. -	1,53%	1,02%	0,30%	8,42%	8,14%	8,51%	6,70%	9,48%	9,34%	8,95%	7,91%	40,81%	8,94%	11,80%	14,99%	13,93%	14,63%	15,95%
20. <i>Halipegus ovocaudatus</i>	3,07%	2,25%	2,67%	9,41%	9,21%	9,37%	6,74%	10,63%	10,60%	10,28%	8,64%	37,68%	9,93%	13,39%	18,98%	15,74%	15,92%	18,43%
21. <i>Halipegus ovocaudatus</i>	2,79%	1,98%	2,39%	9,09%	8,90%	9,21%	6,58%	10,31%	10,28%	10,12%	8,48%	36,05%	9,61%	13,05%	18,68%	15,38%	15,56%	18,23%
22. <i>Halipegus ovocaudatus</i>	2,71%	1,88%	2,30%	9,12%	8,93%	9,23%	6,55%	10,37%	10,33%	10,16%	8,49%	42,72%	9,65%	13,17%	19,02%	15,54%	15,73%	18,44%
23. <i>Robinia aurata</i>	14,44%	13,37%	13,89%	14,02%	11,96%	14,15%	14,92%	14,50%	13,99%	15,00%	16,49%	36,94%	13,93%	14,24%	17,27%	18,03%	18,67%	19,81%

Espécies	19	20	21	22	23
1. <i>Halipegus</i> sp.					
2. <i>Halipegus</i> sp.					
3. <i>Derogenidae</i> sp.					
4. <i>Genarchella</i> sp.					
5. <i>Derogenes lacustris</i>					
6. <i>Genarchella astyanactis</i>					
7. <i>Genarchopsis chubuensis</i>					
8. <i>Genarchella pichileufuensis</i>					
9. <i>Thometrema patagonica</i>					
10. <i>Genarchella</i> sp. 1					
11. <i>A. problematica</i>					
12. <i>Progonus muelleri</i>					
13. <i>Thometrema lotzi</i>					
14. <i>Derogenes varicus</i>					
15. <i>Derogenes ruber</i>					
16. <i>Gonocerca</i> sp.					
17. <i>Hemiperina manteri</i>					
18. <i>G. muraenolepisi</i>					
19. <i>Halipegus</i> sp. -					
20. <i>Halipegus ovocaudatus</i>	2,94%				
21. <i>Halipegus ovocaudatus</i>	2,66%	0,26%			
22. <i>Halipegus ovocaudatus</i>	2,58%	0,13%	0,00%		
23. <i>Robinia aurata</i>	15,70%	17,08%	16,70%	16,90%	

Tabela 6. Valores de divergência nucleotídica (distância p não corrigida) entre sequências parciais do marcador molecular 28S de *Posthodiplostomum* sp. obtidas no presente estudo (em destaque) e sequências de outros Diplostomoidea.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18
1. <i>Posthodiplostomum</i> sp.																		
2. <i>P. erickgreenei</i>	4,32%																	
3. <i>P. microsicya</i>	4,23%	2,12%																
4. <i>P. macrocotyle</i>	3,95%	1,76%	0,70%															
5. <i>P. orchilongum</i>	4,88%	2,39%	2,30%	2,21%														
6. <i>Posthodiplostomum</i> sp.	0,34%	3,95%	4,04%	3,77%	4,50%													
7. <i>P. nanum</i>	0,34%	3,95%	4,04%	3,77%	4,50%	0,00%												
8. <i>Posthodiplostomum</i> sp. 23	0,34%	3,95%	4,04%	3,77%	4,50%	0,00%	0,00%											
9. <i>P. cuticola</i>	3,78%	4,98%	4,70%	4,61%	5,06%	3,60%	3,60%	3,60%										
10. <i>P. brevicaudatum</i>	2,89%	5,18%	5,09%	4,81%	5,45%	2,71%	2,71%	2,71%	3,61%									
11. <i>P. pacificus</i>	1,55%	4,32%	3,58%	3,76%	4,78%	1,38%	1,38%	1,38%	3,69%	2,44%								
12. <i>M. anterovarum</i>	1,55%	4,13%	3,58%	3,58%	4,59%	1,38%	1,38%	1,38%	3,33%	2,26%	0,34%							
13. <i>M. pricei</i>	1,64%	4,41%	3,85%	3,86%	4,59%	1,47%	1,47%	1,47%	3,60%	2,71%	0,77%	0,43%						
14. <i>Posthodiplostomum</i> sp. 21	4,14%	2,03%	0,09%	0,79%	2,21%	3,95%	3,95%	3,95%	4,61%	5,00%	3,48%	3,48%	3,76%					
15. <i>Posthodiplostomum</i> sp. 22	4,23%	2,12%	0,00%	0,70%	2,30%	4,04%	4,04%	4,04%	4,70%	5,09%	3,58%	3,58%	3,85%	0,09%				
16. <i>Bolbophorus</i> cf. <i>confusus</i>	6,08%	7,58%	7,79%	7,69%	8,75%	5,89%	5,89%	5,89%	6,76%	7,44%	5,98%	5,98%	6,07%	7,69%	7,79%			
17. <i>Cercocotyla rhodesiensis</i>	6,58%	7,81%	7,63%	7,72%	8,29%	6,39%	6,39%	6,39%	7,34%	7,28%	6,39%	6,20%	6,30%	7,53%	7,63%	6,65%		
18. <i>Cercocotyla</i> sp.	6,41%	7,53%	7,55%	7,64%	8,40%	6,21%	6,21%	6,21%	7,35%	7,10%	6,21%	6,03%	6,12%	7,45%	7,55%	6,67%	1,65%	
19. <i>O. podicipitis</i>	2,52%	4,32%	4,42%	4,32%	4,60%	2,17%	2,17%	2,17%	4,51%	3,43%	2,25%	2,08%	2,52%	4,32%	4,42%	7,11%	6,87%	6,88%
20. <i>O. ptychocheilus</i>	2,73%	4,65%	4,65%	4,76%	4,96%	2,33%	2,33%	2,33%	5,06%	3,74%	2,42%	2,23%	2,72%	4,54%	4,65%	7,47%	7,09%	7,10%
21. <i>Ornithodiplostomum</i> sp.	3,05%	4,79%	4,88%	4,79%	5,06%	2,70%	2,70%	2,70%	5,15%	3,97%	2,70%	2,52%	2,96%	4,79%	4,88%	7,58%	6,68%	6,98%
22. <i>Pulvinifer macrostomum</i>	6,40%	8,15%	8,26%	8,16%	8,64%	6,40%	6,40%	6,40%	7,20%	7,52%	6,40%	6,40%	6,60%	8,16%	8,26%	5,91%	7,32%	7,42%
23. <i>Crassiphiala</i> sp.	6,00%	7,18%	7,38%	7,10%	7,46%	5,63%	5,63%	5,63%	6,75%	6,59%	5,53%	5,53%	5,81%	7,29%	7,38%	6,06%	6,02%	6,21%
24. <i>Crassiphiala</i> sp.	5,91%	6,71%	7,10%	6,81%	7,27%	5,54%	5,54%	5,54%	6,57%	6,31%	5,63%	5,63%	5,72%	7,00%	7,10%	5,52%	4,90%	5,28%
25. <i>P. kinsellae</i>	7,03%	7,18%	7,58%	7,29%	8,06%	6,65%	6,65%	6,65%	7,24%	7,16%	6,37%	6,37%	6,84%	7,48%	7,58%	7,20%	7,23%	7,25%
26. <i>Uvulifer ambloplitis</i>	5,83%	7,20%	7,49%	7,21%	7,78%	5,64%	5,64%	5,64%	6,96%	6,51%	5,45%	5,45%	5,73%	7,40%	7,49%	6,08%	5,55%	6,12%
27. <i>Uvulifer spinatus</i>	5,72%	6,63%	6,94%	6,64%	7,63%	5,53%	5,53%	5,53%	6,31%	6,13%	5,43%	5,43%	5,71%	6,84%	6,94%	5,60%	5,53%	5,83%
28. <i>Bolbophorus</i> sp.	5,61%	7,48%	7,49%	7,59%	8,65%	5,42%	5,42%	5,42%	6,10%	6,86%	5,61%	5,61%	5,51%	7,39%	7,49%	2,17%	5,90%	6,11%
29. <i>Alaria marcianae</i>	5,51%	6,77%	7,07%	6,78%	7,35%	5,32%	5,32%	5,32%	6,37%	6,58%	5,60%	5,42%	5,51%	6,97%	7,07%	5,22%	6,47%	6,11%

Espécies	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29
1. <i>Posthodiplostomum</i> sp.											
2. <i>P. erickgreenei</i>											
3. <i>P. microsicya</i>											
4. <i>P. macrocotyle</i>											
5. <i>P. orchilongum</i>											
6. <i>Posthodiplostomum</i> sp.											
7. <i>P. nanum</i>											
8. <i>Posthodiplostomum</i> sp. 23											
9. <i>P. cuticola</i>											
10. <i>P. brevicaudatum</i>											
11. <i>P. pacificus</i>											
12. <i>M. anterovarium</i>											
13. <i>M. pricei</i>											
14. <i>Posthodiplostomum</i> sp. 21											
15. <i>Posthodiplostomum</i> sp. 22											
16. <i>Bolbophorus</i> cf. <i>confusus</i>											
17. <i>Cercocotyla rhodesiensis</i>											
18. <i>Cercocotyla</i> sp.											
19. <i>O. podicipitis</i>											
20. <i>O. ptychocheilus</i>	0,29%										
21. <i>Ornithodiplostomum</i> sp.	0,94%	0,86%									
22. <i>Pulvinifer macrostomum</i>	7,08%	7,07%	7,66%								
23. <i>Crassiphiala</i> sp.	5,62%	6,21%	6,09%	6,51%							
24. <i>Crassiphiala</i> sp.	5,91%	6,22%	6,38%	6,72%	2,17%						
25. <i>P. kinsellae</i>	6,46%	6,94%	7,31%	8,07%	3,95%	3,77%					
26. <i>Uvulifer ambloplitis</i>	5,91%	6,23%	6,38%	6,82%	2,97%	2,53%	3,78%				
27. <i>Uvulifer spinatus</i>	5,71%	5,97%	6,38%	6,37%	2,88%	2,42%	3,71%	1,51%			
28. <i>Bolbophorus</i> sp.	6,64%	7,04%	7,11%	5,63%	5,79%	4,97%	7,19%	5,71%	5,31%		
29. <i>Alaria marcianae</i>	6,07%	6,09%	6,82%	4,14%	5,13%	5,33%	6,62%	5,34%	5,12%	5,13%	

Tabela 7. Valores de divergência nucleotídica (distância p não corrigida) entre sequências parciais do marcador molecular *Cox-1* de *Posthodiplostomum* sp. obtidas no presente estudo (em destaque) e sequências de outros Diplostomoidea.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13
1. <i>Posthodiplostomum</i> sp.													
2. <i>P. centrarchi</i>	16,82%												
3. <i>Posthodiplostomum</i> sp. 21	17,44%	19,53%											
4. <i>Posthodiplostomum</i> sp. 23	5,44%	16,67%	17,00%										
5. <i>Posthodiplostomum</i> sp. I	1,47%	16,16%	17,63%	6,50%									
6. <i>Posthodiplostomum</i> sp. II	16,15%	19,80%	18,24%	16,69%	15,81%								
7. <i>Posthodiplostomum</i> sp. III	18,34%	20,98%	19,03%	18,39%	18,36%	20,47%							
8. <i>Posthodiplostomum</i> sp. IV	18,27%	18,98%	18,36%	20,33%	18,29%	20,49%	17,45%						
9. <i>Posthodiplostomum pricei</i>	18,78%	20,09%	19,46%	19,10%	18,39%	17,81%	19,59%	23,40%					
10. <i>Posthodiplostomum</i> sp.	20,34%	18,22%	19,02%	21,37%	20,37%	22,70%	16,98%	14,48%	21,83%				
11. <i>P. erickgreeni</i>	18,62%	20,26%	17,61%	18,58%	19,10%	15,82%	19,79%	21,20%	21,24%	17,58%			
12. <i>Posthodiplostomum</i> sp. 22	17,74%	19,04%	11,41%	18,54%	18,21%	17,08%	17,13%	18,06%	17,98%	14,86%	13,98%		
13. <i>Uvulifer prosocotyle</i>	24,50%	24,84%	23,85%	25,21%	24,03%	26,36%	26,36%	28,05%	27,46%	26,60%	22,82%	24,98%	

Tabela 8. Valores de divergência nucleotídica (distância p não corrigida) entre sequências parciais do marcador molecular 28S de *Atamatamidae* sp., *Atamatam* sp., e *Baracktrema* sp., obtidas no presente estudo (em destaque) e sequências de outros Schistosomatoidea.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18
1. Baracktrematidae sp.																		
2. Atamatamidae sp.	21,83%																	
3. Atamatam sp.	23,74%	4,21%																
4. Spirorchidae sp.	0,42%	20,60%	22,34%															
5. Neospororchis sp.	18,11%	20,02%	20,95%	17,01%														
6. Baracktrema obamai	16,28%	19,05%	20,66%	15,03%	15,37%													
7. Neospororchis sp.	18,80%	20,61%	21,56%	17,64%	1,46%	15,56%												
8. Neospororchis sp.	18,67%	21,22%	22,39%	18,29%	8,26%	14,68%	8,72%											
9. Unicaecum sp.	15,74%	19,75%	20,41%	14,57%	15,30%	14,37%	15,50%	17,19%										
10. Spirorchidae sp.	20,51%	20,39%	21,31%	18,97%	17,77%	16,74%	18,33%	17,43%	16,88%									
11. Vasotrema cf. robustum	20,14%	20,32%	20,71%	19,26%	18,54%	16,66%	19,11%	17,42%	17,91%	1,68%								
12. Vasotrema robustum	20,14%	20,04%	20,85%	18,70%	18,09%	16,27%	18,65%	16,96%	17,50%	1,46%	0,17%							
13. Neospororchis sp.	20,62%	22,65%	23,62%	19,16%	9,69%	15,99%	10,31%	5,63%	18,52%	19,43%	19,61%	18,98%						
14. Spirorchiiis scripta	21,10%	19,58%	20,10%	19,65%	17,36%	15,27%	17,90%	16,70%	15,09%	11,23%	11,26%	10,73%	18,30%					
15. Spirorchiiis artericola	20,97%	19,36%	19,77%	19,78%	17,25%	15,17%	17,79%	16,59%	14,97%	11,23%	11,15%	10,73%	17,87%	0,59%				
16. Spirorchiiis haematobius	21,06%	19,90%	20,22%	20,01%	17,38%	15,36%	17,94%	16,54%	15,27%	11,50%	10,88%	10,88%	18,09%	0,87%	1,05%			
17. Spirhpalum polesianum	21,18%	19,89%	20,25%	19,89%	17,08%	16,23%	17,41%	16,36%	15,10%	10,48%	10,57%	10,27%	17,43%	6,10%	6,00%	6,10%		
18. Uterotrema sp.	21,50%	19,70%	20,14%	19,36%	20,77%	18,28%	20,75%	21,08%	17,36%	16,66%	16,60%	16,22%	22,08%	14,94%	14,92%	15,09%	15,73%	
19. Spirhpalum siamensis	22,85%	20,98%	21,03%	21,32%	18,99%	17,48%	19,55%	18,55%	16,35%	12,56%	12,63%	12,05%	20,51%	6,60%	6,98%	7,10%	7,98%	17,67%
20. Schistosoma haematobium	26,87%	17,45%	17,10%	24,68%	24,71%	25,23%	24,94%	25,91%	22,40%	23,97%	24,22%	23,38%	27,11%	23,97%	23,99%	24,54%	23,65%	24,92%
21. T. querquedulae	24,88%	13,68%	14,05%	22,91%	21,16%	20,48%	21,40%	22,56%	19,87%	20,49%	21,39%	20,60%	24,02%	18,98%	18,99%	19,66%	19,40%	20,83%
22. A. terrigalensis	22,52%	12,33%	12,95%	21,65%	20,45%	19,09%	20,68%	21,28%	18,48%	19,73%	19,86%	19,38%	22,90%	19,35%	19,11%	19,77%	19,72%	19,74%
23. Atamatamidae sp. P08	22,44%	0,28%	3,91%	21,69%	20,73%	19,92%	21,38%	21,90%	19,73%	21,10%	20,72%	20,72%	23,96%	20,22%	19,84%	20,45%	20,39%	19,76%
24. Paramatam iquitosiensis	22,45%	3,53%	3,23%	20,86%	19,30%	19,31%	20,10%	20,48%	19,71%	20,36%	20,77%	20,35%	21,63%	19,63%	19,30%	19,85%	19,72%	19,10%
25. Atamatamidae sp. P13	24,30%	4,18%	0,19%	23,15%	21,42%	21,46%	22,07%	22,76%	20,51%	22,20%	21,69%	21,69%	24,35%	20,87%	20,49%	21,10%	20,87%	20,56%
26. Atamatam amazoniensis	23,88%	4,17%	0,52%	21,71%	20,36%	20,07%	20,95%	21,94%	19,96%	21,00%	20,97%	20,54%	22,91%	19,69%	19,36%	20,14%	19,96%	19,47%
27. Atamatamidae sp. 1	22,33%	2,66%	2,95%	21,11%	19,76%	19,55%	19,76%	20,65%	20,10%	20,22%	20,91%	20,12%	22,63%	20,00%	19,61%	20,71%	20,07%	20,01%
28. Atamatamidae sp. 2	22,33%	2,77%	3,06%	21,11%	19,90%	19,68%	19,90%	20,79%	20,10%	20,36%	21,06%	20,26%	22,79%	20,14%	19,74%	20,85%	20,20%	20,15%
29. Pitiutrema revelae	25,69%	9,94%	9,77%	23,23%	22,08%	21,28%	22,32%	23,83%	21,74%	21,40%	22,48%	21,63%	24,89%	21,16%	21,51%	22,17%	21,20%	21,51%
30. Hapalotrematidae sp. A	22,80%	10,61%	10,55%	21,01%	19,56%	20,16%	20,27%	19,88%	20,76%	20,21%	20,75%	19,98%	21,84%	19,78%	20,02%	20,47%	20,39%	20,67%
31. Hapalotrematidae sp. C	23,46%	10,86%	10,60%	20,90%	20,05%	20,65%	20,40%	20,55%	20,72%	20,62%	21,31%	20,74%	21,52%	20,26%	20,28%	20,77%	19,96%	20,90%
32. Hapalotrematidae sp. B	23,64%	12,11%	11,52%	21,38%	21,97%	20,86%	22,59%	22,15%	23,41%	21,45%	22,39%	21,67%	23,80%	21,56%	21,81%	22,48%	21,51%	21,70%
33. Amphiorchis sp.	24,04%	11,46%	10,97%	21,61%	20,49%	20,25%	21,22%	22,11%	20,28%	20,20%	21,12%	20,45%	22,68%	19,79%	20,04%	20,64%	19,62%	20,69%
34. Learedius learedi	22,85%	11,59%	11,39%	20,92%	19,64%	20,19%	20,00%	21,13%	20,77%	19,09%	19,99%	19,35%	21,91%	19,93%	20,17%	20,78%	19,75%	19,95%
35. Hapalotrematidae sp. B	23,52%	12,01%	11,43%	21,25%	21,99%	20,75%	22,62%	22,06%	23,30%	21,34%	22,28%	21,56%	23,67%	21,45%	21,70%	22,36%	21,41%	21,59%
36. Hapalotrematidae sp. B	23,64%	12,00%	11,42%	21,38%	22,09%	20,86%	22,72%	22,03%	23,41%	21,45%	22,39%	21,67%	23,64%	21,56%	21,81%	22,48%	21,51%	21,70%

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18
37. <i>Hapalotrema mistroides</i>	24,14%	12,01%	11,83%	21,86%	21,30%	21,56%	21,53%	22,56%	21,83%	21,19%	22,14%	21,43%	23,42%	20,51%	20,52%	21,14%	20,41%	21,52%
38. <i>Hapalotrema synorchis</i>	24,06%	12,96%	12,33%	22,06%	20,36%	20,73%	20,72%	21,38%	21,14%	20,22%	20,71%	20,05%	21,86%	19,89%	19,91%	20,97%	20,01%	21,24%
39. <i>O. canaliculata</i>	22,30%	12,32%	12,61%	21,42%	20,63%	19,42%	20,75%	21,68%	18,87%	20,64%	20,33%	19,94%	22,94%	19,80%	19,56%	20,01%	19,98%	20,04%
40. <i>Carettacola hawaiiensis</i>	23,91%	13,68%	13,14%	22,31%	22,69%	20,31%	22,81%	23,13%	21,44%	22,04%	22,31%	21,35%	25,49%	21,10%	21,11%	21,89%	20,86%	21,42%
41. <i>D. pulverulenta</i>	24,39%	13,36%	13,32%	22,53%	20,61%	19,57%	20,83%	22,10%	18,58%	21,18%	21,74%	21,05%	23,68%	19,36%	19,37%	19,82%	20,32%	20,69%
42. <i>B. loxodontae</i>	23,36%	13,24%	13,70%	21,37%	19,93%	20,39%	20,82%	20,97%	18,92%	20,50%	20,45%	19,80%	22,20%	19,85%	19,86%	20,22%	19,68%	20,59%
43. <i>Bivitellobilharzia nairi</i>	23,37%	13,43%	13,90%	21,38%	20,14%	20,47%	21,03%	21,07%	19,12%	20,95%	20,89%	20,23%	22,20%	20,06%	20,07%	20,54%	19,89%	20,92%
44. <i>Trichobilharzia longicauda</i>	24,20%	13,36%	13,73%	22,19%	21,16%	20,16%	21,40%	22,45%	19,76%	20,38%	21,27%	20,49%	23,87%	18,88%	18,89%	19,30%	19,61%	20,58%
45. <i>Cardicola aurata</i>	26,98%	27,01%	26,38%	24,52%	24,66%	23,48%	24,16%	25,08%	24,92%	24,17%	25,01%	24,32%	28,49%	24,34%	24,60%	25,21%	23,81%	23,09%

Espécies	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	
1. Baracktrematidae sp.																			
2. Atamatamidae sp.																			
3. Atamatam sp.																			
4. Spirorchidae sp.																			
5. Neospororchis sp.																			
6. Baracktrema obamai																			
7. Neospororchis sp.																			
8. Neospororchis sp.																			
9. Unicaecum sp.																			
10. Spirorchidae sp.																			
11. Vasotrema cf. robustum																			
12. Vasotrema robustum																			
13. Neospororchis sp.																			
14. Spirorchis scripta																			
15. Spirorchis artericola																			
16. Spirorchis haematobius																			
17. Spirhapalum polesianum																			
18. Uterotrema sp.																			
19. Spirhapalum siamensis																			
20. Schistosoma haematobium	24,91%																		
21. Trichobilharzia querquedulae	21,30%	13,09%																	
22. Austrobilharzia terrigalensis	20,58%	12,92%	10,11%																
23. Atamatamidae sp. P08	21,58%	16,82%	14,08%	12,14%															
24. Paratamatam iquitosiensis	20,69%	16,98%	13,38%	11,94%	3,39%														
25. Atamatamidae sp. P13	21,45%	16,39%	14,42%	12,62%	4,08%	3,18%													
26. Atamatam amazoniensis	20,49%	16,88%	13,74%	12,66%	4,08%	3,00%	0,37%												
27. Atamatamidae sp. 1	21,07%	16,67%	12,80%	11,33%	2,67%	2,72%	2,66%	2,83%											
28. Atamatamidae sp. 2	21,21%	16,67%	12,80%	11,33%	2,78%	2,82%	2,78%	2,93%	0,10%										
29. Pitiutrema revelae	22,05%	18,21%	14,21%	14,27%	10,06%	8,74%	9,47%	9,53%	8,30%	8,42%									
30. Haplotrematidae sp. A	20,67%	15,61%	13,76%	12,52%	10,79%	9,80%	10,43%	10,20%	8,91%	9,02%	11,85%								
31. Haplotrematidae sp. C	21,53%	16,31%	14,73%	12,35%	11,04%	10,13%	10,58%	10,25%	9,56%	9,68%	12,88%	7,35%							
32. Haplotrematidae sp. B	23,12%	16,62%	14,44%	13,05%	12,39%	10,73%	11,69%	11,25%	10,83%	10,95%	13,22%	5,94%	9,18%						
33. Amphiorchis sp.	21,65%	17,04%	14,66%	12,85%	11,66%	10,84%	11,31%	10,61%	10,49%	10,49%	12,79%	8,42%	5,30%	9,59%					
34. Learedius learedi	21,08%	16,07%	14,30%	12,14%	11,93%	10,42%	11,54%	11,03%	10,75%	10,87%	12,89%	8,53%	5,86%	10,31%	6,64%				
35. Haplotrematidae sp. B	23,01%	16,63%	14,34%	13,06%	12,29%	10,64%	11,59%	11,16%	10,72%	10,84%	13,12%	5,95%	9,09%	0,00%	9,49%	10,21%			
36. Haplotrematidae sp. B	23,12%	16,73%	14,44%	13,15%	12,28%	10,63%	11,58%	11,15%	10,71%	10,83%	13,22%	6,04%	9,08%	0,09%	9,59%	10,31%	0,00%		

Espécies	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36
37. <i>Hapalotrema mistroides</i>	21,88%	16,43%	14,70%	13,39%	12,06%	11,77%	11,91%	11,45%	11,35%	11,47%	13,52%	8,63%	5,85%	10,09%	6,64%	5,01%	10,00%	10,09%
38. <i>Hapalotrema synorchis</i>	20,43%	17,10%	16,04%	13,27%	13,27%	11,65%	12,66%	11,95%	11,97%	12,10%	13,95%	8,70%	6,63%	10,92%	6,62%	2,64%	10,83%	10,92%
39. <i>O. canaliculata</i>	20,42%	12,31%	9,98%	2,00%	12,13%	11,73%	12,15%	12,33%	11,18%	11,18%	14,04%	12,06%	11,91%	13,22%	12,71%	11,40%	13,23%	13,32%
40. <i>Carettacola hawaiiensis</i>	22,48%	17,69%	15,34%	13,30%	13,69%	13,00%	13,09%	12,96%	13,00%	13,12%	17,02%	13,28%	13,24%	14,41%	13,38%	13,16%	14,32%	14,31%
41. <i>D. pulverulenta</i>	21,34%	12,20%	3,26%	9,80%	13,74%	12,75%	13,74%	13,02%	12,93%	12,93%	14,23%	13,56%	13,82%	14,48%	14,07%	13,50%	14,38%	14,48%
42. <i>B. loxodontae</i>	21,26%	9,69%	9,42%	9,26%	13,15%	12,67%	13,58%	13,40%	12,98%	12,98%	15,09%	12,66%	13,39%	13,79%	14,59%	13,38%	13,80%	13,90%
43. <i>Bivitellobilharzia nairi</i>	21,47%	9,69%	9,80%	9,64%	13,36%	12,86%	13,79%	13,59%	13,22%	13,22%	15,28%	12,85%	13,79%	13,98%	14,98%	13,77%	14,00%	14,09%
44. <i>Trichobilharzia longicauda</i>	20,92%	12,99%	0,52%	9,92%	13,73%	13,06%	14,07%	13,42%	12,55%	12,55%	14,09%	13,43%	14,96%	14,26%	14,69%	14,32%	14,16%	14,26%
45. <i>Cardicola aurata</i>	25,57%	29,09%	26,25%	27,28%	27,43%	25,03%	27,00%	25,31%	25,07%	25,21%	27,39%	25,56%	25,11%	25,33%	24,64%	25,20%	25,33%	25,33%

Espécies	37	38	39	40	41	42	43	44	45
37. <i>Hapalotrema mistroides</i>									
38. <i>Hapalotrema synorchis</i>	6,05%								
39. <i>O. canaliculata</i>	12,42%	12,70%							
40. <i>Carettacola hawaiiensis</i>	14,20%	13,77%	12,75%						
41. <i>D. pulverulenta</i>	14,14%	14,61%	9,57%	14,68%					
42. <i>B. loxodontae</i>	14,02%	14,50%	8,65%	14,18%	8,64%				
43. <i>Bivitellobilharzia nairi</i>	14,41%	14,90%	9,03%	14,57%	8,92%	0,35%			
44. <i>Trichobilharzia longicauda</i>	14,73%	15,95%	9,70%	15,06%	3,44%	9,25%	9,62%		
45. <i>Cardicola aurata</i>	25,84%	26,16%	26,91%	25,61%	24,94%	26,33%	26,18%	26,09%	

Tabela 9. Valores de divergência nucleotídica (distância p não corrigida) entre sequências parciais do marcador molecular *Cox-1* de *Baracktreematidae* sp., obtidas no presente estudo (em destaque) e sequências de outros *Schistosomatoidea*.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
1. Baracktreematidae sp.																				
2. <i>Neospirochiis</i> sp.	21,91%																			
3. <i>Neospirochiis</i> sp.	22,67%	7,02%																		
4. Atamatamidae sp. P8	37,72%	26,61%	28,02%																	
5. Atamatamidae sp. P9	37,72%	26,61%	28,02%	0,00%																
6. Atamatamidae sp. P10	37,72%	26,61%	28,02%	0,00%	0,00%															
7. Atamatamidae sp. P11	37,72%	26,61%	28,02%	0,00%	0,00%	0,00%														
8. Atamatamidae sp. P13	41,01%	25,23%	29,25%	24,83%	24,83%	24,83%	24,83%													
9. Atamatamidae sp. P12	40,92%	25,14%	29,13%	24,78%	24,78%	24,78%	24,78%	0,00%												
10. Atamatamidae sp. P14	40,92%	25,14%	29,13%	24,78%	24,78%	24,78%	24,78%	0,00%	0,00%											
11. Atamatamidae sp. P15	40,92%	25,14%	29,13%	24,78%	24,78%	24,78%	24,78%	0,00%	0,00%	0,00%										
12. Atamatamidae sp. P17	37,72%	26,61%	28,02%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	24,83%	24,78%	24,78%	24,78%									
13. Atamatamidae sp. P.19	34,75%	26,61%	28,02%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	22,62%	22,57%	22,57%	22,57%	0,00%								
14. <i>H. mistroides</i>	28,72%	24,68%	23,55%	26,70%	26,70%	26,70%	26,70%	27,83%	27,72%	27,72%	27,72%	26,70%	26,70%							
15. <i>Learedius learedi</i>	31,08%	29,30%	26,27%	27,55%	27,55%	27,55%	27,55%	26,68%	26,57%	26,57%	26,57%	27,55%	27,55%	16,62%						
16. <i>Neospirochis</i> sp.	25,51%	6,93%	11,50%	31,12%	31,12%	31,12%	31,12%	27,51%	27,40%	27,40%	27,40%	31,12%	31,12%	26,80%	30,59%					
17. <i>Neospirochis</i> sp.	23,65%	5,36%	9,87%	29,56%	29,56%	29,56%	29,56%	26,56%	26,46%	26,46%	26,46%	29,56%	29,56%	26,75%	29,31%	7,54%				
18. <i>N. schistosomatoidea</i>	24,00%	8,24%	6,30%	28,50%	28,50%	28,50%	28,50%	30,14%	30,02%	30,02%	30,02%	28,50%	28,50%	22,78%	27,05%	9,21%	8,54%			
19. <i>N. pricei</i>	27,17%	11,31%	12,66%	26,28%	26,28%	26,28%	26,28%	27,42%	27,31%	27,31%	27,31%	26,28%	26,28%	27,10%	26,20%	15,18%	14,39%	12,91%		
20. <i>Schistosoma mansoni</i>	37,57%	31,32%	29,18%	38,37%	38,37%	38,37%	38,37%	43,61%	43,51%	43,51%	43,51%	38,37%	34,93%	32,33%	29,45%	32,48%	32,36%	30,21%	34,27%	