

**HUDSON ALVES PINTO**

**BIOLOGIA E TAXONOMIA DE TREMATÓDEOS TRANSMITIDOS  
POR MOLUSCOS DULCIAQUÍCOLAS NA REPRESA DA  
PAMPULHA, BELO HORIZONTE, MINAS GERAIS, BRASIL**

**Universidade Federal de Minas Gerais**

**Instituto de Ciências Biológicas**

**Belo Horizonte**

**2013**

HUDSON ALVES PINTO

BIOLOGIA E TAXONOMIA DE TREMATÓDEOS TRANSMITIDOS POR  
MOLUSCOS DULCIAQUÍCOLAS NA REPRESA DA PAMPULHA,  
BELO HORIZONTE, MINAS GERAIS, BRASIL

Tese apresentada ao Programa de Pós-  
Graduação em Parasitologia, Instituto de  
Ciencias Biológicas, Universidade Federal de  
Minas Gerais, como requisito parcial para  
obtenção do título de Doutor em  
Parasitologia

Área de Concentração: Helminologia

Orientador: Dr. Alan Lane de Melo

Belo Horizonte

2013

043 Pinto, Hudson Alves.

Biologia e taxonomia de trematódeos transmitidos por moluscos dulciaquícolos na Represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil [manuscrito] / Hudson Alves Pinto. – 2013.

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

Orientador: Alan Lane de Melo.

Tese (doutorado) – Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Biológicas.

1. Trematódeo – Pampulha, Lagoa da (MG) - Teses. 2. Molusco – Pampulha, Lagoa da (MG) – Teses. 3. Cercárias – Teses. 4. Infecção laboratorial – Teses. 5. Ciclo biológico. 6. Helmintologia – Teses. 7. Parasitologia – Teses. I. Melo, Alan Lane de. II. Universidade Federal de Minas Gerais. Instituto de Ciências Biológicas. III. Título.

CDU: 576.895.122

Trabalho desenvolvido no Laboratório de  
Taxonomia e Biologia de Invertebrados,  
Departamento de Parasitologia, Instituto  
de Ciências Biológicas, Universidade  
Federal de Minas Gerais.

*À minha esposa Amanda e ao meu filho Miguel*

## **AGRADECIMENTOS**

Ao professor Alan Lane de Melo, amigo e orientador, pelo direcionamento da minha formação científica, além da disponibilidade, paciência, incentivo e orientação segura, sempre presentes durante a realização deste trabalho. Sou grato por ter me introduzido ao fascinante mundo das larvas de trematódeos e da taxonomia, onde juntos temos tido a oportunidade de compartilharmos conhecimentos adquiridos.

Aos meus pais, Ozanan Pinto e Maria Lúcia Alves Pinto, pela criação e apoio irrestrito à minha formação acadêmica e humana.

À minha amada esposa Priscila Amanda Alves Pinto, companheira com quem pude compartilhar as alegrias obtidas durante as descobertas científicas. O amor, amizade, carinho e compreensão foram indispensáveis e fontes de inspiração para as atividades de pesquisa.

Ao meu filho Miguel Alves Pinto, que com a sua recente chegada possibilitou ainda mais entusiasmo e alegria ao longo da reta final do presente trabalho.

Aos meus irmãos, Daniel Alves Pinto e Gabriela Aparecida Camargos Pinto pela amizade e companheirismo.

A todos dos amigos e familiares que de alguma forma torceram pelo sucesso deste trabalho.

Ao grande amigo Vitor Luis Tenório Mati, meu irmão científico que acompanhou de perto e participou ativamente de etapas do presente trabalho, vibrando, discutindo, incentivando, e dando força nos momentos difíceis. Juntos, aprendemos e crescemos ao longo das colaborações científicas. Sou grato pela presença e preocupação constantes, não apenas nas questões científicas, mas também na vida pessoal.

Ao Sr. Airton Lobo, um amigo sempre solícito na realização de um excelente auxílio técnico na preparação e montagem do material permanente, de maneira paciente e cativante. Ao certo, sua dedicação e experiência adquirida ao longo de décadas de trabalho com técnicas parasitológicas clássicas puderam ser transmitidas, contribuindo para minha formação profissional.

A todos os amigos do Laboratório de Taxonomia e Biologia de Invertebrados que acompanharam, alguns em parte ou à distância, o presente trabalho: Diego Guimarães Florencio Pujoni, Gustavo José Caldas Vianna, Higor Daniel Duarte Rodrigues, Marco Antônio Andrade de Souza, Marcus Vinícius Andrada Anconi, Sandro Eugênio Pereira Gazzinelli, Stênio Nunes Alves, Wanderlany Amâncio Martins.

Aos amigos do Laboratório de Esquistossomose, Selma Fernandes de Souza, José Carlos dos Reis e Zenir de Souza, pela amizade e convivência.

À Sra. Ana Paula Oliveira Martins pela auxílio prestado no processo de comutação bibliográfica, sempre realizado de maneira eficiente e atenciosa, permitindo, além da aquisição de trabalhos científicos imprescindíveis para o presente estudo, o surgimento de uma amizade e grande admiração.

Aos seguintes pesquisadores pela discussão de resultados relacionados à identificação de algumas espécies de parasitos encontradas no presente trabalho: Dr. Pieter Johnson (University of Colorado Boulder, EUA), Dra. Sara Vanessa Brant (University of New Mexico, EUA) e Dra. Monica Caffara (Alma Mater Studiorum Università di Bologna, Itália).

À Dra. Margarita Ostrowski de Núñez (Universidad de Buenos Aires, Argentina) por ter gentilmente disponibilizado importantes artigos de sua autoria.

Ao Programa de Pós-graduação em Parasitologia, na pessoa da atual Coordenadora, Dra. Érika Martins Braga, em nome de quem agradeço aos demais professores do curso.

Às Sras. Sumara Aparecida Guilherme Ferreira e Sibeles Abreu, secretárias do Programa de Pós-graduação em Parasitologia, pelo auxílio prestado, sempre de forma amável, nas questões relacionadas ao curso.

A todos os colegas, funcionários e professores do Departamento de Parasitologia pela agradável convivência.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo suporte financeiro e concessão de bolsa de doutorado.



## RESUMO

Visando ampliar o conhecimento sobre os ciclos biológicos de trematódeos no Brasil, coletas malacológicas foram realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012. As cercárias obtidas foram utilizadas para a realização de infecções experimentais e os estágios de desenvolvimento obtidos submetidos à análise morfológica visando à identificação taxonômica. Foram examinados 32.576 exemplares de moluscos pertencentes a oito espécies (*Biomphalaria glabrata*, *Biomphalaria straminea*, *Biomphalaria tenagophila*, *Lymnaea columella*, *Melanooides tuberculata*, *Physa acuta*, *Physa marmorata* e *Pomacea* sp.), dos quais 3073 (9,43%) apresentaram-se infectados por larvas de 22 espécies de trematódeos. Variações estacionais na riqueza de espécies e nos percentuais de infecção de moluscos por estes parasitos foram observadas, com maiores valores verificados nas estações secas. *Biomphalaria straminea* foi encontrada albergando larvas de *Apharyngostrigea* sp. 1, *Apharyngostrigea* sp. 2, *Austrodiplostomum compactum*, *Cercaria macrogranulosa*, *Clinostomum* sp., Echinostomatidae gen. sp. 1, Echinostomatidae gen. sp. 2, *Hysteromorpha triloba*, Notocotylidae gen. sp., *Paryphostomum segregatum*, *Petasisiger* sp., *Ribeiroia* sp., Schistosomatidae gen. sp. 1 e Spirorchiidae gen. sp. *Biomphalaria glabrata* apresentou-se infectada por larvas de *A. compactum*, *Clinostomum* sp., *P. segregatum*, Echinostomatidae gen. sp. 1, Echinostomatidae gen. sp. 2, *Ribeiroia* sp., Spirorchiidae gen. sp. e *Schistosoma mansoni*. Cercárias de *Clinostomum* sp., Echinostomatidae gen. sp. 1, Echinostomatidae gen. sp. 2 e Spirorchiidae gen. sp. emergiram também de *Biomphalaria tenagophila*. Entre os moluscos prosobrânquios, larvas de *Centrocestus formosanus*, *Philophthalmus gralli* e *Renicola* sp. foram encontradas em *M. tuberculata*, enquanto xifidiocercária e Schistosomatidae gen. sp. 2 em *Pomacea* sp. Cercárias de *Echinostoma exile* e Haematolechidae gen. sp. foram observadas respectivamente em *P. marmorata* e *L. columella*. Além dos moluscos, possíveis segundos hospedeiros intermediários foram avaliados quanto a infecção natural por trematódeos. Entre peixes, exemplares de *Poecilia reticulata* foram encontrados infectados por metacercárias de *Apharyngostrigea* sp., *C. formosanus*, *Clinostomum* sp., *Posthodiplostomum nanum* e *Renicola* sp.; *Australoheros*

*facetus* por *C. formosanus*; *Oreochromis niloticus* por *A. compactum*, *C. formosanus*, Echinostomatidae gen. sp. 1 e *Ribeiroia* sp.; *Geophagus brasiliensis* por *Clinostomum heluans*. Larvas de Odonata (*Orthemis discolor* e *Perithemis mooma*) foram encontradas albergando metacercárias de *Eumegacetes medioximus*. Além disso, um exemplar de socozinho, *Butorides striata*, encontrado na localidade apresentou-se infectado por *Ascocotyle (Phagicola) angrense*, *Ascocotyle (Phagicola) pindoramensis*, *C. formosanus*, *C. heluans*, *C. marginatum*, *E. medioximus*, *P. nanum* e *Prosthogonimus ovatus*. Novos registros da interação entre moluscos e trematódeos foram realizados para o Brasil e aspectos do ciclo biológico de algumas espécies destes parasitos foram elucidados.

Palavras-chave: cercária, ciclo biológico, infecção experimental, moluscos, trematódeos.

## ABSTRACT

With the aim to increasing the knowledge about the life cycles of trematodes from Brazil, malacological surveys were carried out at Pampulha reservoir, Belo Horizonte, Minas Gerais, between January 2009 and November 2012. Cercariae were used to perform experimental infection studies and the developmental stages obtained were submitted to morphological analyses in order to taxonomic identification. A total of 32,576 specimens of snail from eight species (*Biomphalaria glabrata*, *Biomphalaria straminea*, *Biomphalaria tenagophila*, *Lymnaea columella*, *Melanoides tuberculata*, *Physa acuta*, *Physa marmorata*, *Pomacea* sp.) were examined, and 3,073 (9.43%) were found infected with larvae of 22 species of trematodes. Seasonal variation in species richness and percentage of infection by trematodes were observed, with higher values verified in dry seasons. *Biomphalaria straminea* was found harboring larvae of *Apharyngostrigea* sp. 1, *Apharyngostrigea* sp. 2, *Austrodiplostomum compactum*, *Cercaria macrogranulosa*, *Clinostomum* sp., Echinostomatidae gen. sp. 1, Echinostomatidae gen. sp. 2, *Hysteromorpha triloba*, Notocotylidae gen. sp., *Paryphostomum segregatum*, *Petasiger* sp., *Ribeiroia* sp., Schistosomatidae gen. sp., and Spirorchiidae gen. sp. 1. *Biomphalaria glabrata* was found infected with *A. compactum*, *Clinostomum* sp., Echinostomatidae gen. sp. 1, Echinostomatidae gen. sp. 2, *P. segregatum*, *Ribeiroia* sp., Spirorchiidae gen. sp., and *Schistosoma mansoni*. Cercariae of *Clinostomum* sp., Echinostomatidae gen. sp. 1, Echinostomatidae gen. sp. 2, and Spirorchiidae gen. sp emerged also from *Biomphalaria tenagophila*. Among the prosobranch mollusks, larvae of *Centrocestus formosanus*, *Philophthalmus gralli* and *Renicola* sp. emerged from *Melanoides tuberculata*, while xiphidiocercariae and Schistosomatidae gen. sp. 2 from *Pomacea* sp. Larvae of *Echinostoma exile* and Haematoloechidae gen. sp were found in *P. marmorata* and *L. columella*, respectively. In addition to the mollusks, potential second intermediate hosts were evaluated for natural infection with trematodes. Among fish, specimens of *Poecilia reticulata* were found infected with metacercariae of *Apharyngostrigea* sp., *C. formosanus*, *Clinostomum* sp., *Posthodiplostomum nanum* and *Renicola* sp.; *Australoheros facetus* with *C. formosanus*; *Oreochromis niloticus* with *A. compactum*, *C. formosanus*,

Echinostomatidae gen. sp. and *Ribeiroia* sp.; *Geophagus brasiliensis* with *Clinostomum heluans*. Larval odonates (*Orthemis discolor* and *Perithemis mooma*) were found harboring metacercariae of *Eumegacetes medioximus*. In addition, a specimen of Striated Heron, *Butorides striata*, from the locality was found infected with *Ascocotyle (Phagicola) angrense*, *Ascocotyle (Phagicola) pindoramensis*, *C. formosanus*, *C. heluans*, *C. marginatum*, *E. medioximus*, *P. nanum*, and *Prosthogonimus ovatus*. New reports of the interaction between snails and trematodes were presented for the first time in Brazil and aspects of the life cycle of some of these parasites were elucidated.

Keywords: cercariae, experimental infection, life cycle, mollusks, trematodes.

## LISTA DE ABREVIATURAS

A: aves	M: mamíferos
AN: anfíbios	N: número
Anf: anfístoma	ND: não disponível
Br: brevifurcada	NP: não possui
C: comprimento	Me: megalura
Ce: cercariaeum	Mo: monostoma
Ci: cistocercária	P: peixes
Col: coletados	Pa: parapleurolofocerca
DPI: dias pós-infecção	PIARP: Planície de Inundação do Alto Rio Paraná
DV: distância entre ventosas	Pl: pleurolofocerca
Eq: equinostoma	R: répteis.
Es: estrigeocercária	RDC: República Democrática do Congo
Ga: gasterostoma	RM: região metropolitana
Gi: gimnocéfala	TC: tipo cercariano
GPS: <i>Global Positioning System</i>	Xi: xifidiocercária
Inf: infectados	
L: largura	

## LISTA DE FIGURAS

- FIGURA 1 – Vista aérea da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil e os locais onde foram realizadas as coletas malacológicas entre janeiro de 2009 e novembro de 2012. ....63
- FIGURA 2 – Exemplos de *Biomphalaria straminea* coletados durante coletas malacológicas mensais realizadas no Ponto de Coleta 1 na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre fevereiro de 2010 e dezembro de 2011.....77
- FIGURA 3 – Exemplos de *Biomphalaria straminea* encontrados infectados por trematódeos durante coletas malacológicas mensais realizadas no Ponto de Coleta 1 na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre fevereiro de 2010 e dezembro de 2011. ....78
- FIGURA 4 – Percentuais de infecção por larvas de trematódeos verificados em *Biomphalaria straminea* coletadas mensalmente no Ponto de Coleta 1 na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre fevereiro de 2010 e dezembro de 2011. ...79
- FIGURA 5 – Número de espécies de trematódeos encontradas em *Biomphalaria straminea* coletadas mensalmente no Ponto de Coleta 1 na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre fevereiro de 2010 e dezembro de 2011. ....80
- FIGURA 6 – Exemplos de *Biomphalaria straminea* coletados no período seco e chuvoso no Ponto de Coleta 1 da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, em 2010 e 2011. ....80
- FIGURA 7 – Exemplos de *Biomphalaria straminea* infectados por trematódeos no período seco e chuvoso no Ponto de Coleta 1 da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, em 2010 e 2011. ....81

FIGURA 8 – Percentuais de infecção por larvas de trematódeos verificados em <i>Biomphalaria straminea</i> coletadas no período seco e chuvoso no Ponto de Coleta 1 da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, em 2010 e 2011.....	82
FIGURA 9 – Número de espécies de trematódeos verificadas em <i>Biomphalaria straminea</i> coletadas no período seco e chuvoso no Ponto de Coleta 1 da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, em 2010 e 2011.....	82
FIGURA 10 – Número médio mensal de espécies de trematódeos verificadas em <i>Biomphalaria straminea</i> coletadas no período seco e chuvoso no Ponto de Coleta 1 da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, em 2010 e 2011.....	83
FIGURA 11 – <i>Apharyngostrigea</i> sp. 1: (a) Cercária emergida de <i>Biomphalaria straminea</i> coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Detalhe do corpo cercariano corado pelo sulfato azul do Nilo (c) Larva corada pelo carmim. (d) Esporocisto obtido em molusco infectado. (e) Forma pré-cística. (f) Metacercária encistada obtida em <i>Poecilia reticulata</i> . (g, h) Metacercária desencistada.....	89
FIGURA 12 – <i>Apharyngostrigea</i> sp. 2: (a) Cercária emergida de <i>Biomphalaria straminea</i> coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Detalhe do corpo corado pelo sulfato azul do Nilo. (c) Larva corada pelo carmim. (d, e) Esporocisto obtido em molusco infectado. (f) Metacercária encistada obtida em <i>Poecilia reticulata</i> . (g, h) Metacercária desencistada.....	90
FIGURA 13 – Percentuais de infecção por <i>Austrodiplostomum compactum</i> verificados em <i>Biomphalaria straminea</i> durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012. ....	97
FIGURA 14 – <i>Austrodiplostomum compactum</i> : (a) Cercária emergida de <i>Biomphalaria straminea</i> coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Detalhe do corpo cercariano corado pelo sulfato azul do Nilo. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Esporocisto obtido em molusco infectado. (e-f) Metacercárias obtidas experimentalmente no globo ocular de <i>Cyprinus carpio</i> .....	98

FIGURA 15 – Percentuais de infecção por <i>Centrocestus formosanus</i> verificados em <i>Melanoides tuberculata</i> durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012. ....	103
FIGURA 16 – <i>Cercaria macrogranulosa</i> : (a) Cercária emergida de <i>Biomphalaria straminea</i> coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, corada pelo sulfato azul do Nilo. (b) Detalhe do corpo cercariano. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Rédia. (e) Detalhe da extremidade anterior de rédia. (f) Metacercária obtida experimentalmente em <i>Poecilia reticulata</i> .....	106
FIGURA 17 – <i>Clinostomum</i> sp.: (a) Cercária encontrada em <i>Biomphalaria</i> spp. coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Larva corada pelo sulfato azul do Nilo. (c) Larva corada pelo carmim. Detalhe do corpo cercariano corado pelo sulfato azul do Nilo (d) e pelo vermelho neutro (e). (f) Rédia recuperada de molusco naturalmente infectado .....	110
FIGURA 18 – <i>Clinostomum</i> sp.: Metacercárias obtidas experimentalmente em <i>Poecilia reticulata</i> expostas a cercárias emergidas de <i>Biomphalaria glabrata</i> coletada na represa da Pampulha. (a) Corpo cercariano em fase inicial de encistamento. (b-c) Cistos aderidos a nadadeira caudal e recuperados aos 60 dias após a infecção experimental. (d) Metacercária desencistada mecanicamente, a fresco e (e) corada pelo carmim. (f) Detalhe das estruturas do sistema reprodutor.....	111
FIGURA 19 – Percentuais de infecção por Echinostomatidae gen. spp. com 27 espinhos no colar cefálico verificados em <i>Biomphalaria</i> spp. durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012. ....	117
FIGURA 20 – <i>Paryphostomum segregatum</i> : (a) Cercária emergida de <i>Biomphalaria straminea</i> spp. coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Larva corada pelo sulfato azul do Nilo. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Detalhe do corpo cercariano. (e) Rédia. (f) Detalhe do colar cefálico da cercária. (g) Metacercária obtida experimentalmente em <i>Poecilia reticulata</i> .....	118



FIGURA 21 – Echinostomatidae gen. sp. 1: (a-d) Cercária emergida de *Biomphalaria* spp. coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (a) Larva corada pelo vermelho neutro, (b) sulfato azul do Nilo e (c) pelo carmim. Detalhe do corpo cercariano corado pelo vermelho neutro. (e) Rédia obtida em molusco infectado. (f) Metacercária encistada obtida em *Poecilia reticulata*. (g) Detalhe do colar cefálico de metacercária desencistada..... 119

FIGURA 22 – Echinostomatidae gen. sp. 2: (a-d) Cercária emergida de *Biomphalaria* spp. coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (a) Larva corada pelo vermelho neutro, (b) sulfato azul do Nilo e (c) pelo carmim. Detalhe do corpo cercariano corado pelo vermelho neutro. (e) Rédia obtida em molusco infectado. (f) Metacercária encistada obtida em *Poecilia reticulata*. (g) Detalhe do colar cefálico de metacercária desencistada..... 120

FIGURA 23 – *Echinostoma exile*: (a-d) Cercária emergida de *Physa marmorata* coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (a) Larva corada pelo lugol, (b) sulfato azul do Nilo e (c) pelo carmim. (d) Detalhe do corpo cercariano corado pelo sulfato azul do Nilo. (e) Rédia obtida em molusco infectado. (f) Detalhe do colar cefálico da cercária. (g) Metacercária obtida experimentalmente em *Biomphalaria glabrata* ..... 126

FIGURA 24 – *Echinostoma exile*: (a) Parasito adulto obtido experimentalmente em *Columba livia*. (b) Detalhe da região anterior. (c) Detalhe do colar cefálico. (d) Ovos imaturos recuperados de animal infectado. (e) Ovo maduro após 12 dias de incubação a temperatura ambiente..... 127

FIGURA 25 – Haematoloechidae gen. sp. (a) Cercária emergida de *Lymnaea columella* coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, corada pelo sulfato azul do Nilo. (b) Detalhe do corpo cercariano, (c) estilete e (d) extremidade posterior da cauda. (e) Larva corada pelo carmim. (f) Esporocisto obtido em molusco infectado. (g-h) Larvas de *Aedes aegypti* infectadas experimentalmente. (i) Metacercária encistada e (j) desencistada mecanicamente. .... 132

FIGURA 26 – Percentuais de infecção por *Hysteromorpha triloba* verificados em *Biomphalaria straminea* durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012. .... 135

FIGURA 27 – <i>Hysteromorpha triloba</i> : (a) Cercária emergida de <i>Biomphalaria straminea</i> coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, corada por vermelho neutro. (b) Larva corada pelo carmim. (c) Detalhe do corpo cercariano corado por sulfato azul do Nilo. (d) Esporocisto obtido em molusco infectado. ....	136
FIGURA 28 – Percentuais de infecção por larvas de Notocotyliidae gen. sp. verificados em <i>Biomphalaria straminea</i> durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012. ....	140
FIGURA 29 – Notocotyliidae gen. sp.: (a) Cercária emergida de <i>Biomphalaria straminea</i> coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Cercária imatura. (c) Detalhe da região anterior. (d) Larva corada pelo carmim. (e) Rédia obtida em molusco infectado. (f) Larva em fase inicial de encistamento. (g) Metacercária encistada. ....	141
FIGURA 30 – Percentuais de infecção por <i>Petasiger</i> sp. verificados em <i>Biomphalaria straminea</i> durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais entre janeiro de 2009 e novembro de 2012. ....	145
FIGURA 31 – <i>Petasiger</i> sp.: (a) Cercária emergida de <i>Biomphalaria straminea</i> coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Larva apresentando movimento em S. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Detalhe do corpo cercariano. (e) Detalhe dos espinhos do colar cefálico. (f) Rédia obtida em molusco infectado. (g) Metacercária obtidas experimentalmente em <i>Poecilia reticulata</i> .....	146
FIGURA 32 – Percentuais de infecção por <i>Philophthalmus gralli</i> verificados em <i>Melanoides tuberculata</i> durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012. ....	149
FIGURA 33 – <i>Renicola</i> sp.: (a) Cercária emergida de <i>Melanoides tuberculata</i> coletado na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Detalhe do corpo cercariano corado pelo sulfato azul do Nilo. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Esporocisto obtido em molusco infectado. (e) Metacercária encistada obtida em <i>Poecilia reticulata</i> experimentalmente infectado.....	152

FIGURA 34 – Percentuais de infecção por <i>Ribeiroia</i> sp. verificados em <i>Biomphalaria straminea</i> durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012.....	157
FIGURA 35 – <i>Ribeiroia</i> sp.: (a) Cercárias emergidas de <i>Biomphalaria straminea</i> coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Detalhe da região anterior. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Rédia obtida em molusco infectado. (e) Metacercária encistada obtidas em <i>Poecilia reticulata</i> . (f) Ovo do parasito imaturo e (g) maduro obtido das fezes de <i>Cairina moschata</i> experimentalmente infectado. (h, i) Parasitos adultos obtidos em <i>C. moschata</i> .....	158
FIGURA 36 – Percentuais de infecção por Schistosomatidae gen. sp. 1 verificados em <i>Biomphalaria straminea</i> durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012.....	166
FIGURA 37 – Schistosomatidae gen. sp. 1: (a) Cercária emergida de <i>Biomphalaria straminea</i> coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Detalhe do corpo cercariano corado pelo Vermelho Neutro. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Detalhe das furcas. (e) Esporocisto obtido em molusco infectado.....	167
FIGURA 38 – Schistosomatidae gen. sp. 2: (a) Cercária emergida de <i>Pomacea</i> sp. coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Larva corada pelo vermelho neutro. (c) Esporocisto obtido em molusco infectado. (d, e) Detalhe do corpo cercariano. (f) Detalhe das furcas.....	170
FIGURA 39 – Spirorchiidae gen. sp.: (a) Cercária emergida de <i>Biomphalaria straminea</i> coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Detalhe da região anterior corada pelo vermelho neutro. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Detalhe das furcas. (e) Detalhe do tronco caudal. (f) Esporocisto, região anterior.....	174
FIGURA 40 – Xifidiocercária: (a) Cercária emergida de <i>Pomacea</i> sp. coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Cercária corada pelo sulfato azul do Nilo. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Esporocisto obtido em molusco infectado. (e) Forma pré-cística obtida experimentalmente em larva de Odonata.....	177

FIGURA 41 – Metacercárias verificadas em peixes coletados na represa da Pampulha. (a) *Apharyngostrigea* sp., (e-g) *Posthodiplostomum nanum* e (h) *Renicola* sp. encontradas em *Poecilia reticulata*; (b-d) *Centrocestus formosanus* em *P. reticulata*, *Australoheros facetus* e *Oreochromis niloticus*, (i) *C. heluans* em *Geophagus brasiliensis*; (j) *Clinostomum* sp. em *P. reticulata*; (k) Echinostomatidae gen. sp., (l) *Austrodiplostomum compactum* e (m) *Ribeiroia* sp. em *O. niloticus*..... 181

FIGURA 42 – Metacercárias de *Eumegacetes medioximus* encontradas em larvas de Odonata, *Orthemis discolor* e *Perithemis mooma*, coletadas na represa da Pampulha. (a) Encistada. (b) Desencistada. (c) Corada pelo carmim. .... 185

FIGURA 43 – Trematódeos encontrados em exemplar de *Butorides striata* da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (a) *Aphryngostrigea* sp., (b) *Ascocotyle angrense*, (c) *Ascocotyle pindoramensis*, (d) *Centrocestus formosanus*, (e) *Clinostomum heluans*, (f) *C. marginatum*, (g) *Eumegacetes medioximus*, (h) *Posthodiplostomum nanum* e (i) *Prosthogonimus ovatus*..... 188

## LISTA DE TABELAS

TABELA 1 – Espécies de trematódeos identificadas em moluscos no Brasil por diferentes autores. ....	39
TABELA 2 – Espécies de <i>Cercaria</i> encontradas em moluscos no Brasil ainda não associadas aos respectivos parasitos adultos. ....	45
TABELA 3 – Larvas de trematódeos identificadas como pertencentes a diferentes tipo cercarianos encontrados em moluscos no Brasil e não associadas aos respectivos parasitos adultos. ....	49
TABELA 4 – Espécies de moluscos coletadas, número absoluto e relativo de exemplares infectados por larvas de trematódeos e número de espécies de trematódeos verificadas durante estudos malacológicos realizados na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil entre janeiro de 2009 e novembro de 2012 .....	73
TABELA 5 – Número de moluscos coletados, infectados e taxas de infecção por trematódeos verificada em cada uma das 55 coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais entre janeiro de 2009 e novembro de 2012. ....	74
TABELA 6 – Dados morfométricos de cercárias e esporocistos de <i>Apharyngostrigea</i> sp. 1 encontrados em <i>Biomphalaria straminea</i> coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais .....	91
TABELA 7 – Dados morfométricos de cercárias e esporocistos de <i>Apharyngostrigea</i> sp. 2 encontrados em <i>Biomphalaria straminea</i> da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais .....	92
TABELA 8 – Dados morfométricos de metacercárias de <i>Apharyngostrigea</i> spp. obtidas em <i>Poecilia reticulata</i> submetidos a infecção experimental por cercárias emergidas de	

<i>Biomphalaria straminea</i> coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais .....	93
TABELA 9 – Dados morfométricos de metacercárias <i>Apharyngostrigea</i> spp. obtidas experimentalmente em <i>Poecilia reticulata</i> e desencistadas mecanicamente .....	94
TABELA 10 – Dados morfométricos de cercárias e esporocistos de <i>Austrodiplostomum compactum</i> encontrados em <i>Biomphalaria straminea</i> e <i>B. glabrata</i> coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. ....	99
TABELA 11 – Dados morfométricos de metacercárias de <i>Austrodiplostomum compactum</i> obtidas em <i>Cyprinus carpio</i> experimentalmente infectados por larvas emergidas de <i>Biomphalaria straminea</i> coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais .....	100
TABELA 12 – Dados morfométricos de <i>Cercaria macrogranulosa</i> e rédias encontradas em <i>Biomphalaria straminea</i> coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, e de metacercárias obtidas experimentalmente em <i>Poecilia reticulata</i> .....	107
TABELA 13 – Dados morfométricos de cercárias e rédias de <i>Clinostomum</i> sp. encontradas em <i>Biomphalaria</i> spp. na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais .....	112
TABELA 14 – Dados morfométricos de metacercárias de <i>Clinostomum</i> sp. obtidas 60 dias após a infecção experimental de <i>Poecilia reticulata</i> por cercárias emergidas de <i>Biomphalaria glabrata</i> coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. ....	113
TABELA 15 – Dados morfométricos de cercária e rédias de espécies de Echinostomatidae com 27 espinhos no colar cefálico encontradas em <i>Biomphalaria</i> spp. na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e de metacercárias obtidas experimentalmente em <i>Poecilia reticulata</i> .....	121
TABELA 16 – Dados morfométricos de espinhos do colar cefálico de metacercárias obtidas em <i>Poecilia reticulata</i> 7 dias após exposição à cercárias de Echinostomatidae gen sp. 1 e Echinostomatidae gen. sp. 2 emergidas de <i>Biomphalaria</i> spp. coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil. ....	123

TABELA 17 – Dados morfométricos de cercárias e rédias de <i>Echinostoma exile</i> emergidas de <i>Physa marmorata</i> coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e de metacercárias obtidas experimentalmente em <i>Biomphalaria glabrata</i> .....	128
TABELA 18 – Dados morfométricos de <i>Echinostoma exile</i> obtido experimentalmente em <i>Columba livia</i> .....	129
TABELA 19 – Dados morfométricos de cercárias e esporocistos de Haematoloecidae gen. sp. obtidas em <i>Lymnaea columella</i> oriundas da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e de metacercárias obtidas experimentalmente em larvas de <i>Aedes aegypti</i> . .....	133
TABELA 20 – Dados morfométricos de larvas de <i>Hysteromorpha triloba</i> encontradas em <i>Biomphalaria straminea</i> na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais .....	137
TABELA 21 – Dados morfométricos de cercárias, metacercárias e rédias de Notocotylidae gen. sp. encontradas em <i>Biomphalaria straminea</i> na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais.....	142
TABELA 22 – Dados morfométricos de cercárias e rédias de <i>Petasiger</i> sp. encontradas em <i>Biomphalaria straminea</i> na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e de metacercárias obtidas em <i>Poecilia reticulata</i> experimentalmente infectados.....	147
TABELA 23 – Dados morfométricos de cercárias e esporocistos de <i>Renicola</i> sp. encontrados em <i>Melanoides tuberculata</i> coletados na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais .....	153
TABELA 24 – Dados morfométricos de cercárias e rédias de <i>Ribeiroia</i> sp. encontradas em <i>Biomphalaria straminea</i> na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e de metacercárias obtidas experimentalmente em <i>Poecilia reticulata</i> . .....	159
TABELA 25 – Dados morfométricos de <i>Ribeiroia</i> sp. obtidos experimentalmente em <i>Cairina moschata</i> no Brasil.....	160
TABELA 26 – Dados morfométricos de larvas de <i>Schistosoma mansoni</i> encontradas em <i>Biomphalaria glabrata</i> coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e medidas relatadas por diferentes autores.....	163

TABELA 27 – Dados morfométricos de cercárias e esporocisto de Schistosomatidae gen. sp. 1 encontrados em <i>Biomphalaria straminea</i> coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais .....	168
TABELA 28 – Dados morfométricos de cercárias e esporocistos de Schistosomatidae gen. sp. 2 encontrados em <i>Pomacea</i> sp. coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais.....	171
TABELA 29 – Dados morfométricos de cercárias de Spirorchiidae gen. sp. encontradas em <i>Biomphalaria straminea</i> na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e de outras larvas semelhantes reportadas por diferentes autores no continente americano. ....	175
TABELA 30 – Dados morfométricos de xifidiocercária e seus esporocistos encontrados em <i>Pomacea</i> sp. na represa da Pampulha .....	178
TABELA 31 – Prevalência, intensidade, intensidade média, abundância média e local de infecção de metacercárias encontradas em <i>Poecilia reticulata</i> coletados na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil, entre março e abril de 2011.....	180
TABELA 32 – Prevalência, intensidade, intensidade média, abundância média e local de infecção de metacercárias encontradas em alevino de <i>Oreochromis niloticus</i> coletados na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil em junho de 2013.....	180
TABELA 33 – Dados morfométricos de metacercárias encontradas em peixes coletados na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais Brasil durante coletas malacológicas realizadas entre 2009 e 2013 .....	182
TABELA 34 – Dados morfométricos de metacercárias de <i>Eumegacetes medioximus</i> encontradas em larvas de Odonata coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais Brasil durante coletas malacológicas realizadas entre 2009 e 2013.....	186
TABELA 35 – Espécies de trematódeos recuperadas de exemplar de <i>Butorides striata</i> oriundo da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.....	187
TABELA 36 – Dados morfométricos de trematódeos recuperados em <i>Butorides striata</i> encontrado morto às margens da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais Brasil em março de 2010.....	189



## SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO .....	27
1.1 Larvas de trematódeos: biologia, morfologia e taxonomia.....	27
1.2 Importância médica e veterinária .....	32
1.3 Larvas de trematódeos como controladores biológicos.....	34
1.4 Larvas de trematódeos como bioindicadores .....	36
1.5 Larvas de trematódeos no Brasil .....	37
2 OBJETIVOS .....	61
2.1 Objetivo geral.....	61
2.2 Objetivos específicos .....	61
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	62
3.1 Área de estudo.....	62
3.2 Coleta de moluscos.....	64
3.3 Avaliação da infecção por larvas de trematódeos .....	64
3.4 Identificação dos moluscos .....	65
3.5 Pesquisa de rédias e esporocistos .....	65
3.6 Estudos experimentais e taxonômicos .....	65
3.6.1 <i>Obtenção experimental de metacercárias</i> .....	65

3.6.2	<i>Infecção experimental de hospedeiros definitivos</i> .....	67
3.6.3	<i>Recuperação de parasitos em hospedeiros definitivos experimentalmente infectados</i> .....	68
3.6.4	<i>Comitê de Ética</i> .....	69
3.7	Pesquisa de formas evolutivas em hospedeiros naturalmente infectados.....	69
3.8	Caracterização morfológica dos estágios evolutivos obtidos .....	70
3.9	Identificação taxonômica .....	71
3.10	Análise estatística .....	71
4	RESULTADOS .....	72
4.1	Coletas de moluscos e infecção por larvas de trematódeos .....	72
4.2	Variação temporal na abundância, percentuais de infecção e número de espécies de trematódeos encontradas nos moluscos.....	77
4.3	Espécies de trematódeos encontradas em moluscos.....	84
4.3.1	<i>Apharyngostrigea</i> sp. 1 (Strigeidae) .....	85
4.3.2	<i>Apharyngostrigea</i> sp. 2 (Strigeidae) .....	86
4.3.3	<i>Austrodiplostomum compactum</i> (Lutz, 1928) (Diplostomidae) .....	95
4.3.4	<i>Centrocestus formosanus</i> (Nishigori, 1924) (Heterophyidae).....	102
4.3.5	<i>Cercaria macrogranulosa</i> Ruiz, 1952 .....	104
4.3.6	<i>Clinostomum</i> sp. (Clinostomidae).....	108
4.3.7	Echinostomatidae gen. spp. com 27 espinhos no colar cefálico .....	114
4.3.8	<i>Echinostoma exile</i> Lutz, 1924 (Echinostomatidae).....	124
4.3.9	Haematoloechidae gen. sp. ....	130

4.3.10 <i>Hysteromorpha triloba</i> (Rudolphi, 1819) (Diplostomidae) .....	134
4.3.11 Notocotylidae gen. sp. ....	138
4.3.12 <i>Petasiger</i> sp. (Echinostomatidae).....	143
4.3.13 <i>Philophthalmus gralli</i> Mathis & Leger, 1910 (Philophthalmidae).....	148
4.3.14 <i>Renicola</i> sp. (Renicolidae).....	150
4.3.15 <i>Ribeiroia</i> sp. (Psilostomidae).....	154
4.3.16 <i>Schistosoma mansoni</i> Sambon, 1907 (Schistosomatidae).....	161
4.3.17 Schistosomatidae gen. sp. 1 .....	164
4.3.18 Schistosomatidae gen. sp. 2 .....	169
4.3.19 Spirorchidae gen. sp. ....	172
4.3.20 Xifidiocercária .....	176
4.4 Trematódeos recuperados em hospedeiros naturalmente infectados.....	179
4.4.1 <i>Metacercárias encontradas em peixes</i> .....	179
4.4.2 <i>Metacercárias encontradas em insetos</i> .....	184
4.4.3 <i>Trematódeos encontrados em Butorides striata</i> .....	187
5 DISCUSSÃO .....	190
6 CONCLUSÕES .....	225
7 REFERÊNCIAS.....	227
APÊNDICE .....	298

# 1 INTRODUÇÃO

Os trematódeos digenéticos são metazoários parasitos que apresentam ciclos biológicos complexos, existindo uma fase de reprodução sexuada nos hospedeiros definitivos, principalmente vertebrados, e uma fase de reprodução assexuada em hospedeiros intermediários, na maioria das vezes espécies de moluscos gastrópodes ou bivalves. Nestes hospedeiros ocorre a formação de larvas denominadas cercárias, que, juntamente com outros estágios larvais (esporocistos, rédias, metacercárias e miracídeos), estão envolvidas na manutenção do ciclo biológico e na transmissão destes parasitos entre os diferentes tipos de hospedeiros.

Um grande número de espécies, e conseqüentemente, ciclos biológicos, surgiram ao longo da história evolutiva dos trematódeos. De fato, estes parasitos correspondem a uma parcela significativa da diversidade de helmintos, sendo estimada atualmente a existência de 15.000 a 25.000 espécies pertencentes a 2.500 gêneros e 150 famílias (Esch *et al.* 2002; Poulin & Mourand, 2004; Littlewood, 2006; Poulin, 2007). Apesar da diversidade de trematódeos encontrados em hospedeiros vertebrados, o ciclo biológico completo ou parcial é conhecido para apenas cerca de 1.350 espécies (Yamaguti, 1975; Cribb *et al.*, 2003). Tendo em vista que os moluscos transmissores e os estágios larvais da maior parte das espécies de trematódeos são ainda desconhecidos, estudos visando ampliar o conhecimento sobre o ciclo biológico destes parasitos são necessários. Tais estudos podem contribuir para a elucidação de aspectos ecológicos, taxonômicos e evolutivos destes helmintos, gerando informações biológicas básicas que podem ser aplicadas a outras áreas do conhecimento, conforme discutido a seguir.

## 1.1 Larvas de trematódeos: biologia, morfologia e taxonomia

O estudo sobre larvas de trematódeos teve início apenas no início do século XVIII, quando o holandês Jan Swammerdam (1737/1738) verificou, ao dissecar um espécime de molusco dulciaquícola da família Viviparidae, *Viviparus contectus* (Millet, 1813)

(=*Paludina vivipara* Lamarck, 1835), a presença de organismos cujas descrições e ilustrações demonstraram tratar-se de larvas de trematódeos (Andrews, 1999). Posteriormente, o naturalista dinamarquês Otto Friedrich Müller (1773) encontrou pequenos seres com cauda em amostras tanto de água doce quanto marinha coletadas na Europa, que foram considerados, àquela época, organismos de vida livre descritos como um novo gênero: *Cercaria*. Estudos realizados ao longo do século XIX por diferentes autores confirmaram a associação entre cercárias e moluscos, e a descrição, de maneira independente, dos outros estágios de desenvolvimento de trematódeos (rédias, esporocistos, metacercárias e miracídios) foi realizada (revisado por Dawes, 1946; Fried, 1997). Contudo, a associação entre cercárias e trematódeos adultos só foi sugerida por Steenstrup (1842) ao descrever o princípio da alternância de geração ou metagênese, o que estimulou a realização de vários estudos sobre a biologia destes parasitos. De fato, a elucidação do ciclo biológico de *Fasciola hepatica* Linnaeus, 1758, independentemente por Leuckart (1882) na Alemanha e por Thomas (1883) na Inglaterra, foi um marco importante para o conhecimento sobre estes parasitos (Dawes, 1946; Andrews, 1999; Esch, 2007). Desde então, centenas de espécies de cercárias foram descritas e estudos de infecções experimentais realizados ao longo do século XX possibilitaram a associação entre determinados morfotipos cercarianos e os parasitos adultos correspondentes (revisado por Ito, 1964; Yamaguti, 1975; Scholz *et al.*, 2000; Ostrowski de Núñez & Gil de Pertierra, 2004; Žbikowska & Nowak, 2009; Cichy *et al.*, 2011).

Os estudos realizados desde o final do século XIX demonstraram que ao longo do processo evolutivo, uma diversidade de ciclos biológicos e adaptações surgiram visando à manutenção das espécies de trematódeos. O padrão envolvendo três eventos de transmissão, e conseqüentemente três hospedeiros, é o mais frequentemente verificado. No hospedeiro definitivo, na maioria das vezes uma espécie de vertebrado, o parasito alcança a maturidade sexual, realizando a reprodução sexuada que resulta na produção e liberação de ovos que contém ou darão origem a formas larvares denominadas miracídios. Os hospedeiros intermediários, principalmente moluscos gastrópodes, tanto aquáticos quanto terrestres, se infectam ativamente, pela penetração de miracídios, ou passivamente, pela ingestão de ovos larvados, iniciando a reprodução assexuada. Nesta fase, os miracídios dão origem a esporocistos e/ou rédias, estágios de desenvolvimento responsáveis pela produção de cercárias (Esch *et al.*, 2002; Sukhdeo & Sukhdeo, 2004). O fenômeno envolvido na produção de cercárias em esporocistos e rédias foi considerado por várias décadas como

sendo a poliembrionia (revisado por Cort *et al.*, 1954), contudo, mais recentemente, foi sugerida a ocorrência de tal processo por partenogênese apomítica (revisado por Galaktionov & Dobrovolskij, 2003).

As cercárias são, em sua maioria, organismos de vida livre que emergem dos moluscos geralmente em grande quantidade. São verificadas, na maioria das vezes, em ambientes aquáticos, tornando-se assim parte do zooplâncton. Como não se alimentam, são dependentes de uma reserva limitada de glicogênio para a sobrevivência e o tempo de vida para a maioria das espécies varia de poucas horas a alguns dias, período no qual a infectividade das larvas declina. Nesse sentido, interessantes adaptações biológicas visando à transmissão e à dispersão surgiram para maximizar a possibilidade de encontro das cercárias com o próximo hospedeiro envolvido no ciclo biológico da espécie. Entre estas, a produção de grande número de cercárias no interior dos moluscos, a liberação sincronizada de larvas em períodos de maior possibilidade de encontro com o hospedeiro, o desenvolvimento de respostas à estímulos ambientais, físicos (luz, temperatura, gravidade) e químicos associados à presença do próximo hospedeiro, além do desenvolvimento de características morfológicas e comportamentais visando a atração do mesmo foram descritas (Combes *et al.*, 1994; Sukhdeo & Sukhdeo, 2004; Koehler *et al.*, 2012; Morley, 2012).

A maioria dos trematódeos necessita de um segundo hospedeiro intermediário, podendo ser anelídeos, anfíbios, artrópodes, equinodermas, moluscos, peixes ou quetognatos. Nestes hospedeiros são formadas as metacercárias, formas infectantes que são transmitidas passivamente ao hospedeiro definitivo pela ingestão de hospedeiros intermediários infectados. Embora este padrão envolvendo relações tróficas seja o mais comum, outros mecanismos de transmissão são verificados como, por exemplo, a exclusão do segundo hospedeiro intermediário, em que as cercárias penetram ativamente a pele do hospedeiro definitivo, como verificado em espécies de Schistosomatidae, e a formação de metacercárias em substrato sólido ou na película d'água, como ocorre em Fasciolidae (Esch *et al.*, 2002). Além disso, já foram relatadas espécies que podem apresentar ciclos biológicos abreviados, incluindo aquelas em que todo o ciclo é completado no molusco hospedeiro intermediário e espécies capazes de alcançar o amadurecimento sexual e reprodução ainda no segundo hospedeiro intermediário (Poulin & Cribb, 2002; Lefebvre & Poulin, 2005).

Do ponto de vista morfológico, as cercárias apresentam em linhas gerais o corpo ovalado ou alongado e cauda que pode ser simples ou bifurcada. A maior parte possui duas ventosas, cuja disposição varia de acordo com o tipo cercariano. O sistema digestivo é composto por uma boca, faringe (ausente em Schistosomatidae) e esôfago que na maioria das vezes se bifurca em cecos que podem ser curtos ou longos e terminam em fundo cego. Glândulas de penetração com canalículos direcionados para a extremidade anterior são encontradas em várias espécies. Órgãos sensoriais como par de ocelos (pigmentados ou não), pêlos sensitivos e espinhos, podem estar presentes. O corpo cercariano pode apresentar estruturas acessórias como colar de espinhos, estilete ou membrana dorsal. Células cistogênicas são encontradas nas espécies que se encistam. Os primórdios genitais localizam-se geralmente na porção posterior do corpo. As larvas de cauda bifurcada são subdivididas em dois grupos. Larvas cujas furcas são menores que o a metade do tronco caudal são ditas brevifurcadas (p. ex. *S. mansoni*), enquanto as cercárias com furcas maiores que a metade do tronco caudal são consideradas longifurcadas. As furcas podem apresentar ou não membranas natatórias. O sistema excretor é composto por uma vesícula excretora, localizada na porção posterior do corpo, podendo ser simples ou epitelial, e apresenta formatos distintos, podendo ser oval, em forma de V, Y, ou I. Desta, partem em ambos os lados canais excretores que percorrem o corpo e terminam em células-flamas, as unidades funcionais do sistema excretor, cujo número e disposição são importantes na identificação específica. Algumas espécies apresentam concreções circulares no interior dos canais excretores principais. A maior parte possui ainda um canal excretor na cauda que termina em um poro excretor cuja localização depende do tipo cercariano.

Diante da grande diversidade de espécies de cercárias descritas de moluscos ao longo do século XIX, estudos taxonômicos visando organizar os diferentes tipos morfológicos encontrados foram realizados por diferentes autores. A primeira tentativa de classificação de larvas de trematódeos foi realizada por Diesing (1850), que considerou estes organismos como endoparasitos de moluscos. Posteriormente, Lühe (1909) propôs um sistema de classificação baseado em caracteres morfológicos, como presença e disposição de ventosas e glândulas, presença de estruturas acessórias como estiletos e colar de espinhos, tipo de cauda, dentre outras características, propondo a organização em tipos cercarianos, inicialmente em cinco, a saber: Lofocerca, Gasterostoma, Monostoma, Anfistoma, Distoma. O último tipo era dividido em oito grupos (Cistocerca, Furcocerca, Ropalocerca, Tricocerca, Microcerca, Cercariaea, *Rat-king* e Leptocerca, esta última

contendo ainda os subgrupos Gimnocéfala, Equinostoma e Xifidiocercária). Este sistema de tipos cercarianos foi modificado e complementado com novos tipos, grupos e subgrupos de cercárias por diferentes autores ao longo do século XX (Cort, 1914; Sewell, 1922; Miller, 1926; Dubois, 1929), sendo ainda utilizado para o estudo de larvas de trematódeos. Embora útil na organização destes estágios larvais, o sistema demonstra-se bastante artificial, não tendo, em vários casos, correlação com as respectivas categorias taxonômicas formais, as quais são baseadas principalmente na morfologia dos adultos. Alguns grupos cercarianos, como por exemplo, larvas do tipo xifidiocercária, gimnocéfala e microcerca, são verificados em espécies de parasitos de diferentes famílias, algumas com relações filogenéticas bastante distantes (Galaktionov & Dobrovolskij, 2003). Alguns autores propuseram a utilização dos nomes das possíveis famílias ou superfamílias da espécie para a designação de cercárias (p. ex. Bucephalid, Plagiorchioid, Schistosome, Philophthalmid, Echinostomatid), sendo os nomes dos tipos cercarianos utilizados apenas como termos descritivos (Cable, 1956, 1963; Holliman, 1961).

A identificação taxonômica das larvas de trematódeos baseada exclusivamente em suas características morfológicas é na maioria das vezes difícil. Embora o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (ICNZ, 1999) considere o gênero *Cercaria* Müller, 1773 como um táxon de grupo coletivo, a descrição de espécies de cercárias é um procedimento provisório, uma vez que a elucidação dos respectivos ciclos biológicos, e mais recentemente, estudos moleculares, podem associar uma determinada espécie de cercária ao respectivo parasito adulto, exigindo então alterações nomenclaturais e estabelecimento de sinonímias.

Além disso, o estudo sobre cercárias, associado à elucidação de alguns ciclos de vida de trematódeos, têm fornecido informações importantes sobre a classificação e filogenia destes parasitos. De fato, La Rue (1957), baseando-se nas características do ciclo biológico e principalmente no desenvolvimento do sistema excretor, propôs um sistema de classificação alternativo ao que considerava exclusivamente a morfologia dos parasitos adultos. Vários autores têm utilizado, além de dados morfológicos e biológicos de adultos, as características morfológicas e comportamentais dos estágios larvais na realização de estudos filogenéticos sobre trematódeos (Pearson, 1972, 1992; Brooks *et al.*, 1985; Cribb *et al.*, 2001, 2003; Olson *et al.*, 2003). Entretanto informações sobre várias outras espécies e famílias são ainda desejáveis, especificamente para as espécies de trematódeos neotropicais.



## 1.2 Importância médica e veterinária

Várias larvas de trematódeos com importância médica e veterinária foram relatadas em moluscos por diferentes autores principalmente no século XX. Cerca de 150 espécies destes parasitos já foram registradas infectando seres humanos, embora pouco mais de 15 espécies sejam parasitos humanos habituais (Muller & Wakelin, 2002). As espécies que parasitam humanos podem ocasionar dois tipos básicos de doença: a esquistossomose, cuja infecção ocorre pela penetração direta de larvas dos parasitos presentes em coleções aquáticas, com estimativas que acometa cerca de 207 milhões de pessoas (Steinmann *et al.*, 2006; WHO, 2010); e as doenças de transmissão alimentar (paragonimose, clonorquiose, heterofiose, dentre outras), cujos parasitos são adquiridas pela ingestão de alimentos crus ou mal cozidos (principalmente peixes e crustáceos) contendo metacercárias e infectam mais de 40 milhões de pessoas principalmente no sudeste asiático (Lun *et al.*, 2005; Chai *et al.*, 2005; Liu *et al.*, 2008; Keiser & Utzinger, 2009).

Embora não sejam parasitos de seres humanos, larvas de esquistossomatídeos de aves podem penetrar a pele daqueles e ocasionar manifestações cutâneas denominadas de dermatite cercariana, a qual também pode ser observada na fase inicial da esquistossomose. Uma grande quantidade de casos de dermatite causada por larvas destes parasitos foi relatada principalmente na América do Norte e Europa, sendo considerada uma enfermidade emergente (Gentile *et al.*, 1996; Kolářová, 2007; Horák & Kolářová, 2011; Soldanová *et al.*, 2013). Fatores como mudanças climáticas, o processo de eutrofização e o maior contato de humanos com coleções aquáticas, podem alterar significativamente a biologia dos parasitos, dos moluscos transmissores e dos hospedeiros definitivos naturais, o que pode estar relacionado com aumento na frequência de casos relatados nos últimos anos (Kolářová, 2007; Mas-Coma *et al.*, 2009; Horák & Kolářová, 2011).

No Brasil, além do *Schistosoma mansoni* Sambon, 1907, espécie causadora da esquistossomose, doença que permanece uma endemia nacional mesmo após um século da descoberta do parasito, com estimativas de que infecte cerca de 5% da população nacional (Katz & Peixoto, 2000; Coura & Amaral, 2004), relatos sobre a infecção de humanos por outras espécies de trematódeos são escassos. Casos autóctones de *Ascocotyle (Phagicola) longa* Ramson, 1920 (Chieffi *et al.*, 1990, 1992), *F. hepatica* (Rey, 1958; Santos & Vieira, 1965; Amato Neto & Silva, 1977; Amaral & Busetti, 1979; Correa & Fleury, 1971; Pile, 2000; Coral *et al.*, 2007; Oliveira *et al.*, 2007) e *Paragonimus* sp. (Lemos *et al.*, 2007)

foram relatados. Apesar do registro de algumas espécies de esquistossomatídeos de aves no país, o problema relacionado à possível ocorrência de dermatite cercariana por estes parasitos é desconhecido ou negligenciado (Pinto *et al.*, 2012).

Do ponto de vista veterinário, as espécies de trematódeos com maior importância são parasitos de ruminantes (Soulsby, 1982; Kaplan 2001; Taylor *et al.*, 2007) e de peixes (Hoffman, 1999; Thatcher, 2006; Noga, 2010), estando relacionados à significativas perdas econômicas em todo o mundo. Em uma menor escala, espécies de trematódeos transmitidas por ostras (Bucephalidae) podem ocasionar prejuízos à marisocultura (Lauckner, 1983; Bower *et al.*, 1994; Cochôa & Magalhães, 2008; Marchiori *et al.*, 2010; Zeidan *et al.*, 2012).

No Brasil, especificamente em ovinos e bovinos, as principais espécies relacionadas a perdas econômicas são *F. hepatica* e *Eurytrema coelomaticum* (Giard & Billet, 1892), parasitos respectivamente do fígado e os ductos pancreáticos destes hospedeiros. A infecção por estes trematódeos pode ocasionar redução da produção de leite e carne, mortalidade, aborto e condenação de carcaças, resultando em prejuízos à pecuária (Brant & Costa, 1963; Bossaert *et al.*, 1989; Azevedo *et al.*, 2004; Bassani *et al.*, 2006, 2007; Lima *et al.*, 2009). Ainda em bovinos, a infecção por paramfistomídeos, principalmente por representantes do gênero *Paramphistomum* Fiscoeder, 1901, parasitos do rúmen, abomaso e retículo de ruminantes, foi relatada principalmente na região sul do país, sendo que a presença de formas imaturas durante a fase inicial da infecção pode ocasionar mortalidade em casos de infecção maciça (Matos & Ueno, 1996; Tonetto *et al.*, 2001). Em animais domésticos de pequeno porte, um outro dicrocélídeo parasito do sistema biliar, *Platynosomum illiciens* (Braun 1901) (= *Platynosomum fastosum* Kossak, 1910), foi relatado em gatos no Brasil, nos quais podem provocar alterações patológicas como obstrução biliar, fibrose de ductos biliares, icterícia e colangite (Travassos, 1944; Santos *et al.*, 1981; Ferreira *et al.*, 1999; Vieira *et al.*, 2009; Andrade *et al.*, 2012).

As principais enfermidades causadas por trematódeos em peixes são a doença dos pontos amarelos e a doença dos pontos negros, ocasionadas pela formação de metacercárias respectivamente de representantes das famílias Clinostomidae e Diplostomidae (Thatcher, 1993; Alves *et al.*, 2001; Flores-Lopes & Thomaz, 2011). Apesar de seres humanos não serem os hospedeiros habituais destes parasitos, peixes apresentando metacercárias são rejeitados pelos consumidores, resultando em prejuízos a piscicultura (Lane & Moris, 2000). Além da participação de peixes como segundo

hospedeiros intermediários de uma diversidade de espécies de trematódeos no país, cerca de 250 espécies destes parasitos foram até o momento relatadas apresentando espécies da ictiofauna brasileira como hospedeiros definitivos (Kohn *et al.*, 2007). A infecção de peixes por estes parasitos pode estar relacionada às alterações patológicas, dependentes de fatores como órgão parasitado, intensidade de infecção, resposta imunológica dos hospedeiros e ocorrência de migração tecidual (Thatcher, 2006). Os impactos causados pela grande maioria das espécies de trematódeos parasitos de peixes são ainda pouco conhecidos no Brasil.

A identificação correta dos diferentes tipos de larvas e dos moluscos transmissores são pré-requisitos para o estudo epidemiológico das espécies de trematódeos de importância médica e veterinária, podendo contribuir para a identificação de novos focos de transmissão das respectivas parasitoses e conseqüentemente servir de subsídios para futuras estratégias de controle. O impacto resultante da ocorrência da maior parte dos trematódeos relatados no Brasil, assim como os ciclos biológicos e moluscos transmissores permanecem desconhecidos.

### **1.3 Larvas de trematódeos como controladores biológicos**

Algumas associações entre trematódeos e moluscos foram avaliadas como possíveis formas de controle biológico de espécies de parasitos de interesse médico, especificamente do *S. mansoni*. Vários estudos demonstraram que outros trematódeos como *Paryphostomum segregatum* Dietz, 1909, *Ribeiroia marini* (Faust & Hoffman, 1934) e *Plagiorchis elegans* (Rudolphi, 1802) podem interferir negativamente no ciclo biológico do *S. mansoni*, uma vez que provocam alterações fisiológicas nos moluscos transmissores e possuem relação de antagonismo direto e/ou indireto com as formas larvais deste parasito (Lim & Heyneman, 1972; Kuris, 1973; Combes, 1982; Machado *et al.*, 1988; Esteban *et al.*, 2011).

As principais alterações fisiopatológicas verificadas em moluscos infectados por trematódeos são o redirecionamento de metabólitos para produção de cercárias, danos teciduais induzidos pelo parasitismo, além de interferências no sistema neuroendócrino que regula o crescimento e reprodução dos mesmos. Tais efeitos podem estar associados à redução do potencial reprodutivo, esterilidade permanente (castração parasitária) e

mortalidade de moluscos infectados, fatores que em conjunto podem contribuir para a redução de populações destes hospedeiros intermediários (Combes, 1982; Lafferty & Kuris, 2009).

A ocorrência de coinfeção de moluscos por trematódeos pode levar a competição interespecífica entre os parasitos. De fato, foi demonstrado que algumas espécies destes helmintos consideradas dominantes apresentam vantagens competitivas eliminando ou reduzindo significativamente outras espécies ditas subordinadas (Kuris & Lafferty, 1994). A relação antagônica entre diferentes espécies de trematódeos ocorre por ação direta, quando as rédias consomem as formas larvares de outra espécie, ou indireta, resultante de estímulos ao sistema interno de defesa dos moluscos transmissores (Lim & Heyneman, 1972; Combes, 1982; Esteban *et al.*, 2011).

Do ponto de vista prático, poucos estudos avaliaram a introdução de uma espécie de trematódeo dominante em uma área endêmica para esquistossomose. A introdução de hospedeiros naturalmente infectados por *R. marini* não resultou em controle da infecção por *S. mansoni*, uma vez que foi estabelecido o equilíbrio entre ambas as espécies de parasitos, embora a introdução direta de ovos deste psilostomídeo demonstrou-se na maioria das vezes efetiva, porém sendo necessário elevado número de ovos e longo período de intervenção efetiva (Combes, 1982). Embora os estudos sejam escassos, o conhecimento de espécies com relações antagônicas com estágios larvares de parasitos de importância médica poderá contribuir para estratégias de controle biológico que, de maneira integrada a outras medidas, poderão auxiliar no controle da doença (Kuris & Lafferty, 1994; Esteban *et al.*, 2011). Por outro lado, embora menos conhecidos, existem relatos sobre o aumento da suscetibilidade de moluscos (incluindo espécies resistentes) a esquistossomatídeos provocado pela infecção por outros trematódeos. De fato, significativas taxas de infecção experimental por *S. mansoni* foram verificadas em *Biomphalaria oligoza* Paraense, 1975 e *Biomphalaria orbigny* Paraense, 1975 previamente infectadas por *Zygocotyle lunata* (Diesing, 1836) na Argentina (Spatz *et al.*, 2012).

Outra abordagem relacionada à utilização de trematódeos como controladores biológicos baseia-se no fato de que algumas larvas do tipo xifidiocercária formarem metacercárias em larvas de insetos. Estágios larvares de culicídeos dos gêneros *Aedes* Meigen, 1818, *Anopheles* Meigen, 1818 e *Culex* Linnaeus, 1758, cujas espécies são importantes transmissores respectivamente do dengue, da malária e da filariose linfática,

podem atuar como segundo hospedeiro intermediário de espécies dos gêneros *Haematoloechus* Looss, 1899, *Plagiorchis* Lühe, 1899 e *Prosthogonimus* Lühe, 1899, dentre outros. O parasitismo de larvas destes insetos por metacercárias pode levar ao atraso no desenvolvimento, mortalidade e ocorrência de malformação em mosquitos adultos (Rao *et al.*, 1985; Carvalho *et al.*, 2001a, 2002), podendo contribuir para a redução de populações destes vetores.

#### **1.4 Larvas de trematódeos como bioindicadores**

Bioindicadores são espécies de organismos que desenvolvem mudanças fisiológicas ou químicas devido à alterações ambientais. Neste contexto, a ocorrência de larvas de trematódeos em moluscos de uma determinada localidade pode estar relacionada à diversidade e abundância dos diferentes tipos de hospedeiros envolvidos nos diferentes ciclos biológicos, bem como indicar o funcionamento de interações tróficas envolvidas na transmissão destes parasitos (Huspeni & Lafferty, 2004; Marcogliese, 2005; Hudson *et al.*, 2006; Hechinger *et al.*, 2007, 2008).

Uma elevada diversidade e abundância de trematódeos em moluscos estão relacionadas à presença dos vários outros táxons necessários para a manutenção dos respectivos ciclos biológicos, sendo indicativo de uma condição ambiental favorável. Por outro lado, a diversidade de trematódeos em moluscos é menor em localidades degradadas ou em ambientes contendo espécies invasoras (Hudson *et al.*, 2006; Mínguez *et al.*, 2011).

O monitoramento de áreas impactadas por ação antrópica demonstrou que a prevalência e a diversidade de larvas de trematódeos aumentaram significativamente após a realização de projetos de restauração ecológica (Huspeni & Lafferty, 2004). Além disso, o acompanhamento da comunidade de trematódeos encontradas em moluscos de áreas sujeitas à desastres naturais, como ciclones tropicais, pode ser úteis para a avaliação dos impactadas e recuperação destes ecossistemas (Aguirre-Macedo *et al.*, 2011). Fatores como a facilidade e menor custo para amostragem e análise de infecção dos moluscos hospedeiros intermediários, quando comparado com o estudo de hospedeiros vertebrados, fazem das larvas de trematódeos bons candidatos a bioindicadores (Huspeni & Lafferty, 2004; Huspeni *et al.*, 2005; Shea *et al.*, 2012).

O efeito da poluição de ambientes aquáticos sobre o ciclo biológico de vários grupos de parasitos, incluindo trematódeos, foi estudado por diferentes autores.

Dependendo das espécies de parasitos e dos hospedeiros, a poluição pode ter efeitos positivos ou negativos sobre os respectivos ciclos biológicos das espécies expostas a estes poluentes (Marcogliese, 2005; Sures, 2008; Blanar *et al.*, 2009). Alterações imunológicas e fisiológicas nos hospedeiros invertebrados e vertebrados induzidas por diferentes poluentes, principalmente metais e acidificação, pode resultar em efeito negativo na transmissão de trematódeos (Lafferty, 1997; Morley *et al.*, 2006; Blanar *et al.*, 2009). Por outro lado, a eutrofização foi relatada como um fator que favorece o estabelecimento de algumas espécies de parasitos, resultado da maior abundância dos diferentes hospedeiros presentes em localidades eutrofizadas (Lafferty, 1997; Johnson *et al.*, 2007; Blanar *et al.*, 2009; Soldánová & Kostadinova, 2011).

### **1.5 Larvas de trematódeos no Brasil**

O estudo de larvas de trematódeos transmitidas por moluscos no Brasil teve início apenas no século XX, quando Pirajá da Silva (1912) descreveu a *Cercaria blanchardi* encontrada em *Biomphalaria glabrata* (Say, 1818) no estado da Bahia. Anos mais tarde, esta cercária foi identificada como sendo a larva do *S. mansoni* por Lutz (1919). Desde então, estudos sobre a distribuição dos moluscos transmissores da esquistossomose e de outros parasitos foram realizados no país.

Uma diversidade de larvas de trematódeos foi relatada no Brasil nas primeiras décadas do século XX exclusivamente por Adolpho Lutz (Lutz, 1917, 1919, 1921 a, b, c, 1922, 1924, 1929, 1931, 1933, 1934, 1935a,b). A partir do início da década de 40, João Manuel Ruiz, estudando a epidemiologia dos moluscos transmissores da esquistossomose nos estados de São Paulo e Minas Gerais, encontrou e descreveu algumas cercárias em moluscos planorbídeos (Ruiz 1943; 1952a, b, c; 1953). Desde então, poucos pesquisadores brasileiros se dedicaram ao estudo de outros trematódeos transmitidos por moluscos no país.

Após um século de estudos, 127 trabalhos científicos foram publicados relatando a participação de moluscos no ciclo de trematódeos em 125 localidades e 16 estados do Brasil. Ao todo, 24 gêneros, 17 famílias e 39 espécies de moluscos foram avaliados quanto à infecção por larvas de trematódeos no país. Cercárias de 41 espécies pertencentes a 31 gêneros e 21 famílias de trematódeos foram identificadas infectando 24 espécies de

moluscos no Brasil. A identificação dos parasitos, em sua maior parte possível devido à obtenção de parasitos adultos em modelos experimentais, possibilitou, em alguns casos, a elucidação de aspectos de ciclos biológicos até então desconhecidos. Na tabela 1 são apresentadas as espécies de trematódeos cujas larvas já foram identificadas em moluscos no Brasil, seguida do tipo cercariano, a espécie do molusco transmissor, o percentual de infecção verificado (quando disponível), a classe dos potenciais hospedeiros definitivos e as respectivas referências bibliográficas. A maioria destes parasitos, 29 espécies, foram encontradas em moluscos dulciaquícolos, 5 em moluscos terrestres e 7 em moluscos marinhos. A suscetibilidade experimental de algumas espécies de moluscos a três espécies de trematódeos foi relatada, contudo, os hospedeiros intermediários naturais destes parasitos são ainda desconhecidos.

Outras 36 espécies descritas como pertencentes ao gênero *Cercaria*, para as quais os hospedeiros definitivos e os parasitos adultos são ainda desconhecidos, foram encontradas em oito famílias, 11 gêneros e 15 espécies de moluscos, sendo listadas na tabela 2. Adicionalmente, 190 registros da interação entre moluscos e larvas de trematódeos pertencentes a 10 diferentes tipos cercarianos foram realizados no Brasil (128 em *Biomphalaria* spp.), sendo a caracterização morfológica das larvas e estudos experimentais visando à associação destas com os respectivos parasitos adultos não foram ainda realizados. Estas larvas de trematódeos não identificadas foram encontradas infectando oito famílias, 15 gêneros e 20 espécies de moluscos no país, sendo os registros listados na tabela 3.

TABELA 1 – Espécies de trematódeos identificadas em moluscos no Brasil por diferentes autores.

Espécie	TC <sup>1</sup>	HI <sup>2</sup>	Localidade	% de infecção	HD <sup>3</sup>	Referência
<b>Brachylaimidae Joyeux &amp; Foley, 1930</b>						
<i>Postharmostomum gallinum</i>	Ce	<i>Bradybaena similaris</i>	Rio de Janeiro/RJ	20%	A	Duarte, 1980
Witenberg, 1923		<i>Bradybaena similaris</i>	Rio de Janeiro/RJ	13%		Amato & Bezerra, 1992
		<i>Bradybaena similaris</i>	Localidade do	ND		Vianna <i>et al.</i> , 1988
		<i>Bulimulus tenuissimus</i>	Vale do Paraíba/SP	ND		Vianna <i>et al.</i> , 1988
<b>Bucephalidae Poche, 1907</b>						
<i>Bucephalopsis haimeana</i> (Lacaze-Duthiers, 1854)	Ga	<i>Anomalocardia brasiliana</i>	São Vicente/ SP	30%	P	Narchi, 1966
<i>Bucephalus margaritae</i> Ozaki & Ishibashi, 1934	Ga	<i>Perna perna</i>	Florianópolis/SC	21,6%	P	Marchiori <i>et al.</i> , 2010
<i>Bucephalus</i> sp.	Ga	<i>Perna perna</i>	São Sebastião/SP	30-35%	P	Umiji <i>et al.</i> , 1976
			Florianópolis/SC	3,1%		Silva <i>et al.</i> , 2002
				5,1%		Cochôa & Magalhães, 2008
		<i>Crassostrea brasiliana</i>	Cananéia/SP	0,16%		Galvão <i>et al.</i> , 2000
		<i>Anomalocardia brasiliana</i>	Fortim/CE	6%		Araújo & Rocha-Barreira, 2004
		<i>Crassostrea rhizophorae</i>	Camamu/BA	6,6%		Zeidan <i>et al.</i> , 2012
		<i>Mytella guyanensis</i>	Valença/BA	3,3%		Zeidan <i>et al.</i> , 2012
<b>Cladorchiidae Fiscoeder, 1901</b>						
<i>Paraibatrema inesperata</i> Ueta <i>et al.</i> , 1981	Anf	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Tremembé/SP	ND	M	Ueta <i>et al.</i> , 1981

<sup>1</sup>Tipo cercariano: Anf: Anfistoma; Br: Brevifurcada; Ce: Cercariaea; Ci: Cistófora; Eq: Equinostoma; Ga: Gasterostoma; Gi: Gimnocéfala; Es: Estrigeocercária; Me: Megalura; Mo: Monostoma; Pa: Parapleurolofocerca; Pl: Pleurolofocerca; Xi: Xifidiocercária. <sup>2</sup>Molusco hospedeiro intermediário. <sup>3</sup>Classe dos hospedeiros definitivos: A: aves; AN: anfíbios; M: mamíferos; P: peixes; R: répteis. \* Hospedeiros experimentais. ND: Não disponível



TABELA 1 – Continuação...

**Clinostomidae Lühe, 1901**

<i>Clinostomum</i> sp.	Br	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Santos/SP	3,6%	A	Ruiz, 1953
<i>Clinostomum marginatum</i> (Rudolphi, 1819)	Br	<i>Biomphalaria</i> sp.	Rio de Janeiro/RJ		A	Lutz, 1934, 1935a
		<i>Biomphalaria peregrina</i>	PIARP/PR	0,8%		Dias <i>et al.</i> , 2003
<b>Cryptogonimidae Ward, 1917</b>						
<i>Acanthocollaritrema umbilicatum</i> Travassos <i>et al.</i> , 1965	Pl	<i>Heleobia australis</i>	Rio de Janeiro/RJ	ND	P	Simões <i>et al.</i> , 2008
<b>Cyathocotylidae Mühling, 1898</b>						
<i>Mesostephanus odhneri</i> (Travassos, 1924)	Es	<i>Potamides</i> sp.	Manguinhos/RJ	ND	A	Lutz, 1933; Dubois, 1970a
<b>Derogenidae Nicoll, 1910</b>						
<i>Halipegus dubius</i> Klein, 1905	Ci	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Belo Horizonte/MG	ND	AN	Paraense, 1992
<b>Dicrocoeliidae Looss, 1899</b>						
<i>Eurytrema coelomaticum</i> (Giard & Billet, 1892)	Ce	<i>Bradybaena similaris</i>	Pindamonhangaba/SP	96,8%	M	Ragusa & Campos, 1976
			Lorena/SP	9,8;		Mattos Jr & Vianna, 1994
			Pindamonhangaba/SP	20,1%		Mattos Jr & Vianna, 1994
			Rio de Janeiro/RJ	4,3%		Amato & Bezerra, 1992; Pinheiro <i>et al.</i> , 2012
<b>Diplostomidae Poirier, 1886</b>						
<i>Hysteromorpha triloba</i> (Rudolphi, 1819)	Es	<i>Biomphalaria peregrina</i>	PIARP/PR	0,04%	A	Souza <i>et al.</i> , 2008
<b>Echinostomidae Looss, 1899</b>						
<i>Echinostoma barbosai</i> Lie & Basch, 1966	Eq	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Recife/PE	ND	A	Lie & Basch, 1966
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Belo Horizonte/MG			Lie & Basch, 1966
		<i>Biomphalaria straminea</i> *				Lie & Basch, 1966

TABELA 1 – Continuação...

<i>Echinostoma erraticum</i> Lutz, 1924	Eq	<i>Drepanotrema</i> sp.	Rio de Janeiro/RJ	ND	A	Lutz, 1924
<i>Echinostoma luisreyi</i> Maldonado Jr <i>et al.</i> , 2003	Eq	<i>Physa marmorata</i>	Sumidouro/RJ	ND	M	Maldonado Jr <i>et al.</i> , 2003
<i>Echinostoma nephrocystis</i> Lutz, 1924	Eq	<i>Physa</i> sp.	Rio de Janeiro/RJ	ND	A	Lutz, 1924
<i>Echinostoma paraensei</i> Lie & Basch, 1967	Eq	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Belo Horizonte, Caratinga, Bambuí/MG	ND	M	Lie & Basch, 1967
		<i>Biomphalaria glabrata</i> *	Sumidouro/RJ	8-28%	M	Maldonado Jr <i>et al.</i> , 2001
		<i>Lymnaea columella</i> *		18-24%		Maldonado Jr <i>et al.</i> , 2001
		<i>Physa marmorata</i> *		34-36%		Maldonado Jr <i>et al.</i> , 2001
<i>Echinostoma parcespinosum</i> Lutz, 1924	Eq	<i>Pomacea</i> sp.	Rio de Janeiro /RJ	ND	A	Lutz, 1924
<i>Echinostoma revolutum</i> (Froelich, 1802)	Eq	<i>Physa</i> sp.	Rio de Janeiro/ RJ	ND	A	Lutz, 1924
<i>Echinostoma rodriguesi</i> Hsu <i>et al.</i> , 1968	Eq	<i>Physa marmorata</i>	Belo Horizonte/MG	ND	A, M	Hsu <i>et al.</i> , 1968
<i>Paryphostomum segregatum</i> Dietz, 1909	Eq	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Rio de Janeiro/ RJ	ND	A	Lutz, 1924
			Belo Horizonte/MG	3,8%		Ruiz, 1952b
			Belo Horizonte/MG	ND		Milward-de-Andrade, 1965a, b
			Belo Horizonte/MG	ND		Joe & Basch, 1967
		<i>Biomphalaria straminea</i>	Rio de Janeiro/ RJ	ND		Lutz, 1924
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Rio de Janeiro/ RJ	ND		Lutz, 1924
			Santo André/SP	ND		Eduardo <i>et al.</i> , 2012
		<i>Biomphalaria</i> sp.	Santos/SP	0,8-2,4%		Ruiz, 1952a
<i>Petasiger</i> sp.		<i>Biomphalaria straminea</i>	Matozinhos/MG	ND		Milward-de-Andrade & Campos, 1969
<i>Stephanoprora conciliata</i> (Dietz, 1909)	Eq	<i>Biomphalaria</i> sp.	Rio de Janeiro RJ	ND		Lutz, 1924, 1928
		<i>Drepanotrema</i> sp.	Rio de Janeiro RJ	ND		Lutz, 1924, 1928

TABELA 1 – Continuação...

**Eucotylidae Cohn, 1904**

<i>Paratanaisia bragai</i> (Santos, 1934)	Ce	<i>Leptinaria unilamellata</i> *	RJ	ND	A	Keller & Araújo, 1992
		<i>Subulina octona</i> *	RJ	ND		Brandolini <i>et al.</i> , 1997; Brandolini & Amato, 2006

**Fasciolidae Railliet, 1895**

<i>Fasciola hepatica</i> Linnaeus, 1758	Gi	<i>Lymnaea</i> sp.	Rio de Janeiro/RJ	ND	M	Lutz, 1921b
			Vale do Paraíba/SP	ND		Lutz, 1922
		<i>Lymnaea columella</i>	RJ	ND		Rezende <i>et al.</i> , 1973
			Sapucaia do Sul, Rosário do Sul/RS	ND		Gonzales <i>et al.</i> , 1974
			Piquete/SP	0,1-1,2%		Ueta, 1980
			Localidades de litoral/PR	5%		Buseti <i>et al.</i> , 1983
			Piquete/SP	6,2-17,9%		Amato <i>et al.</i> , 1986
			Campos do Goytacazes/ RJ	5,2%		Gomes <i>et al.</i> , 2002
			Miracatu/SP	0,8-1%		Carvalho <i>et al.</i> , 2001b
			Eldorado, Miracatu/ SP	1,1-5,3%		Oliveira <i>et al.</i> , 2002
			Itajubá/MG	2,1-5,2%		Coelho & Lima, 2003; Lima <i>et al.</i> , 2009
		<i>Lymnaea viatrix</i>	RS	ND		Ueno <i>et al.</i> , 1982
			Localidades de litoral/PR	2%		Buseti <i>et al.</i> , 1983
			S. Vitória do Palmar/RS	3,7%		Müller & Ueno, 1984

**Haematoloechidae Freitas & Lent, 1939**

<i>Haematoloechus</i> sp.	Xi	<i>Lymnaea columella</i>	Miracatu/SP	ND	AN	Carvalho <i>et al.</i> , 2001b, 2002
---------------------------	----	--------------------------	-------------	----	----	--------------------------------------

TABELA 1 – Continuação...

**Heterophyidae Leiper, 1909**

<i>Ascocotyle (Phagicola) longa</i> Ransom, 1920	Pl	<i>Heleobia australis</i>	Rio de Janeiro/RJ	3,4-9,6%	A, M	Simões <i>et al.</i> , 2010
<i>Centrocestus formosanus</i> (Nishigori, 1924)	Pl	<i>Melanooides tuberculata</i>	Belo Horizonte/MG Brasília/DF	7% 33%	A, M	Pinto & Melo, 2010a Paula-Andrade <i>et al.</i> , 2012
<i>Pygidiopsis macrostomum</i> Travassos, 1928	Pl	<i>Heleobia australis</i>	Rio de Janeiro/RJ	ND	M	Simões <i>et al.</i> , 2009

**Leucochloridiidae Poche, 1907**

<i>Leucochloridium flavum</i> Travassos, 1922	Ce	<i>Omalonyx</i> sp.	Rio de Janeiro/ RJ	ND	A	Lutz, 1921a
		<i>Omalonyx</i> sp.	MT	ND		Travassos, 1928a
<i>Leucochloridium</i> sp.		<i>Succinea meridionalis</i>	Rio de Janeiro/RJ	ND	A	Lanzieri, 1965
		<i>Omalonyx</i> sp.	Guaíba/RS	ND		Thomé <i>et al.</i> , 2006

**Paramphistomidae Fiscoeder, 1901**

<i>Paramphistomum</i> sp.	Anf	<i>Drepanotrema kermatoides</i>	Santo Antônio da Patrulha/RS	ND	M	Veitenheimer-Mendes & Almeida-Caon, 1989
		<i>Drepanotrema kermatoides</i>	Pelotas, Rio Grande, S. Vitória do Palmar/RS	2,3%		Müller <i>et al.</i> , 1992
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Guaíba/ RS	50%		Santos <i>et al.</i> , 1986

**Philophthalmidae Looss, 1899**

<i>Philophthalmus gralli</i> Mathis & Leger, 1910		<i>Melanooides tuberculata</i>	Belo Horizonte/ MG	0,35%		Pinto & Melo, 2010b
---	--	--------------------------------	--------------------	-------	--	---------------------

**Schistosomatidae Stiles & Hassall, 1898**

<i>Dendritobilharzia pulverulenta</i> (Braun, 1901)	Br	<i>Biomphalaria straminea</i>	Jequitibá/MG	ND	A	Leite <i>et al.</i> , 1982
---	----	-------------------------------	--------------	----	---	----------------------------

TABELA 1 – Continuação...

<i>Schistosoma mansoni</i> Sambon, 1907 <sup>4</sup>	Br	<i>Biomphalaria glabrata</i>		ND	M	Pirajá da Silva, 1912
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>				Moura, 1945
		<i>Biomphalaria straminea</i>				Coutinho <i>et al.</i> , 1940
		<i>Biomphalaria amazonica</i> *		ND		Correa & Paraense, 1971
		<i>Biomphalaria peregrina</i> *		ND		Paraense, 1973
		<i>Biomphalaria cousini</i> *				Teodoro <i>et al.</i> , 2010
<i>Trichobilharzia jequitibaensis</i> Leite <i>et al.</i> , 1978	Br	<i>Physa marmorata</i> *	Jequitibá/MG	ND	A	Leite <i>et al.</i> , 1979
		<i>Lymnaea columella</i> *				Leite <i>et al.</i> , 1979
<b>Strigeidae Railliet, 1919</b>						
<i>Apharyngostrigea</i> sp.	Es	<i>Biomphalaria straminea</i>	Rio de Janeiro/RJ	ND	A	Lutz, 1931
	Es	<i>Biomphalaria peregrina</i>	PIARP/PR	ND		Dias <i>et al.</i> , 2002
<i>Australapatemon bdello cystis</i> (Lutz, 1921)	Es	<i>Biomphalaria straminea</i>	Bom Sucesso/ RJ	ND	A	Lutz, 1921c, 1933; Dubois, 1970a
<i>Cotylurus lutzi</i> Basch, 1969	Es	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Caetité/BA	ND	A	Basch, 1969
<i>Strigea falconis brasiliana</i> Szidat, 1929	Es	<i>Drepanotrema anatinum</i>	Rio de Janeiro/RJ	ND	A	Lutz, 1929; Dubois, 1970a
<b>Typhlocoelidae Harrah, 1922</b>						
<i>Typhlocoelum cucumerinum</i> (Rudolphi, 1809)		<i>Biomphalaria glabrata</i> *	Jequitibá/MG	ND	A	Schafranski <i>et al.</i> , 1975
		<i>Biomphalaria tenagophila</i> *		ND		Schafranski <i>et al.</i> , 1975
<b>Zygocotylidae Ward, 1917</b>						
<i>Zygocotyle lunata</i> (Diesing, 1836)	Anf	<i>Biomphalaria straminea</i>	Iguatama/MG	0,5%	A, M	Barbosa <i>et al.</i> , 2011

<sup>4</sup> Devido ao grande número de registro de moluscos infectados por *Schistosoma mansoni* no Brasil, foram considerados apenas o primeiro relato de infecção para cada espécie de molusco transmissor.

TABELA 2 – Espécies de *Cercaria* encontradas em moluscos no Brasil ainda não associadas aos respectivos parasitos adultos.

<b>Espécie</b>	<b>TC<sup>5</sup></b>	<b>HI<sup>6</sup></b>	<b>Localidade</b>	<b>% de infecção</b>	<b>Referência</b>
<i>Cercaria acaudata</i>	Ce	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Jaboticatubas/MG	6,7-10,7%	Ruiz, 1952b
		<i>Biomphalaria glabrata</i>	Belo Horizonte/MG	3,8%	Ruiz, 1952b
<i>Cercaria amplicoecata</i>	Es	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Santos/SP	ND	Ruiz, 1953
<i>Cercaria ancyliina</i>	Es	<i>Ancyclus</i> sp.	Niterói/RJ	ND	Lutz, 1933
<i>Cercaria brevicorpus</i>	Es	<i>Lymnaea peregrina</i>	Paravambi/RJ	ND	Lutz, 1933
<i>Cercaria caratinguensis</i>	Es	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Caratinga/MG	ND	Ruiz, 1953
		<i>Biomphalaria straminea</i>	Matozinhos/MG	ND	Milward-de-Andrade & Campos, 1969
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Itanhaém/SP	ND	Artigas <i>et al.</i> , 1970
		<i>Biomphalaria</i> spp.	Belo Horizonte/MG	ND	Souza <i>et al.</i> , 1981a
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Florianópolis/SC	2,3%	Espíndola <i>et al.</i> , 1992
		<i>Drepanotrema cimex</i>	Florianópolis/SC	16%	Espíndola <i>et al.</i> , 1992
		<i>Biomphalaria straminea</i>	Uberlândia/MG	0,9%	Coletto <i>et al.</i> , 1993
		<i>Biomphalaria glabrata</i>	RM de Belo Horizonte/MG	0,6%	Souza <i>et al.</i> , 1998a
		<i>Biomphalaria straminea</i>	RM de Belo Horizonte/MG	0,6%	Souza <i>et al.</i> , 1998a
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	RM de Belo Horizonte/MG	0,1%	Souza <i>et al.</i> , 1998a
		<i>Biomphalaria glabrata</i>	Rio de Janeiro	ND	Grault <i>et al.</i> , 1998
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Rio de Janeiro	ND	Grault <i>et al.</i> , 1998
		<i>Biomphalaria</i> sp.	Louveira/SP	0,2%	Carvalho <i>et al.</i> , 2001b
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Guarulhos/SP	4,3%	Moraes <i>et al.</i> , 2009

<sup>5</sup> Tipo cercariano: Anf: Anfistoma; Br: Brevifurcada; Ce: Cercariaea; Ci: Cistofora; Eq: Equinostoma; Ga: Gasterostoma; Gi: Gimnocéfala; Es: Estrigeocercária; Me: Megalura; Mo: Monostoma; Pa: Parapleurolofocerca; Pl: Pleurolofocerca; Xi: Xifidiocercária. <sup>6</sup> Molusco hospedeiro intermediário.

TABELA 2 – Continuação...

		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Santo André/SP	ND	Eduardo <i>et al.</i> , 2012
<i>Cercaria cernens</i>	Br	<i>Pomacea lineata</i>	ND	ND	Lutz, 1933
<i>Cercaria conchicola</i>	Es	Unionidae	Vargem Pequena/RJ	ND	Lutz, 1933
<i>Cercaria crassipira</i>	Es	Bivalvia	Lassance/MG	ND	Lutz, 1933
<i>Cercaria echinostoma 1</i>	Eq	<i>Biomphalaria peregrina</i>	Camaquã/RS	0,5%	Veitenheimer-Mendes, 1982
<i>Cercaria echinostoma 2</i>	Eq	<i>Biomphalaria peregrina</i>	Camaquã/RS	1,5%	Veitenheimer-Mendes, 1982
<i>Cercaria guaibensis 1</i>	Es	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Guaíba/RS	2,8%	Veitenheimer-Mendes, 1981
<i>Cercaria guaibensis 2</i>	Xi	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Guaíba/RS	2,8%	Veitenheimer-Mendes, 1981
<i>Cercaria guaibensis 3</i>	Eq	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Guaíba/RS	2,8%	Veitenheimer-Mendes, 1981
<i>Cercaria guaibensis 4</i>	Mo	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Guaíba/RS	2,8%	Veitenheimer-Mendes, 1981
<i>Cercaria guaibensis 5</i>	Es	<i>Gundlachia concentrica</i>	Porto Alegre/RS	1,4%	Veitenheimer-Mendes <i>et al.</i> , 1995
<i>Cercaria guaibensis 6</i>	Gi	<i>Gundlachia concentrica</i>	Porto Alegre/RS	27,6%	Veitenheimer-Mendes <i>et al.</i> , 1995
<i>Cercaria guaibensis 7</i>	Xi	<i>Biomphalaria peregrina</i>	Porto Alegre/RS	11%	Veitenheimer-Mendes <i>et al.</i> , 1995
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Porto Alegre/RS	44%	Veitenheimer-Mendes <i>et al.</i> , 1995
<i>Cercaria guaibensis 8</i>	Gi	<i>Drepanotrema depressissimum</i>	Porto Alegre/RS	9,1%	Veitenheimer-Mendes <i>et al.</i> , 1995
<i>Cercaria gyrinipeta</i>	Es	<i>Drepanotrema anatinum</i>	RJ e Norte do Brasil	ND	Lutz, 1933
<i>Cercaria hemiura</i>	Ci	<i>Biomphalaria</i> sp.	Santos/SP	6,4%	Ruiz, 1952a
<i>Cercaria lutzi</i>	Xi	<i>Biomphalaria glabrata</i>	São Paulo/SP	17-80%	Ruiz, 1943
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	São Paulo/SP	17-80%	Ruiz, 1943
		<i>Biomphalaria glabrata</i>	Belo Horizonte/MG	28-93%	Ruiz, 1952b

TABELA 2 – Continuação...

		<i>Biomphalaria</i> sp.	Santos/SP	19-53%	Ruiz, 1952a
		<i>Biomphalaria glabrata</i>	RM de Belo Horizonte/MG	< 0,1%	Souza <i>et al.</i> , 1998a
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Guarulhos/SP	12-33%	Moraes <i>et al.</i> , 2009
<i>Cercaria macrogranulosa</i>	Eq	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Jaboticatubas/MG	1,4%	Ruiz, 1952b
		<i>Biomphalaria glabrata</i>	Belo Horizonte/MG	0,4-7,1%	Ruiz, 1952b
		<i>Biomphalaria glabrata</i>	Belo Horizonte/MG	5,2-16,2%	Milward-de-Andrade, 1965a, b
		<i>Biomphalaria straminea</i>	Matozinhos/MG	ND	Milward-de-Andrade & Campos, 1969
		<i>Biomphalaria</i> spp.	Belo Horizonte/MG	ND	Souza <i>et al.</i> , 1981a
		<i>Drepanotrema cimex</i>	Florianópolis/SC	6,8%	Espíndola <i>et al.</i> , 1992
		<i>Biomphalaria glabrata</i>	RM de Belo Horizonte/MG	1,2%	Souza <i>et al.</i> , 1998a
		<i>Physa marmorata</i>	RM de Belo Horizonte/MG	1,6%	Souza <i>et al.</i> , 1998a
		<i>Drepanotrema lucidum</i>	Santana do Riacho/MG	15,4%	Souza <i>et al.</i> , 1998b
		<i>Biomphalaria glabrata</i>	Ibirité/MG	12,3%	Enk <i>et al.</i> , 2010
<i>Cercaria maritima</i>	Br	<i>Anomalocardia brasiliana</i>	Rio de Janeiro/RJ	ND	Lutz, 1933
<i>Cercaria mediohyalina</i>	Es	<i>Ayalacostoma tuberculata</i>	Lassance/MG	ND	Lutz, 1933
<i>Cercaria minense</i>	Xi	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Jaboticatubas/MG	0,9%	Ruiz, 1952b
		<i>Biomphalaria glabrata</i>	Belo Horizonte/MG	0,4-19,2%	Ruiz, 1952b
		<i>Biomphalaria</i> spp.	Belo Horizonte/MG	ND	Souza <i>et al.</i> , 1981a
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Jaboticatubas/MG	15,8%	Melo & Pereira, 1985; Silva, 1992
		<i>Biomphalaria glabrata</i>	RM de Belo Horizonte/MG	0,1%	Souza <i>et al.</i> , 1998a
		<i>Biomphalaria glabrata</i>	Rio de Janeiro	ND	Grault <i>et al.</i> , 1998
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Rio de Janeiro	ND	Grault <i>et al.</i> , 1998



TABELA 2 – Continuação...

<i>Cercaria molluscipeta</i>	Es	<i>Biomphalaria</i> sp.	ND	ND	Lutz, 1933
<i>Cercaria ocellifera</i>	Br	<i>Biomphalaria</i> sp.	ND	ND	Lutz, 1917,1919
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Rio de Janeiro/RJ	ND	Lutz, 1933
		<i>Biomphalaria</i> sp.	Aracajú/SE	ND	Lutz, 1933
		<i>Biomphalaria</i> sp.	Santos/SP	1,58%	Moura, 1945
		<i>Biomphalaria glabrata</i>	Rio de Janeiro/RJ	2,5%	Paraense, 1949
		<i>Biomphalaria</i> spp.	Belo Horizonte/MG	ND	Souza <i>et al.</i> , 1981a
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Florianópolis/SC	0,4%	Espíndola <i>et al.</i> , 1992
		<i>Biomphalaria straminea</i>	RM de Belo Horizonte/MG	<0,1%	Souza <i>et al.</i> , 1998a
		<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Guarulhos/SP	1,1%	Moraes <i>et al.</i> , 2009
<i>Cercaria phanerochorde</i>	Es	<i>Pomacea</i> sp.	ND	ND	Lutz, 1933
<i>Cercaria piscipeta</i>	Es	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Rio de Janeiro/RJ	ND	Lutz, 1933
<i>Cercaria problematica</i>	Es	<i>Physa marmorata</i>	Lassance/MG	ND	Lutz, 1933
<i>Cercaria retroocellata</i>	Br	<i>Ayalacostoma tuberculata</i>	Salto Grande/ SP	ND	Ruiz, 1952a
<i>Cercaria santense</i>	Xi	<i>Biomphalaria</i> sp.	Santos/SP	2,4%	Ruiz, 1952a
<i>Cercaria segmentada</i>	Br	<i>Physa marmorata</i>	Rio de Janeiro/RJ	ND	Lutz, 1924
<i>Cercaria spirochorde</i>	Es	<i>Drepanotrema</i> sp.	ND	ND	Lutz, 1933
<i>Cercaria stylites</i>	Eq	<i>Ayalacostoma</i> sp.	Lassance/MG	ND	Lutz, 1933
<i>Cercaria zygochorde</i>	Es	<i>Ayalacostoma tuberculata</i>	ND	ND	Lutz, 1933

TABELA 3 – Larvas de trematódeos identificadas como pertencentes a diferentes tipo cercarianos encontrados em moluscos no Brasil e não associadas aos respectivos parasitos adultos.

TC <sup>7</sup>	HI <sup>8</sup>	Localidade	% de infecção	Referência
Anfistoma	<i>Biomphalaria straminea</i>	Goiânia/GO	ND	Komma & Alves, 1979
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Itanhaém/SP	ND	Artigas <i>et al.</i> , 1970
Brevifurcada	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Ouro Branco/MG	ND	Silva, 1992
	<i>Lymnaea columella</i>	1° Planalto e Litoral/PR	0,02%	Luz <i>et al.</i> , 1994
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Miracatu/SP	1,5%	Carvalho <i>et al.</i> , 2001b
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Niterói/RJ	0,2%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Angra dos Reis/RJ	1,4%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Piraí/RJ	3,2%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Mariana/MG	0,02%	Souza <i>et al.</i> , 2006; Souza & Melo, 2012a
Cistófora	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Rio de Janeiro/RJ	ND	Lutz, 1922
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Itanhaém/SP	ND	Artigas <i>et al.</i> , 1970
Equinostoma	<i>Ayalacostoma</i> sp.	Lassance/MG	ND	Lutz, 1924
	<i>Lymnaea columella</i>	ND	ND	Lutz, 1933
	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Salvador/BA	0,3%	Coutinho, 1950
	<i>Biomphalaria straminea</i>	Goiânia/GO	ND	Komma & Alves, 1979
	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Parnaíba/ PI	1,0-8,4%	Paraense & Araújo, 1984
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Louveira/SP	ND	Machado <i>et al.</i> , 1987

<sup>7</sup> Tipo cercariano. <sup>8</sup> Molusco hospedeiro intermediário.

TABELA 3 – Continuação...

<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Campinas/SP	2,32%	Machado <i>et al.</i> , 1988
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Louveira/SP	0,3%	Balan <i>et al.</i> , 1993
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Ouro Branco/MG	ND	Silva, 1992
<i>Lymnaea columella</i>	1° Planalto e Litoral/PR	1,8%	Luz <i>et al.</i> , 1994
<i>Lymnaea columella</i>	Tunas e Bocaiúva do Sul/PR	ND	Queiroz <i>et al.</i> , 2002
<i>Lymnaea columella</i>	Miracatu/SP	0,9-3,2%	Carvalho <i>et al.</i> , 2001b
<i>Lymnaea columella</i>	Ouro Branco/MG	ND	Silva, 1992
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Miracatu/SP	14,1%	Carvalho <i>et al.</i> , 2001b
<i>Lymnaea columella</i>	Campinas/SP	1,5%	Carvalho <i>et al.</i> , 2001b
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Itaguaí/RJ	30%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Gundlachia ticaga</i>	Itaguaí/RJ	25%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Physa marmorata</i>	Maricá/RJ	1,5%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Rio de Janeiro/RJ	1,5%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Gundlachia ticaga</i>	Vassouras/RJ	6,7%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Physa marmorata</i>	Maricá/RJ	1,5%	Boaventura <i>et al.</i> , 2002
<i>Gundlachia ticaga</i>	Nova Friburgo/RJ	12,5%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Trajano de Morais/RJ	3,4%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a
<i>Physa marmorata</i>	Trajano de Morais/RJ	5,2%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a
<i>Drepanotrema lucidum</i>	Três Rios/RJ	12,5%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Araruama/RJ	8,2%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b
<i>Physa marmorata</i>	Araruama/RJ	5,6%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b

TABELA 3 – Continuação...

<i>Biomphalaria tenagophila</i>	São Pedro da Aldeia/RJ	28,6%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b
<i>Drepanotrema cimex</i>	São Pedro da Aldeia/RJ	21,4%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Angra dos Reis/RJ	1,4%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Barra Mansa/RJ	1,9%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Physa marmorata</i>	Barra Mansa/RJ	4,2%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
Ancylidae	Itatiaia/RJ	11,8%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Itatiaia/RJ	6,1%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Physa marmorata</i>	Parati/RJ	4,8%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Drepanotrema anatinum</i>	Piraí/RJ	4,8%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Physa marmorata</i>	Pinheral/RJ	3,1%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Biomphalaria peregrina</i>	Quatis/RJ	10,2%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Drepanotrema depressissimum</i>	Campos/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Pomacea</i> sp.	Macaé/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Macaé/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	São Fidélis/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	S. F. de Itabapoana/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Drepanotrema cimex</i>	São João da Barra/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Biomphalaria glabrata</i>	Mariana/MG	0,03%	Souza <i>et al.</i> , 2006; Souza & Melo, 2012a
<i>Heleobia</i> sp.	Aperibé/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Cambuci/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Italva/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006

TABELA 3 – Continuação...

	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Itaocara/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
	<i>Heleobia</i> sp.	Itaperuna/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
	<i>Drepanotrema lucidum</i>	Laje do Muriaé/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	S. A. de Pádua/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Santo André/SP	ND	Eduardo <i>et al.</i> , 2012
Estrigeocercária	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Penedo/AL	1,4%	Lucena, 1947
	<i>Biomphalaria</i> sp.	Santos/SP	0,1%	Coutinho, 1949
	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Salvador/BA	0,1%	Coutinho, 1950
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Itanhaém/SP	ND	Artigas <i>et al.</i> , 1970
	<i>Biomphalaria straminea</i>	Goiânia/GO	ND	Komma & Alves, 1979
	<i>Biomphalaria peregrina</i>	Camaquã/RS	1,5%	Veitenheimer-Mendes, 1982
	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Belém/PA	4,3%	Paraense <i>et al.</i> , 1984
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Louveira/SP	ND	Machado <i>et al.</i> , 1987
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Campinas/SP	0,5-3,71%	Machado <i>et al.</i> , 1988
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Florianópolis/SC	0,3%	Espíndola <i>et al.</i> , 1992
	<i>Lymnaea columella</i>	1º Planalto e Litoral/PR	0,09%	Luz <i>et al.</i> , 1994
	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Ouro Branco/MG	ND	Silva, 1992
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Ouro Branco/MG	ND	Silva, 1992
	<i>Lymnaea columella</i>	Ouro Branco/MG	ND	Silva, 1992
	<i>Physa marmorata</i>	Ouro Branco/MG	ND	Silva, 1992
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Louveira/SP	5,9%	Balan <i>et al.</i> , 1993

TABELA 3 – Continuação...

<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Duque de Caxias/RJ	10,1%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Physa marmorata</i>	Duque de Caxias/RJ	10%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Niterói/RJ	0,2%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Vassouras/RJ	50%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Niteroi/RJ	0,2%	Boaventura <i>et al.</i> , 2002
<i>Biomphalaria peregrina</i>	PIARP/PR	ND	Dias <i>et al.</i> , 2002
<i>Lymnaea columella</i>	Tunas e Bocaiúva do Sul/PR	ND	Queiroz <i>et al.</i> , 2002
<i>Drepanotrema pfeifferi</i>	Santa Maria Madalena/RJ	8,7%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	São Sebastião do Alto/RJ	14,8%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Três Rios/RJ	17,9%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a
<i>Lymnaea columella</i>	Três Rios/RJ	25%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a
<i>Drepanotrema cimex</i>	Araruama/RJ	5,4%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b
<i>Physa marmorata</i>	Angra dos Reis/RJ	9,1%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Barra Mansa/RJ	51,8%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Piraí/RJ	0,8%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Physa marmorata</i>	Piraí/RJ	9,1%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Physa marmorata</i>	Resende/RJ	25%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Drepanotrema lucidum</i>	Campos/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Drepanotrema cimex</i>	Macaé/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Drepanotrema cimex</i>	Quissamã/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b

TABELA 3 – Continuação...

	<i>Ferrissia</i> sp.	São João da Barra/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Mariana/MG	0,1%	Souza <i>et al.</i> , 2006; Souza & Melo, 2012a
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Italva/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
	<i>Drepanotrema lucidum</i>	Italva/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
	<i>Biomphalaria straminea</i>	Itaocara/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Porciúncula/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	S. A. de Pádua/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
Gimnocéfala	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Louveira/SP	ND	Machado <i>et al.</i> , 1987
	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Ouro Branco/MG	ND	Silva, 1992
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Ouro Branco/MG	ND	Silva, 1992
	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Mariana/MG	0,04%	Souza <i>et al.</i> , 2006; Souza & Melo, 2012a
	<i>Drepanotrema lucidum</i>	Cambuci/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
Parapleurolofocerca	<i>Heleobia davisi</i>	Maricá/RJ	4,9%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
	<i>Heleobia</i> sp.	RS	16,7%	Coimbra <i>et al.</i> , 2005
	<i>Heleobia</i> sp.	Itaperuna/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
Pleurolofocerca	<i>Littoridina piscium</i>	Viamão/RS	ND	Silva & Thome, 1981
	<i>Melanoides tuberculata</i>	Maricá/RJ	0,6%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
	<i>Melanoides tuberculata</i>	Maricá, Guapimirim/ RJ	0,6-21,1%	Boaventura <i>et al.</i> , 2002
	<i>Heleobia parchappei</i>	Arraial do Cabo/RJ	4,4%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b
	<i>Idiopyrgus souleyetianus</i>	Arraial do Cabo/RJ	8,8%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b
	<i>Heleobia</i> sp.	São Fidélis/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b

TABELA 3 – Continuação...

	<i>Heleobia</i> sp.	S. F. de Itabapoana/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
	<i>Melanoides tuberculata</i>	Rio de Janeiro, RJ	2,4-53,8%	Bogéa <i>et al.</i> , 2005
	<i>Melanoides tuberculata</i>	Miracema/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
	<i>Heleobia</i> sp.	Porciúncula/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
Ropalocerca	<i>Biomphalaria</i> sp.	Rio de Janeiro/RJ	ND	Lutz, 1922
	<i>Ayalacostoma</i> sp.	Rio de Janeiro/RJ	ND	Lutz, 1922
Xifidiocercária	<i>Drepanotrema lucidum</i>	São Paulo/SP	10%	Ruiz, 1957
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Itanhaém/SP	ND	Artigas <i>et al.</i> , 1970
	<i>Biomphalaria straminea</i>	Goiânia/GO	ND	Komma & Alves, 1979
	<i>Lymnaea columella</i>	Piquete/SP	0,1%	Ueta, 1980
	<i>Drepanotrema kermatoides</i>	Camaquã/RS	0,5%	Veitenheimer-Mendes, 1982
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Louveira/SP	ND	Machado <i>et al.</i> , 1987
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Campinas/SP	1,85%	Machado <i>et al.</i> , 1988
	<i>Biomphalaria glabrata</i>	Ouro Branco/MG	ND	Silva, 1992
	<i>Physa marmorata</i>	Ouro Branco/MG	ND	Silva, 1992
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Louveira/SP	2,8%	Balan <i>et al.</i> , 1993
	<i>Lymnaea columella</i>	1° Planalto e Litoral/PR	0,6%	Luz <i>et al.</i> , 1994
	<i>Lymnaea columella</i>	Miracatu/SP	0,4-8,3%	Carvalho <i>et al.</i> , 2001a, b, c
	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Miracatu/SP	1,5-15,6%	Carvalho <i>et al.</i> , 2001b, c
	<i>Drepanotrema lucidum</i>	Miracatu/SP	3%	Carvalho <i>et al.</i> , 2001b



TABELA 3 – Continuação...

<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Itaguaí/RJ	1,9%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Belford Roxo/RJ	23,4%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Drepanotrema pfeifferi</i>	Duque de Caxias/RJ	8%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Drepanotrema cimex</i>	Duque de Caxias/RJ	7,9%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Duque de Caxias/RJ	4,8%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Itaboraí/RJ	11%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Heleobia davisii</i>	Maricá/RJ	3,7%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Maricá/RJ	20,4%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Niterói/RJ	12,2%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Physa marmorata</i>	Niterói/RJ	22,2%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Rio de Janeiro/RJ	9,3%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	São João de Meriti/RJ	8%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Lymnaea columella</i>	Eng. Paulo de Frontin/RJ	100%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Vassouras/RJ	50%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Drepanotrema cimex</i>	Vassouras/RJ	14,3%	Thiengo <i>et al.</i> , 2001
<i>Physa marmorata</i>	Niterói/RJ	22,2%	Boaventura <i>et al.</i> , 2002
<i>Lymnaea columella</i>	Tunas e Bocaiúva do Sul/PR	ND	Queiroz <i>et al.</i> , 2002
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Niterói/RJ	ND	Medeiros <i>et al.</i> , 2002
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Cantagalo/RJ	7,5%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	C. Levy Gasparian/RJ	4,8%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a
<i>Lymnaea columella</i>	Cordeiro/RJ	2,8%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a

TABELA 3 – Continuação...

<i>Gundlachia ticaga</i>	Nova Friburgo/RJ	12,5%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a
<i>Drepanotrema cimex</i>	São Sebastião do Alto/RJ	46,3%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a
<i>Lymnaea columella</i>	Sapucaia/RJ	20%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a
<i>Physa marmorata</i>	Trajano de Morais/RJ	2,1%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Trajano de Morais/RJ	20,2%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Três Rios/RJ	7,1%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002a
<i>Drepanotrema pfeifferi</i>	Araruama/RJ	9,1%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b
<i>Physa marmorata</i>	Araruama/RJ	2,8%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Araruama/RJ	27,2%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b
<i>Lymnaea columella</i>	Araruama/RJ	33,3%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Arraial do Cabo/RJ	2,2%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b
<i>Lymnaea columella</i>	Rio das Ostras/RJ	29,4%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b
<i>Physa marmorata</i>	Rio das Ostras/RJ	4,1%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Rio das Ostras/RJ	5,9%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Saquarema/RJ	2,3%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Silva Jardim/RJ	100%	Thiengo <i>et al.</i> , 2002b
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Angra dos Reis/RJ	0,7%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Barra Mansa/RJ	5,6%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Drepanotrema cimex</i>	Barra Mansa/RJ	14,3%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Lymnaea columella</i>	Barra Mansa/RJ	64,5%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Lymnaea columella</i>	Barra do Pirai/RJ	13,3%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a

TABELA 3 – Continuação...

<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Barra do Pirai/RJ	9,1%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Lymnaea columella</i>	Parati/RJ	12,5%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Pirai/RJ	22,6%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Physa marmorata</i>	Rio Claro/RJ	6,4%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Rio Claro/RJ	5,3%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Valença/RJ	20%	Thiengo <i>et al.</i> , 2004a
<i>Pomacea</i> sp.	Campos/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Campos/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Drepanotrema depressissimum</i>	Campos/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Pomacea sordida</i>	Conc. de Macabu/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Gundlachia ticaga</i>	Macaé/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Pomacea</i> sp.	São Fidélis/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Drepanotrema depressissimum</i>	São Fidélis/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Drepanotrema lucidum</i>	São Fidélis/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Lymnaea columella</i>	São Fidélis/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	S. F. de Itabapoana/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Drepanotrema cimex</i>	São João da Barra/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Pomacea</i> sp.	São João da Barra/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2004b
<i>Pomacea lineata</i>	Juiz de Fora/MG	33,3%	Carmo <i>et al.</i> , 2006
<i>Biomphalaria glabrata</i>	Mariana/MG	0,2%	Souza <i>et al.</i> , 2006; Souza & Melo, 2012a
<i>Physa marmorata</i>	Mariana/MG	0,08%	Souza <i>et al.</i> , 2006; Souza & Melo, 2012a

TABELA 3 – Continuação...

<i>Lymnaea columella</i>	B. J. de Itabapoana/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	B. J. de Itabapoana/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Cambuci/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Drepanotrema lucidum</i>	Cambuci/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Drepanotrema depressissimum</i>	Cambuci/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Lymnaea columella</i>	Cambuci/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Pomacea</i> sp.	Italva/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Itaocara/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Drepanotrema lucidum</i>	Itaocara/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Drepanotrema lucidum</i>	Itaperuna/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Lymnaea columella</i>	Itaperuna/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Drepanotrema cimex</i>	Itaperuna/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Laje do Muriaé/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Pomacea</i> sp.	Miracema/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Physa marmorata</i>	Miracema/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	Miracema/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	S. A. de Pádua/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Pomacea</i> sp.	S. A. de Pádua/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Lymnaea columella</i>	S. A. de Pádua/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Drepanotrema pfeifferi</i>	São José de Ubá/RJ	ND	Thiengo <i>et al.</i> , 2006
<i>Lymnaea columella</i>	Santo André/SP	ND	Eduardo <i>et al.</i> , 2012

Embora cerca de 500 espécies de trematódeos tenham sido relatadas em hospedeiros vertebrados no Brasil (Travassos *et al.*, 1969; Thatcher, 1993), a grande maioria não possui ainda ciclo biológico e moluscos transmissores conhecidos. Quanto aos primeiros hospedeiros intermediários, apenas 38 espécies já foram encontradas albergando larvas de trematódeos no país, apesar de a malacofauna brasileira apresentar mais de 2600 espécies conhecidas, das quais cerca de 400 são espécies de água doce (Rios, 1994; Simone, 2006).

A maior parte dos estudos malacológicos com enfoque em larvas de trematódeos realizados no Brasil foi relacionada aos moluscos planorbídeos transmissores da esquistossomose. Além disso, a distribuição dos registros sobre a participação de moluscos no ciclo biológico de trematódeos no país é heterogênea, sendo o maior número dos estudos realizados em localidades da região Sudeste e Sul, locais onde encontram-se os principais centros de pesquisa e os poucos especialistas em trematódeos e moluscos. De fato, são escassos os estudos sobre a diversidade de cercárias em moluscos da Amazônia e das regiões Nordeste e Centro-Oeste do país. Em uma escala local, dados sobre a participação de moluscos na transmissão de trematódeos no estado de Minas Gerais são escassos, existindo apenas 50 registros da interação entre moluscos e trematódeos (excluindo-se os relatos de *S. mansoni*), e apenas 11 espécies foram até o momento identificadas em nível específico ocorrendo em moluscos no estado. De modo semelhante, as cercárias e os ciclos biológicos de trematódeos transmitidos por moluscos marinhos no Brasil permanecem praticamente desconhecidos.

Estudos visando compreender aspectos ecológicos relacionados à transmissão de outros trematódeos que não o *S. mansoni* são inexistentes no Brasil. A maior parte dos estudos envolvendo outras cercárias no país baseia-se em dados pontuais obtidos a partir de uma única amostragem de moluscos, sendo uma análise temporal da riqueza de espécies e das taxas de infecção verificadas ainda não realizada.

Nesse sentido, apesar da expressiva diversidade de espécies de trematódeos e de moluscos no Brasil, o estudo da interação biológica entre estes organismos pode ser considerado negligenciado. Estudos adicionais sobre larvas de trematódeos encontradas em moluscos no país são necessários, podendo contribuir para o conhecimento e elucidação de aspectos da interação parasito-hospedeiro, ciclos biológicos, taxonomia e ecologia destes parasitos.

## **2 OBJETIVOS**

### **2.1 Objetivo geral**

Avaliar aspectos biológicos e taxonômicos de trematódeos transmitidos por moluscos na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

### **2.2 Objetivos específicos**

- a) Verificar a diversidade de larvas de trematódeos encontradas em moluscos;
- b) Realizar análise temporal das taxas de infecção por larvas de trematódeos verificadas nestes moluscos;
- c) Realizar estudos biológicos experimentais a partir das larvas de trematódeos encontradas;
- d) Caracterizar morfológicamente os estágios evolutivos (esporocistos, rédias, cercárias, metacercárias, parasitos adultos) das espécies de trematódeos obtidas;
- e) Realizar a identificação taxonômica destes parasitos;
- f) Avaliar a ocorrência de trematódeos em alguns hospedeiros naturalmente infectados.

### 3 MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1 Área de estudo

A represa da Pampulha, lagoa artificial localizado entre 43°58' e 44°01' W e 19°50' e 19°52' S com altitude variando entre 751 e 850m, está situada na região noroeste da cidade de Belo Horizonte, sendo ainda hoje um dos principais pontos turísticos da capital do estado de Minas Gerais. Construída na final da década de 1930, a represa da Pampulha foi inicialmente planejada para servir de reservatório de água para a região norte da cidade e para o escoamento da água das chuvas. A construção de um complexo arquitetônico na década de 1940 tornou esta represa uma importante área de lazer, inclusive para a prática de atividades esportivas e recreativas, o que contribuiu para que a mesma se tornasse um foco de transmissão de esquistossomose (Martins & Versiani, 1938, 1939; Martins & Falcão, 1953; Milward-de-Andrade, 1959, 1969; Carvalho *et al.*, 1985a; Freitas *et al.*, 1992).

Apresentando formato ameboide, a represa da Pampulha é formada pela confluência de oito córregos (Mergulhão, Tijuco, Ressaca, Sarandi, Água Funda, Baraúnas, Olhos D'água e AABB) que drenam a região metropolitana de Belo Horizonte. Embora na época de sua construção apresentasse volume de 18 milhões de m<sup>3</sup>, área de 260 hectares e 21 km de perímetro (Champs, 1992), o volume atual é de cerca de 10 milhões de m<sup>3</sup> e o perímetro de 14 km, reduções estas resultantes principalmente do processo de assoreamento verificado nas últimas décadas (Resck *et al.*, 2007; Pinto Coelho *et al.*, 2012). Atualmente a represa encontra-se em elevado grau de eutrofização, resultante principalmente do lançamento direto de resíduos de origem doméstica em seu interior, sendo comumente verificados problemas como proliferação de algas fitoplanctônicas, crescimento de macrófitas aquáticas e mortalidade de peixes.

O clima de Belo Horizonte, segundo a classificação de Köppen (1900) é Cwa - tropical de altitude, apresentando inverno seco (abril a setembro) e verão chuvoso (outubro a março). A temperatura média anual é 21,5 °C e a precipitação média anual é 1.500 mm.

As coletas malacológicas foram realizadas em dois pontos de amostragem localizados às margens da represa da Pampulha. As coordenadas geográficas foram obtidas com auxílio de aparelho GPS convencional, Garmin eTrex H®. O Ponto de Coleta 1 (19° 51' 77" S; 43° 58' 54" W) localiza-se próximo ao córrego Mergulhão e o Ponto de Coleta 2 (19°50'18" S; 43°59'40" W) próximo ao córrego Olhos D'água, sendo a distância linear entre ambos os pontos de aproximadamente 3,5 km (figura 1).

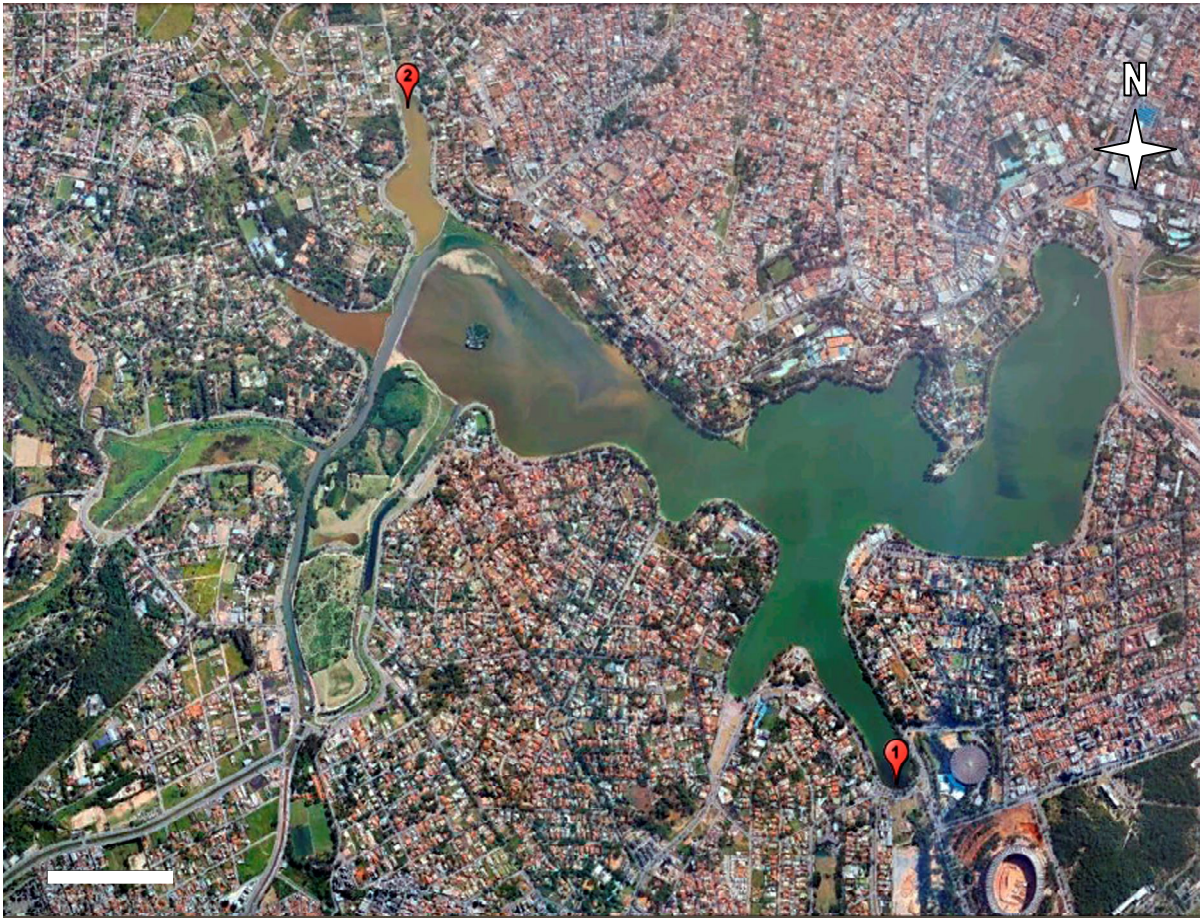


FIGURA 1 – Vista aérea da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil e os locais onde foram realizadas as coletas malacológicas entre janeiro de 2009 e novembro de 2012. Ponto de Coleta 1, localizado próximo ao córrego Mergulhão; Ponto de Coleta 2, próximo ao córrego Olhos D'água. Fonte: Google Earth. Escala = 500 m.



### **3.2 Coleta de moluscos**

Foram realizadas no total 55 coletas malacológicas na represa da Pampulha entre janeiro de 2009 e novembro de 2012, das quais 41 foram conduzidas no Ponto de Coleta 1 e 14 no Ponto de Coleta 2. Visando avaliar a ocorrência de variação estacional na abundância de moluscos, nos percentuais de infecção por trematódeos e na riqueza de espécies de parasitos, 23 coletas foram realizadas mensalmente no Ponto de Coleta 1 entre fevereiro de 2010 e dezembro de 2011. No Ponto de Coleta 2, as coletas foram realizadas sem periodicidade definida. Em cada data, os moluscos foram coletados com auxílio de rede de nylon em forma de D (puçá). Quando localizados próximos à margem e aderidos a pedras e outros tipo de substrato sólido, os exemplares foram coletados com auxílio de pinça metálica. Foi realizado, por um único coletor, esforço amostral de 60 minutos em cada dia de coleta, sendo realizada a varredura de trechos de aproximadamente 100 m em cada um dos pontos de coleta.

Todo o material coletado foi acondicionado em sacos plásticos e transportados para o Laboratório de Taxonomia e Biologia de Invertebrados, do Departamento de Parasitologia, ICB/UFMG, onde foi realizado o processo de triagem, no qual os moluscos, peixes e insetos foram separados de materiais orgânicos diversos. Os moluscos foram em seguida lavados em água corrente e analisados quanto à infecção por larvas de trematódeos, sendo posteriormente contados.

### **3.3 Avaliação da infecção por larvas de trematódeos**

Para a avaliação da infecção por trematódeos, os moluscos foram colocados individualmente em placas de poliestireno para cultura de células, contendo 6, 12 ou 24 poços (dependendo do tamanho do espécime), sendo em seguida adicionados, com auxílio de pisseta, cerca de 3 ml de água desclorada. No mesmo dia das coletas, os moluscos foram expostos à fotoestimulação artificial por 2 horas e examinados com auxílio de microscópio estereoscópico para verificação da presença de larvas de trematódeos. As placas contendo os moluscos foram deixadas durante a noite, sendo um novo exame realizado na manhã seguinte, antes e após fotoestimulação. Os exemplares positivos e

negativos foram separados e mantidos em laboratório para a realização de estudos experimentais.

### **3.4 Identificação dos moluscos**

Após a verificação da presença de larvas de trematódeos, quando necessário, exemplares de moluscos de cada morfotipo encontrado foram utilizados para o processo de identificação taxonômica. Para os planorbídeos, de cada lote de moluscos, cerca de 10% dos exemplares foram mortos em água a 70°C, as partes moles foram retiradas das conchas, fixadas em líquido de Railliet-Henry e dissecadas em microscópio estereoscópico de acordo com Deslandes (1951), sendo as espécies identificadas através de critérios conquiliológicos e de morfologia interna segundo Paraense (1975). Para os representantes de moluscos pertencentes às demais famílias, a identificação foi baseada em critérios conquiliológicos de acordo com Simone (2006).

### **3.5 Pesquisa de rédias e esporocistos**

Exemplares dos moluscos naturalmente infectados pelos diferentes tipos cercarianos encontrados foram prensados entre placas de vidro e dissecados em microscópio estereoscópico com o auxílio de estiletos para a coleta de esporocistos e rédias (Coutinho, 1950).

### **3.6 Estudos experimentais e taxonômicos**

#### ***3.6.1 Obtenção experimental de metacercárias***

Cercárias emergidas dos moluscos naturalmente infectados foram utilizadas para a obtenção de metacercárias em diferentes modelos experimentais, selecionados de acordo com os possíveis ciclos biológicos relatados para os respectivos tipos cercarianos preliminarmente identificados.

Em uma fase inicial, foi verificada a ocorrência de encistamento em substrato sólido nos próprios recipientes contendo os moluscos (larvas do tipo monostoma), sendo as metacercárias, quando assim obtidas, removidas com auxílio de estiletos antes da realização de estudos morfológicos e de infecção experimental.

Para certos tipos cercarinos (equinostoma, estrigeocercária, magnacauda e gimnocéfala) foi verificada a formação de metacercárias em peixes. Para isso, dependendo do tipo cercariano, foram utilizados como modelos experimentais exemplares de *Poecilia reticulata* Peters, 1859 criados e mantidos em laboratório, e em alguns experimentos espécimes de *Cyprinus carpio* Linnaeus, 1758 adquiridos em loja comercial localizada na região norte de Belo Horizonte. Nos ensaios biológicos realizados para cada uma das espécies de trematódeo avaliadas, grupos de 10 a 30 exemplares de *P. reticulata* medindo cerca de 3 cm de comprimento total foram utilizados. Os peixes foram colocados individualmente em placas de cultura de seis poços sendo em seguida adicionado solução contendo número indeterminado de cercárias. Experimentos de infecção em massa também foram realizados, sendo os espécimes de moluscos naturalmente infectados mantidos juntamente com os peixes por 24 horas em aquário contendo 1L de água isenta de cloro. Nos experimentos utilizando *C. carpio*, foi realizada a infecção individual de cinco animais medindo cerca de 5 cm de comprimento total, sendo cada exemplar mantido por cerca de 30 minutos em recipiente contendo pequeno volume de água. Os peixes experimentalmente infectados foram mantidos em aquário aerado com capacidade de 10 L, sendo alimentados diariamente com ração especial para peixes (Nutriflakes®). A água dos aquários foi renovada semanalmente até o fim dos experimentos. Exemplares de peixes não expostos à solução cercariana foram mantidos nas mesmas condições como controle. A pesquisa de metacercárias nestes hospedeiros foi realizada em diferentes intervalos de tempo após infecção, dependendo da espécie de parasito avaliada. Para isso, os peixes foram mortos por comoção cerebral e as vísceras removidas para placas de Petri contendo solução fisiológica, sendo a pesquisa de formas parasitárias realizadas em estereomicroscópio.

Para algumas larvas do tipo equinostoma verificou-se a necessidade de outro molusco como segundo hospedeiro intermediário. Para isso, foram utilizados exemplares de *B. glabrata* criados em laboratório e isentos de infecção por trematódeos. Grupos de 10 exemplares foram expostos a solução cercariana obtida de moluscos naturalmente infectados. A pesquisa de metacercárias nestes invertebrados foi realizada a partir de 5

DPI, sendo os mesmos prensados entre lâminas de vidro e dissecados com auxílio de estiletes em estereomicroscópio.

Xifidiocercárias do grupo ornata foram utilizadas para a infecção de larvas *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762) mantidas em laboratório. As larvas destes insetos foram transferidas para placas de cultura e expostas à solução contendo cercárias. Após 7 DPI, as larvas de insetos foram dilaceradas com auxílio de estiletes e examinadas em microscópio de luz para verificação da presença de metacercárias.

### ***3.6.2 Infecção experimental de hospedeiros definitivos***

Metacercárias obtidas em laboratório (item 3.6.1) foram utilizadas para a realização de infecções experimentais de hospedeiros definitivos, sendo contadas e inoculadas por via oral com auxílio de micropipeta.

Para as espécies de trematódeos em que foi obtido sucesso na obtenção de metacercárias, realizou-se a infecção de grupos de cinco camundongos da linhagem AKR/J, machos, adultos, pesando cerca de 25 g. Grupos destes roedores tratados diariamente pelo acetato de dexametasona (Decadron®, Aché, Brasil), na dosagem de 50 mg/kg por via subcutânea, também foram infectados por algumas das espécies de trematódeos obtidas.

Em alguns experimentos, exemplares de pintos jovens (*Gallus gallus domesticus* Linnaeus, 1758), patos jovens (*Cairina moschata domestica* Linnaeus, 1758), canários adultos (*Serinus canaria* Linnaeus, 1758) e pombos adultos (*Columba livia* Gmelin, 1789) adquiridos em loja comercial localizada em Belo Horizonte foram também infectados. Antes da realização da infecção destes hospedeiros vertebrados, exames parasitológicos de fezes pela técnica de sedimentação espontânea (Lutz, 1919) foram realizados para constatação da ausência de infecção por trematódeos.

Larvas com características morfológicas sugestivas de Schistosomatidae foram utilizadas para a realização de infecção por via subcutânea, sendo as cercárias inoculadas com auxílio de seringa munida de agulha. Visando a verificação de ocorrência de penetração ativa de larvas na pele de roedores, camundongos da linhagem AKR/J foram anestesiados (pentobarbital sódico, 60 mg/kg, por via intraperitoneal) e uma solução

contendo cercárias foi adicionada com auxílio de pipeta Paster na pele da orelha (pavilhão auricular) dos animais, sendo a penetração das larvas acompanhada em estereomicroscópio.

Os animais infectados foram mantidos em laboratório, sendo água e alimentação fornecida *ad libitum* até o fim dos experimentos. Exames parasitológicos de fezes dos animais experimentalmente infectados foram realizados periodicamente pelo método de sedimentação espontânea (Lutz, 1919) a partir de 7 DPI. Quando verificada a presença de ovos de trematódeos nas fezes destes hospedeiros, amostras de sedimentos fecais positivos foram transferidas para placa de Petri contendo água isenta de cloro, as quais foram mantidas à temperatura ambiente para verificação da formação e eclosão de miracídios.

### ***3.6.3 Recuperação de parasitos em hospedeiros definitivos experimentalmente infectados***

Os hospedeiros definitivos experimentalmente infectados (aves e roedores) foram mortos por deslocamento cervical em diferentes intervalos de tempo após infecção, dependendo da espécie de parasito e do experimento. A cavidade abdominal foi exposta e as vísceras transferidas separadamente para placas de Petri contendo solução fisiológica (NaCl a 0,85%). Os intestinos foram separados em três porções, sendo em seguida abertos longitudinalmente com auxílio de tesouras e pinças, e examinados em microscópio estereoscópico para a pesquisa de parasitos. Após um exame inicial, a mucosa foi raspada com auxílio de lâmina de vidro e o material reexaminado. Quando necessário, os demais órgãos foram retirados, dilacerados com estiletos e também examinados. Nos experimentos de infecção por larvas de Schistosomatidae realizou-se a perfusão do sistema porta hepático de acordo com Pellegrino & Siqueira (1956). Na infecção de roedores por larvas de *S. mansoni*, um fragmento intestinal (íleo terminal) foi removido para a realização de oograma (Pellegrino & Faria, 1965).

### **3.6.4 Comitê de Ética**

Os procedimentos realizados nos estudos de infecção experimental de hospedeiros vertebrados foram realizados em acordo com os princípios éticos em experimentação animal, tendo a aprovação do Comitê de Ética em Experimentação Animal da Universidade Federal de Minas Gerais (CETEA/UFMG), protocolo 199/2009.

### **3.7 Pesquisa de formas evolutivas em hospedeiros naturalmente infectados**

Um total de 60 exemplares de *P. reticulata*, 50 exemplares de *Australoheros facetus* (Jenyns, 1842), 61 exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) e 1 exemplar de *Geophagus brasiliensis* (Quoy & Gaimard, 1824) foram coletados durante os estudos malacológicos e analisados quanto à infecção natural por trematódeos.

Amostras de insetos pertencentes às ordens Coleoptera (*Tropisternus* sp.), Hemiptera (*Belostoma* spp.) e Odonata (larvas de *Orthemis discolor* (Burmeister, 1839) e *Perithemis mooma* Kirby, 1889) coletadas durante os estudos malacológicos foram também avaliadas quanto à infecção por metacercárias.

Adicionalmente, um exemplar jovem de socozinho, *Butorides striata* (Linnaeus, 1758), foi encontrado morto às margens da represa da Pampulha durante coleta malacológica realizada no Ponto de Coleta 2 em maio de 2010. Devido ao bom estado de conservação, indicando óbito recente, o animal foi transportado para o laboratório e necropsiado (autorização número 21590 do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA)).

A necropsia e pesquisa de parasitos nestes hospedeiros naturalmente infectados foram realizados de maneira semelhante ao relatado para os hospedeiros experimentalmente infectados (itens 3.6.1 e 3.6.2).

### 3.8 Caracterização morfológica dos estágios evolutivos obtidos

Amostras das larvas de cada tipo cercariano verificado nos moluscos foram inicialmente coletadas com auxílio de micropipeta e utilizadas para a confecção de preparações não permanentes (a fresco) coradas por solução de lugol diluída e por corantes vitais (solução aquosa de vermelho neutro e sulfato azul do Nilo a 0,05%). Para a confecção de lâminas permanentes, cercárias de cada tipo cercariano foram mortas em água a 70°C, fixadas em formalina a 10%, coradas pelo carmin aceto-alúmem, desidratadas em série crescente de etanol, clarificadas em creosoto de Faia e montadas entre lâmina e lamínula em bálsamo do Canadá (Melo, 2008). Amostras de cercárias das diferentes espécies de trematódeos encontradas nos moluscos foram fixadas em etanol absoluto e são mantidas a -20°C para a realização de estudos moleculares posteriores.

Os demais estágios evolutivos dos parasitos obtidos em hospedeiros naturais e experimentais foram coletados com auxílio de pipeta tipo Pasteur, estiletos ou pincéis, dependendo do tamanho dos espécimes. Realizou-se preliminarmente análise *in vivo* em microscópio de luz. Quando necessário, metacercárias e parasitos adultos foram prensados entre lâminas de vidro, mortos com água a 70°C, fixados em formalina a 10%, corados e montados conforme descrito anteriormente.

O estudo morfológico foi realizado em microscópio de luz e as medidas obtidas com auxílio de ocular milimetrada. A análise morfométrica das cercárias foi baseada em exemplares das larvas mortas pelo calor e fixadas. Rédias e metacercárias encistadas foram medidas a partir de preparações não permanentes. Parasitos adultos e metacercárias desencistadas foram medidos a partir de exemplares corados e montados. Para cada um dos estágios evolutivos obtidos foram mensurados no mínimo 20 exemplares, quando disponíveis. O registro fotográfico das preparações a fresco foi obtido com auxílio de câmera digital (Sony Cyber-shot DSC-W320 14.1 Megapixels) acoplada a microscópio de luz (Olympus BH2). Já as preparações permanentes foram fotografadas com câmera digital Leica ICC50 HD acoplada a microscópio de mesma marca. As imagens capturadas foram posteriormente analisadas em software Leica Application Suite (LAZ EZ), versão 2.0. As imagens obtidas foram editadas em editor de imagens Photoshop CS5 e Photoscape v3.6.3.

### 3.9 Identificação taxonômica dos parasitos

Os tipos cercarianos encontrados foram preliminarmente caracterizados e identificados segundo diferentes autores (Dawes, 1946; Schell, 1970; Frandsen & Christensen, 1984; Combes *et al.*, 1980; Ostrowski de Núñez, 1992). A identificação taxonômica, até a menor categoria possível, foi realizada segundo aspectos morfológicos e biológicos preconizados por diversos autores (Dawes, 1946; Yamaguti, 1958; Travassos *et al.*, 1969; Schell, 1970; Ostrowski de Núñez, 1992; Thatcher, 1993; Gibson *et al.*, 2002; Jones *et al.*, 2005; Bray *et al.*, 2008) bem como trabalhos descritivos referentes às diferentes espécies de trematódeos encontradas. O material estudado foi depositado na coleção do Laboratório de Taxonomia e Biologia de Invertebrados (DPIC), Departamento de Parasitologia, Universidade Federal de Minas Gerais.

### 3.10 Análise estatística

A análise estatística, quando necessária, foi realizada no software BioEstat 5.0. A normalidade dos dados obtidos foi verificada através do teste de Shapiro-Wilk. Para a comparação entre dois grupos, utilizou-se o teste T de Student. Para avaliar a ocorrência de variação estacional nos percentuais de infecção mensal de moluscos foi utilizado o teste G-de-independência com correção de Williams. A comparação entre os percentuais de infecção nas estações seca e chuvosa foi realizada através do teste Chi-quadrado ou Binomial, conforme o caso. A influência das estações (seca ou chuvosa) sobre a abundância mensal de moluscos e no número de espécies de trematódeos nestes hospedeiros foi verificada pelo teste Análise de Variância com um fator (one-way ANOVA), seguida pelo teste de Tukey. A correlação entre a abundância de moluscos e o número de moluscos infectados por trematódeos foi verificada através do teste de correlação de pontos de Spearman. Diferenças foram consideradas significativas quando  $p < 0,05$ .

Os termos ecológicos utilizados estão de acordo com Bush *et al.* (1997).



## 4 RESULTADOS

### 4.1 Coletas de moluscos e infecção por larvas de trematódeos

Em 55 coletas malacológicas realizadas entre janeiro de 2009 e novembro de 2012 na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, foram examinados 32.576 exemplares de moluscos aquáticos pertencentes a . Os resultados relacionados ao total de moluscos coletados e às taxas de infecção por trematódeos verificadas em cada uma das 55 coletas realizadas são apresentados na tabela 5.

*Biomphalaria straminea* (Dunker, 1848) foi a espécie de molusco coletada em maior número e com a maior riqueza de trematódeos (14 espécies), sendo o único planorbídeo verificado no Ponto de Coleta 1. As outras duas espécies, *B. glabrata* e *Biomphalaria tegapophila* (d'Orbigny, 1835), encontradas infectadas respectivamente por larvas de oito e quatro espécies de trematódeos, foram verificadas apenas no Ponto de Coleta 2, onde também ocorre *B. straminea*. Na maioria das vezes foram verificadas populações relativamente baixas de *Biomphalaria* spp. no Ponto de Coleta 2, contudo com taxas significativas de infecção por trematódeos. *Melanoides tuberculata* (Müller, 1774) foi encontrado em ambas as estações de coleta, apresentando em algumas coletas elevadas densidades populacionais, sendo verificada com frequência a infecção por larvas de três espécies de trematódeos. Por outro lado, a infecção de *Pomacea* sp. por larvas de duas espécies de trematódeos foi verificada em baixa frequência. O mesmo foi encontrado em *Physa marmorata* Guilding, 1828 e *Lymnaea columella* Say, 1817, as quais foram encontradas albergando, cada uma, larvas de uma espécie de trematódeo. Apesar da presença de uma grande população de *Physa acuta* Draparnaud, 1805 no local, nenhum exemplar foi encontrado infectado por larvas de trematódeos durante as coletas malacológicas realizadas no presente estudo.

TABELA 4 – Espécies de moluscos coletadas, número absoluto e relativo de exemplares infectados por larvas de trematódeos e número de espécies de trematódeos verificadas durante estudos malacológicos realizados na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil entre janeiro de 2009 e novembro de 2012. \*Espécies de trematódeos encontradas em mais de uma espécie de molusco foram contabilizadas apenas uma vez.

<b>Espécie de molusco</b>	<b>Coletados</b>	<b>Infectados</b>	<b>% de infecção</b>	<b>Nº de espécies de trematódeos</b>
<i>Biomphalaria glabrata</i>	606	83	13,70	8
<i>Biomphalaria straminea</i>	16.235	2.333	14,37	14
<i>Biomphalaria tenagophila</i>	644	98	15,22	4
<i>Lymnaea columella</i>	323	3	0,93	1
<i>Melanoides tuberculata</i>	11.468	549	4,79	3
<i>Physa acuta</i>	2.384	0	0,00	0
<i>Physa marmorata</i>	199	4	2,01	1
<i>Pomacea</i> sp.	717	3	0,42	2
<b>Total</b>	<b>32.576</b>	<b>3.073</b>	<b>9,43</b>	<b>22*</b>

TABELA 5 – Número de moluscos coletados, infectados e taxas de infecção por trematódeos verificada em cada uma das 55 coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais entre janeiro de 2009 e novembro de 2012. Col: coletados, Inf: infectados. <sup>1</sup>: Ponto de Coleta 1; <sup>2</sup>: Ponto de Coleta 2.

		<i>Biomphalaria</i> spp.			<i>Melanooides tuberculata</i>			<i>Physa</i> spp.			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Lymnaea columella</i>		
		Col	Inf	%	Col	Inf	%	Col	Inf	%	Col	Inf	%	Col	Inf	%
1 <sup>1</sup>	19/01/2009	55	8	14,55	88	2	2,27	15	0	0,00	0	0	-	10	0	0
2 <sup>1</sup>	29/01/2009	180	11	6,11	256	7	2,73	0	0	-	0	0	-	0	0	-
3 <sup>1</sup>	12/03/2009	11	1	9,09	41	1	2,44	0	0	-	0	0	-	0	0	-
4 <sup>2</sup>	28/05/2009	23	10	43,48	25	5	20,00	0	0	-	0	0	-	0	0	-
5 <sup>2</sup>	12/06/2009	50	17	34,00	61	2	3,28	0	0	-	0	0	-	0	0	-
6 <sup>1</sup>	24/06/2009	132	46	34,85	123	1	0,81	16	0	0,00	0	0	-	0	0	-
7 <sup>1</sup>	26/06/2009	48	4	8,33	768	1	0,13	0	0	-	0	0	-	0	0	-
8 <sup>1</sup>	21/07/2009	63	10	15,87	20	1	5,00	0	0	-	0	0	-	0	0	-
9 <sup>1</sup>	06/08/2009	272	77	28,31	0	0	-	0	0	-	0	0	-	0	0	-
10 <sup>1</sup>	01/02/2010	816	24	2,94	0	0	-	30	0	0,00	0	0	-	5	0	0
11 <sup>1</sup>	24/02/2010	110	7	6,36	168	2	1,19	20	0	0,00	11	0	0,00	4	0	0
12 <sup>1</sup>	08/03/2010	32	12	37,50	38	0	0,00	8	0	0,00	6	0	0,00	3	0	0
13 <sup>1</sup>	12/04/2010	192	32	16,67	24	0	0,00	11	0	0,00	63	0	0,00	1	0	0
14 <sup>1</sup>	14/04/2010	288	38	13,19	0	0	-	0	0	-	0	0	-	0	0	-
15 <sup>1</sup>	26/04/2010	217	10	4,61	0	0	-	0	0	-	0	0	-	0	0	-
16 <sup>1</sup>	12/05/2010	312	73	23,40	1.332	175	13,14	96	0	0,00	0	0	-	0	0	-

TABELA 5 – Continuação...

		<i>Biomphalaria</i> spp.			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Physa</i> spp.			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Lymnaea columella</i>		
		Col	Inf	%	Col	Inf	%	Col	Inf	%	Col	Inf	%	Col	Inf	%
17 <sup>2</sup>	25/05/2010	192	99	51,56	1.708	148	8,67	216	0	0,00	0	0	-	0	0	-
18 <sup>1</sup>	07/06/2010	768	119	15,49	60	1	1,67	11	0	0,00	45	1	2,22	12	0	0
19 <sup>1</sup>	14/07/2010	623	86	13,80	216	1	0,46	48	0	0,00	16	0	0,00	7	0	0
20 <sup>1</sup>	04/08/2010	224	43	19,20	64	0	0,00	25	0	0,00	31	0	0,00	17	0	0
21 <sup>1</sup>	12/08/2010	230	8	3,48	8	0	0,00	0	0	-	3	0	0,00	0	0	-
22 <sup>1</sup>	23/08/2010	112	27	24,11	0	0	-	10	0	0,00	5	0	0,00	36	0	0
23 <sup>1</sup>	08/09/2010	552	23	4,17	16	0	0,00	0	0	-	8	0	0,00	60	0	0
24 <sup>2</sup>	04/10/2010	38	7	18,42	192	0	0,00	0	0	-	0	0	-	0	0	-
25 <sup>1</sup>	05/10/2010	648	9	1,39	0	0	-	0	0	-	0	0	-	0	0	-
26 <sup>2</sup>	06/10/2010	136	26	19,12	300	25	8,33	0	0	-	0	0	-	0	0	-
27 <sup>1</sup>	04/11/2010	566	34	6,01	0	0	-	0	0	-	0	0	-	0	0	-
28 <sup>2</sup>	11/11/2010	55	20	36,36	360	6	1,67	0	0	-	0	0	-	0	0	-
29 <sup>1</sup>	02/12/2010	120	10	8,33	200	0	0,00	24	0	0,00	0	0	-	0	0	-
30 <sup>1</sup>	10/01/2011	183	19	10,38	60	1	1,67	0	0	-	0	0	-	0	0	-
31 <sup>2</sup>	20/01/2011	44	3	6,82	105	12	11,43	21	1	4,76	0	0	-	0	0	-
32 <sup>1</sup>	08/02/2011	265	94	35,47	73	1	1,37	0	0	-	0	0	-	0	0	-
33 <sup>1</sup>	03/03/2011	300	72	24,00	60	1	1,67	18	0	0,00	84	0	0,00	1	0	0
34 <sup>1</sup>	04/04/2011	173	59	34,10	240	1	0,42	36	0	0,00	36	1	2,78	9	0	0
35 <sup>1</sup>	25/04/2011	0	0	-	1.272	24	1,89	0	0	-	0	0	-	0	0	-
36 <sup>1</sup>	02/05/2011	824	139	16,87	240	0	0,00	101	0	0,00	84	0	0,00	17	0	0

TABELA 5 – Continuação...

		<i>Biomphalaria</i> spp.			<i>Melanoides tuberculata</i>			<i>Physa</i> spp.			<i>Pomacea</i> sp.			<i>Lymnaea columella</i>		
		Col	Inf	%	Col	Inf	%	Col	Inf	%	Col	Inf	%	Col	Inf	%
37 <sup>2</sup>	16/05/2011	58	25	43,10	2.000	107	5,35	0	0	-	178	1	0,56	0	0	-
38 <sup>1</sup>	02/06/2011	1.416	543	38,35	200	0	0,00	192	0	0,00	0	0	-	58	0	0
39 <sup>1</sup>	06/07/2011	696	121	17,39	240	1	0,42	120	0	0,00	12	0	0,00	0	0	-
40 <sup>2</sup>	24/07/2011	72	20	27,78	0	0	-	0	0	-	0	0	-	8	0	0
41 <sup>1</sup>	03/08/2011	1.124	156	13,88	240	3	1,25	150	0	0,00	1	0	0,00	0	0	-
42 <sup>1</sup>	06/09/2011	1.296	56	4,32	0	0	-	528	0	0,00	18	0	0,00	1	0	0
43 <sup>2</sup>	22/09/2011	649	69	10,63	0	0	-	3	0	0,00	0	0	-	10	0	0
44 <sup>1</sup>	05/10/2011	648	9	1,39	0	0	-	120	0	0,00	0	0	-	0	0	-
45 <sup>1</sup>	03/11/2011	216	0	0,00	0	0	-	144	0	0,00	2	0	0,00	0	0	-
46 <sup>1</sup>	05/12/2011	168	3	1,79	8	0	0,00	38	0	0,00	0	0	-	0	0	-
47 <sup>1</sup>	10/01/2012	25	1	4,00	192	3	1,56	15	0	0,00	6	0	0,00	1	0	0
48 <sup>1</sup>	08/02/2012	127	11	8,66	18	1	5,56	161	1	0,62	0	0	-	0	0	-
49 <sup>2</sup>	05/06/2012	494	93	18,83	212	16	7,55	61	0	0,00	15	0	0,00	12	0	0
50 <sup>1</sup>	02/07/2012	204	10	4,90	240	0	0,00	240	0	0,00	24	0	0,00	1	0	0
51 <sup>2</sup>	04/10/2012	357	35	9,80	0	0	-	55	0	0,00	26	0	0,00	16	1	6
52 <sup>2</sup>	09/10/2012	155	38	24,52	0	0	-	36	0	0,00	0	0	-	20	2	10
53 <sup>1</sup>	16/10/2012	420	17	4,05	0	0	-	0	0	-	0	0	-	0	0	-
54 <sup>1</sup>	27/11/2012	446	12	2,69	0	0	-	11	2	18,18	13	0	0,00	0	0	-
55 <sup>2</sup>	27/11/2012	60	18	30,00	0	0	-	3	0	0,00	30	0	0,00	14	0	0
<b>Total</b>		<b>17.485</b>	<b>2.514</b>	<b>14,38</b>	<b>11.468</b>	<b>549</b>	<b>4,79</b>	<b>2.583</b>	<b>4</b>	<b>0,15</b>	<b>717</b>	<b>3</b>	<b>0,42</b>	<b>323</b>	<b>3</b>	<b>0,93</b>

#### 4.2 Variação temporal na abundância, percentuais de infecção e número de espécies de trematódeos encontradas nos moluscos

O estudo da ocorrência de variação temporal nos percentuais de infecção foi realizado a partir dos dados obtidos de *B. straminea* coletadas no Ponto de Coleta 1, uma vez que para as demais espécies de moluscos ocorrentes no local, a infecção por larvas de trematódeos foi verificada apenas esporadicamente. Foram realizadas 23 coletas malacológicas mensais neste ponto de coleta entre 2010 e 2011, sendo avaliado um total de 12.162 exemplares de *B. straminea*, 4.853 em 2010 e 7.309 em 2011. Não foram verificadas diferenças significativas na abundância mensal de *B. straminea* entre ambos os anos avaliados ( $T = -1,0426$ ;  $p = 0,31$ ) (figura 2).

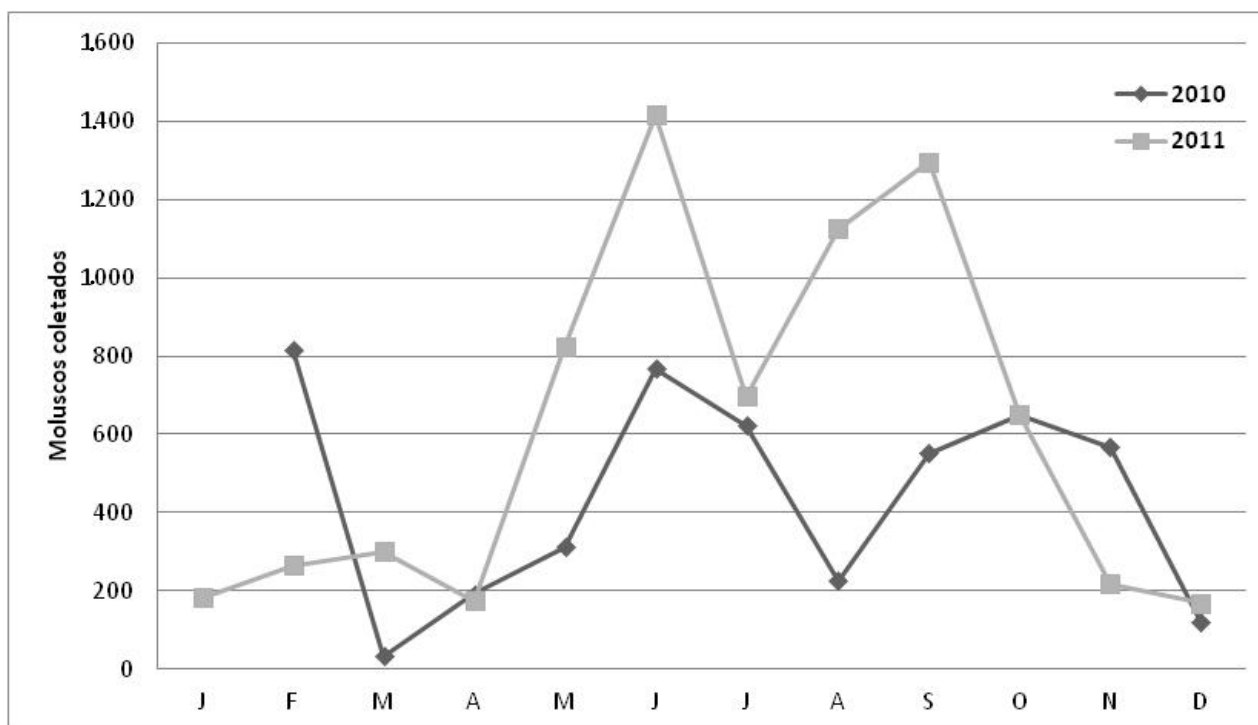


FIGURA 2 – Exemplares de *Biomphalaria straminea* coletados durante coletas malacológicas mensais realizadas no Ponto de Coleta 1 na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre fevereiro de 2010 e dezembro de 2011.

*Biomphalaria straminea* foi encontrada infectada por trematódeos em 22 coletas, sendo 1736 (14,3%) exemplares infectados por estes parasitos, 465 em 2010 e 1271 em 2011. Não foram verificadas diferenças significativas entre o número mensal de moluscos infectados por trematódeos entre ambos os anos avaliados ( $T = -1,4485$ ,  $p = 0,17$ ) (figura 3). Os percentuais de infecção variaram entre 1,39% e 38,35% (figura 4), sendo verificada a ocorrência de estacionalidade nestes percentuais em ambos os anos avaliados, 2010 ( $G = 296,8862$ ;  $p < 0,0001$ ) e 2011 ( $G = 697,8455$ ;  $p < 0,0001$ ). Além disso, não foi verificada correlação entre o número de moluscos coletados e infectados em 2010 ( $r_s = 0,3000$ ,  $p = 0,37$ ), porém em 2011, tal análise revelou diferenças significativas ( $r_s = 0,6783$ ;  $p = 0,015$ ).

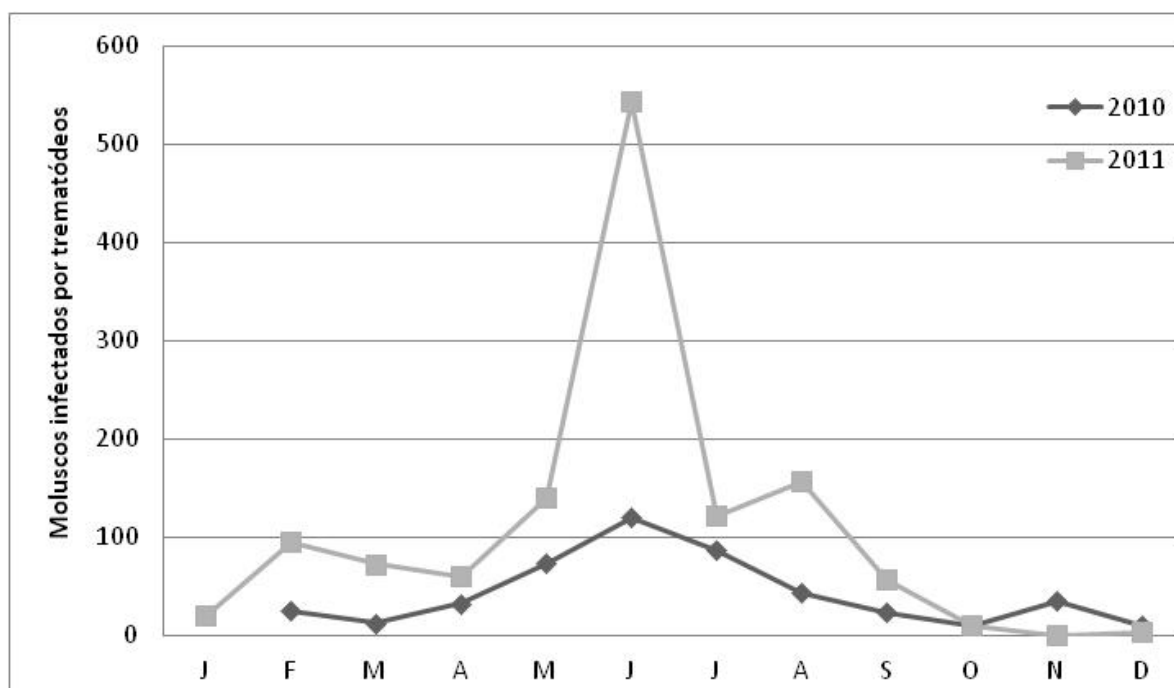


FIGURA 3 – Exemplares de *Biomphalaria straminea* encontrados infectados por trematódeos durante coletas malacológicas mensais realizadas no Ponto de Coleta 1 na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre fevereiro de 2010 e dezembro de 2011.

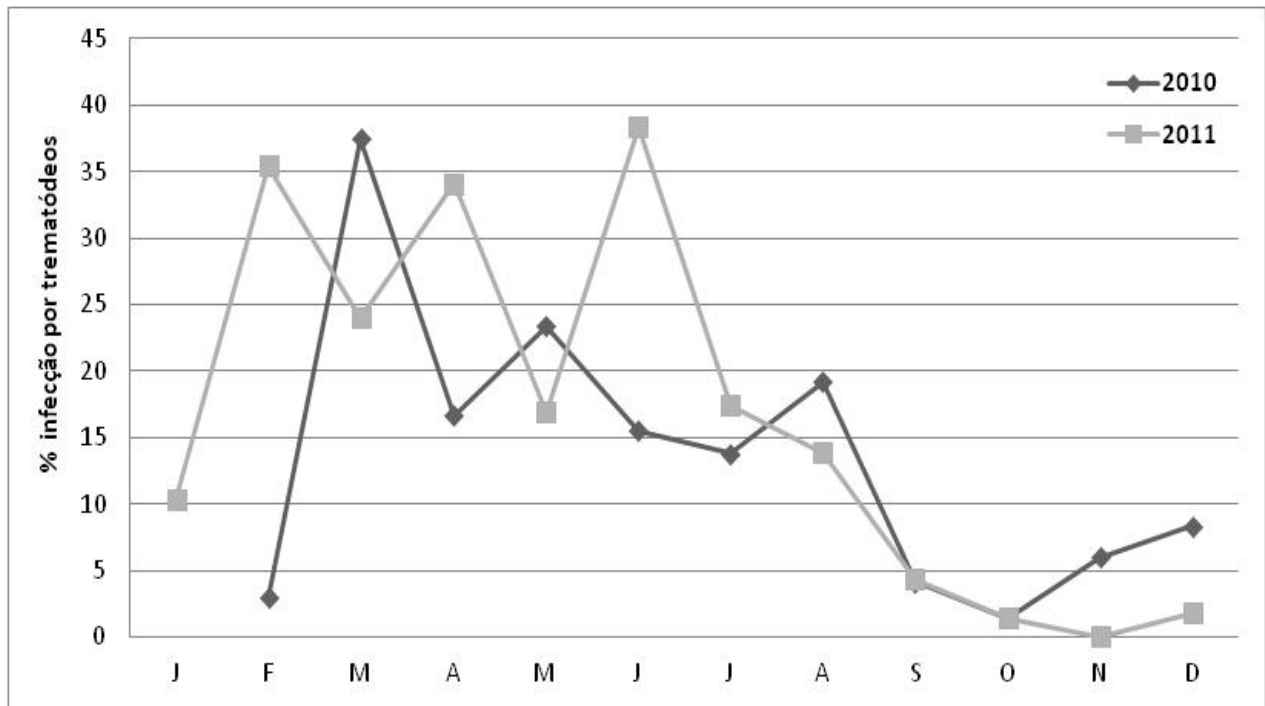


FIGURA 4 – Percentuais de infecção por larvas de trematódeos verificados em *Biomphalaria straminea* coletadas mensalmente no Ponto de Coleta 1 na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre fevereiro de 2010 e dezembro de 2011.

Dez espécies de trematódeos foram encontradas em *B. straminea* no período e ponto de coleta avaliados, sendo em média, 4,36 (2-6) e 4,58 (0-8) espécies destes parasitos encontradas por coleta, respectivamente em 2010 e 2011 (figura 5). Não foram observadas diferenças significativas entre o número mensal de espécies de trematódeos verificadas mensalmente em *B. straminea* em ambos os anos avaliados ( $T = -0,3071$ ;  $p = 0,76$ ).

A comparação entre os resultados obtidos durante as coletas realizadas nos meses das estações secas (abril a setembro) e chuvosas (outubro a março) de ambos os anos avaliados, demonstrou a ocorrência de estacionalidade na abundância mensal de *B. straminea* ( $F = 5,5843$ ;  $p = 0,0007$ ), sendo verificadas diferenças significativas entre as estações chuvosa de 2010 e seca de 2011 ( $p < 0,05$ ), e entre a estação de seca de 2011 e chuvosa de 2011 ( $p < 0,01$ ) (figura 6). Variações no número de *B. straminea* infectadas por trematódeos também foram verificadas entre estas estações em ambos os anos avaliados ( $F = 3,4340$ ;  $p = 0,037$ ), sendo maiores valores absolutos de moluscos infectados encontrados na estação seca de 2011, tanto em relação à estação chuvosa de 2010 ( $p = 0,02$ ), quanto de 2011 ( $p = 0,008$ ) (figura 7).



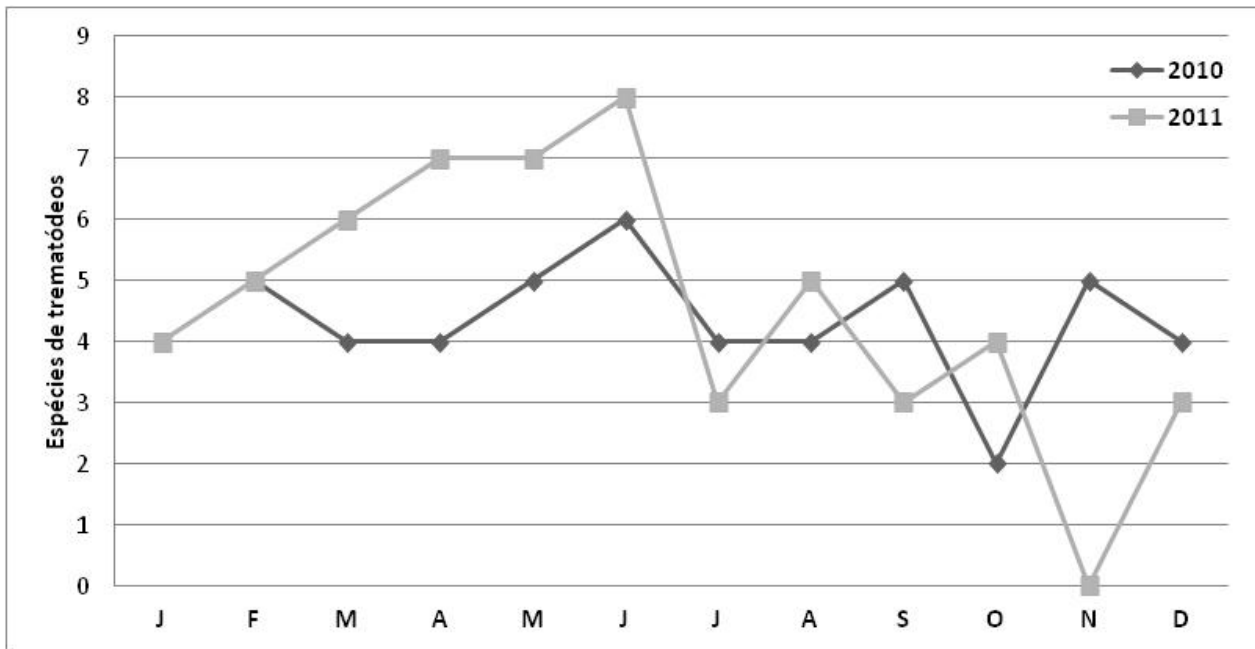


FIGURA 5 – Número de espécies de trematódeos encontradas em *Biomphalaria straminea* coletadas mensalmente no Ponto de Coleta 1 na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre fevereiro de 2010 e dezembro de 2011.

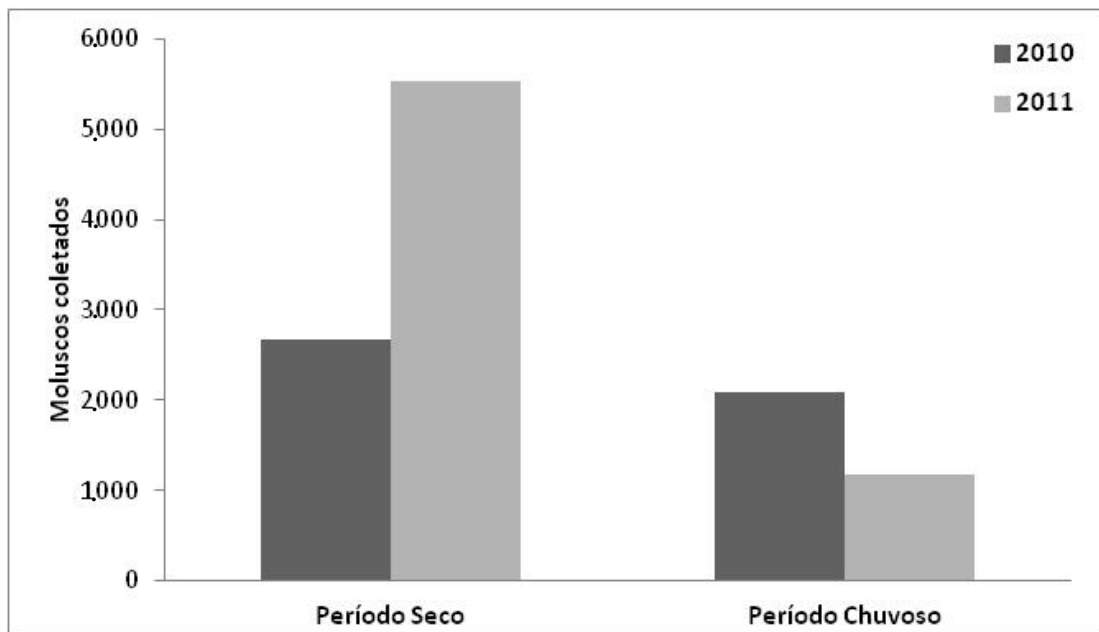


FIGURA 6 –Exemplares de *Biomphalaria straminea* coletados no período seco e chuvoso no Ponto de Coleta 1 da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, em 2010 e 2011.

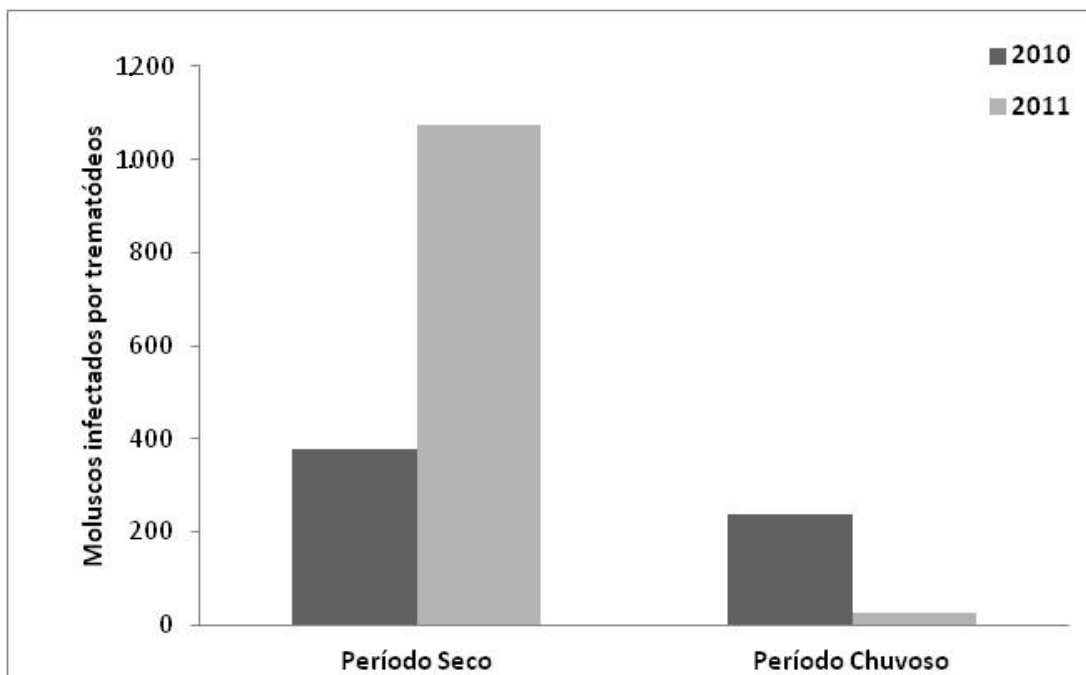


FIGURA 7 – Exemplos de *Biomphalaria straminea* infectados por trematódeos no período seco e chuvoso no Ponto de Coleta 1 da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, em 2010 e 2011.

Variação estacional foi também verificada entre os percentuais de infecção de *B. straminea* por trematódeos ( $\chi^2 = 264,732$ ;  $p < 0,0001$ ), sendo os valores obtidos nas estações secas de ambos os anos significativamente superiores ao verificado nas estações chuvosas (2010:  $\chi^2 = 7,281$ ;  $p = 0,0079$ ; 2011:  $\chi^2 = 215,751$ ;  $p < 0,0001$ ), sendo os percentuais observados na estação seca de 2011 também superior ao verificado na estação chuvosa de 2010 ( $\chi^2 = 67,739$ ;  $p < 0,0001$ ). Além disso o percentual de infecção observado na estação seca de 2010 foi significativamente inferior ao da estação seca de 2011 ( $\chi^2 = 35,384$ ;  $p < 0,0001$ ), sendo o contrário verificado para a estação chuvosa, onde os percentuais de 2010 foram superiores aos de 2011 ( $\chi^2 = 90,469$ ;  $p < 0,0001$ ) (figura 8).

Não foi verificada diferença entre o número total de espécies de trematódeos encontradas em *B. straminea* em cada uma das diferentes estações avaliadas ( $\chi^2 = 0,285$ ;  $p < 0,86$ ) (figura 9), entretanto a ocorrência de variação estacional no número de espécies destes parasitos por coleta entre as estações secas e chuvosas de 2010 e 2011 ( $F = 4,2434$ ;  $p = 0,02$ ) foi verificada, sendo o número mensal de espécies na estação chuvosa de 2011 inferior ao da estação seca de 2011 ( $p < 0,05$ ) (figura 10).

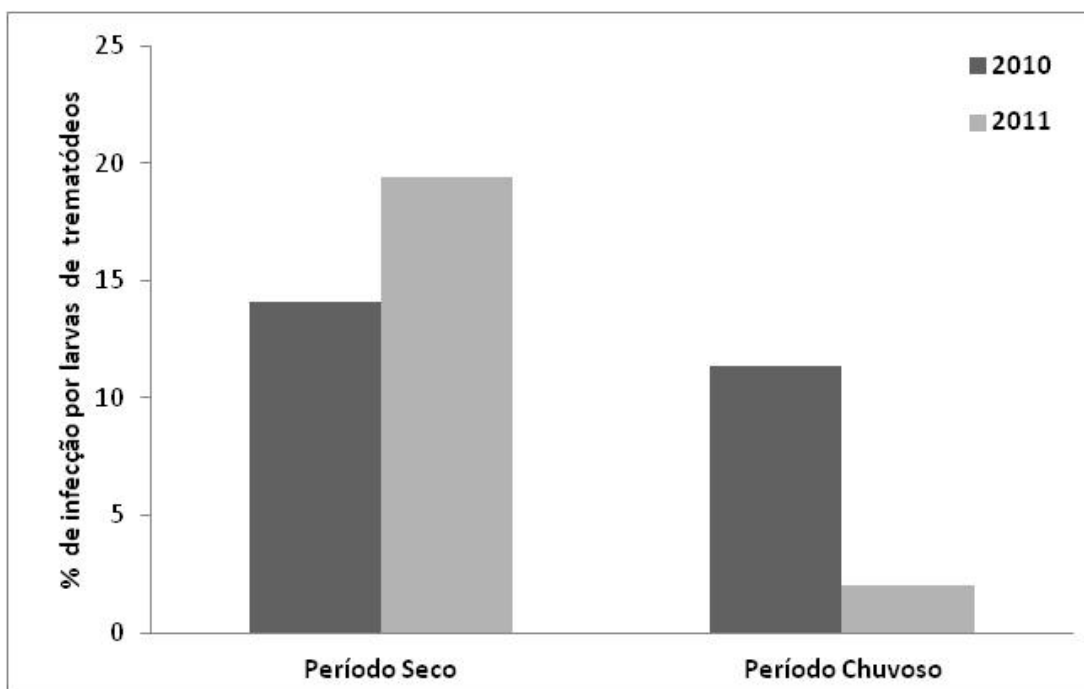


FIGURA 8 – Percentuais de infecção por larvas de trematódeos verificados em *Biomphalaria straminea* coletadas no período seco e chuvoso no Ponto de Coleta 1 da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, em 2010 e 2011.

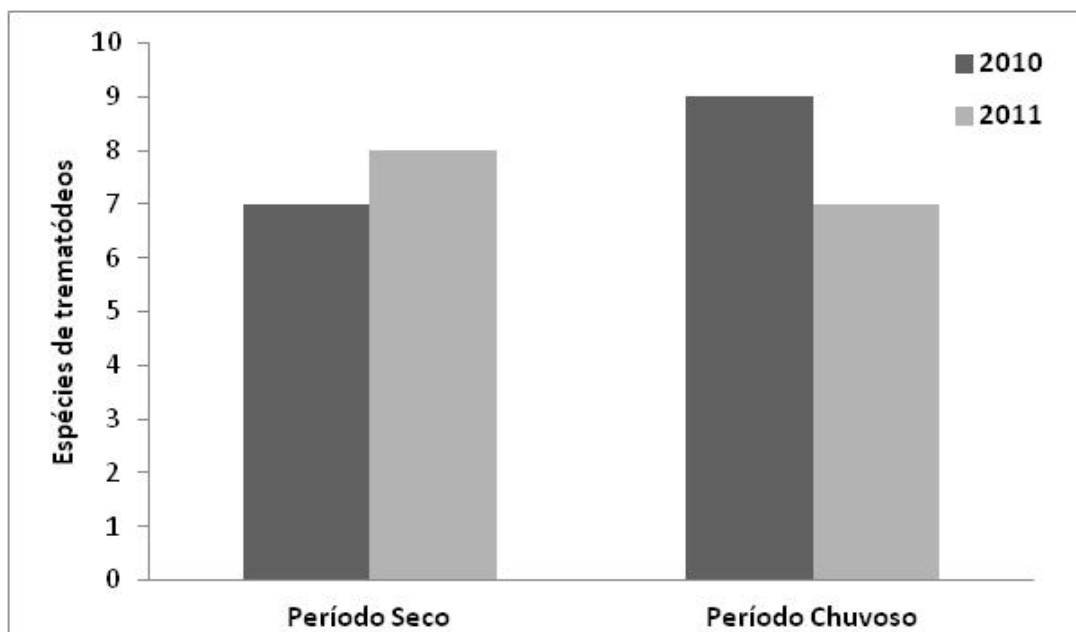


FIGURA 9 – Número de espécies de trematódeos verificadas em *Biomphalaria straminea* coletadas no período seco e chuvoso no Ponto de Coleta 1 da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, em 2010 e 2011.

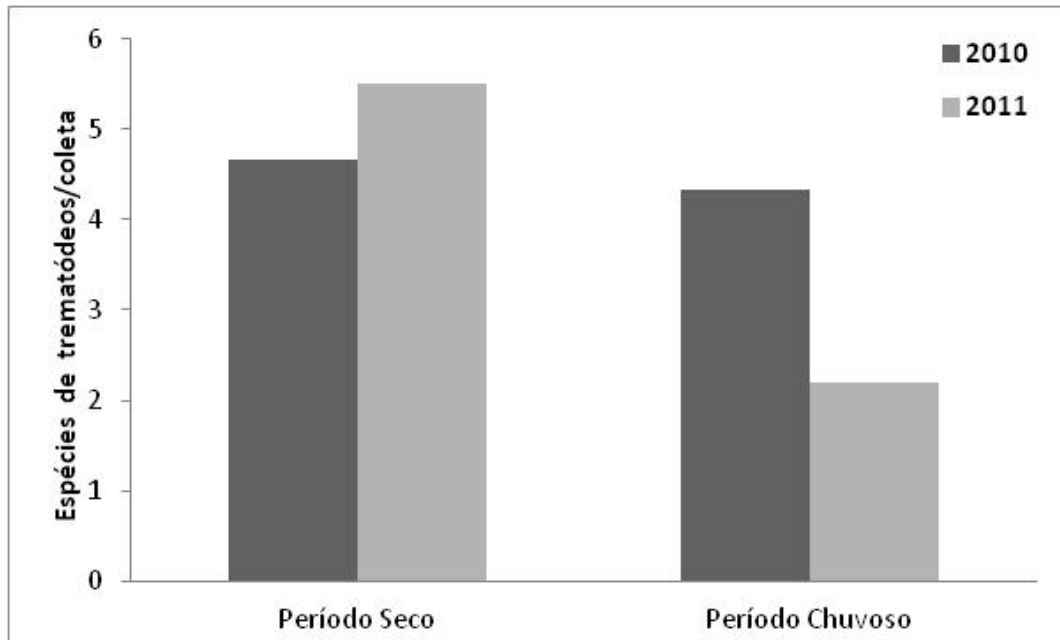


FIGURA 10 – Número médio mensal de espécies de trematódeos verificadas em *Biomphalaria straminea* coletadas no período seco e chuvoso no Ponto de Coleta 1 da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, em 2010 e 2011.

Os resultados relacionados à ocorrência de variação temporal dos percentuais de infecção para as diferentes espécies de trematódeos verificadas em *B. straminea* são apresentados nas seções referentes aos respectivos parasitos.

### **4.3 Espécies de trematódeos encontradas em moluscos**

A análise morfológica das cercárias e de outros estágios de desenvolvimento obtidos durante o presente estudo demonstraram a ocorrência de 22 espécies de trematódeos sendo transmitidas por moluscos na represa da Pampulha. Destas, 14 são larvas de cauda simples e oito larvas de cauda bifurcada, as quais podem ser agrupadas em 8 diferentes tipos cercarianos: Brevifurcada (cinco espécies), Gimnocéfala (duas espécies), Megalura (uma espécie), Pleurolofocerca (uma espécie), Xifidiocercária (duas espécies), Estrigeocercária (quatro espécies), Monostoma (uma espécie), Equinostoma (seis espécies). As espécies de trematódeos identificadas, na menor categoria taxonômica possível, são apresentadas a seguir em ordem alfabética. Os moluscos hospedeiros intermediários, o tipo cercariano, o percentual de infecção total, o número de coletas e os pontos de amostragem em que os parasitos foram encontrados, as coletas positivas e as respectivas taxas de infecção são apresentadas para cada uma das espécies de trematódeos encontradas nos moluscos. Para as espécies verificadas em mais de cinco coletas, os dados de prevalência são apresentados em figuras.

Uma caracterização morfológica das cercárias é apresentada, seguida dos resultados de ensaios experimentais, quando realizados. Comentários relacionados a outras larvas similares relatadas em moluscos por diferentes autores são apresentados. Os dados morfométricos dos estágios evolutivos obtidos são apresentados em tabelas, juntamente com as medidas da espécie e/ou de espécies relacionadas relatadas por diferentes autores. As medidas são fornecidas em micrômetros, sendo representadas pela média seguida pelo desvio padrão e amplitude entre parênteses. Além disso, imagens dos estágios de desenvolvimento obtidos, demonstrando as características morfológicas gerais, são apresentadas para cada espécie de trematódeo estudada.

#### 4.3.1 *Apharyngostrigea* sp. 1 (Strigeidae)

*Hospedeiro intermediário: B. straminea.*

*Tipo cercariano:* Estrigeocercária (com tronco caudal alargado).

*Percentual de infecção total:* 0,049% (8/16.235).

*Número e local de coletas positivas:* 5/55 (9,1%), Ponto de Coleta 1.

*Coletas positivas e percentuais de infecção:* 12/03/2009 (2,94%); 03/03/2011 (0,33%); 04/04/2011 (1,73%); 02/05/2011 (0,12%); 02/06/2011 (0,14%).

*Caracterização morfológica:* Larva com cauda bifurcada, furcas longas, tronco caudal mais largo que o corpo (figura 11a-c). Corpo coberto por pequenos espinhos. Apresenta dois agrupamentos compostos por seis glândulas de penetração localizados na região pré-acetabular e com canalículos direcionados para a extremidade da ventosa oral. Ventosa oral trapezoide, faringe muscular conspícua. Ventosa ventral equatorial, com coroa de pequenos espinhos em seu interior. Cecos intestinais alongados, septados, terminando na região pós-acetabular, não alcançando a porção posterior do corpo. Cecos apresentando em seu interior material de coloração amarelo-alaranjada. Corpo e cauda com grânulos de coloração amarronzada em seu interior. Primórdio genital com formato irregular, localizado na região posterior do corpo. As cercárias são produzidas por esporocistos alongados (figura 11d) e emergem após fotoestimulação. A análise comparativa entre as medidas das cercárias de *Apharyngostrigea* sp. 1 obtidas no presente estudo e outras larvas obtidas por diferentes autores são apresentadas na tabela 6.

*Estudos experimentais:* As cercárias foram utilizadas para a infecção experimental de *P. reticulata*. Exemplares destes peixes necropsiados aos 16 DPI apresentavam, na cavidade abdominal, parasitos livres (formas pré-císticas) (figura 11e). Metacercárias encistadas (figura 11f) apresentando formato ovalado foram recuperadas aos 25, 40 e 60 DPI. A parede cística é formada por duas camadas, sendo a interna fina, transparente e resistente, ao passo que a camada externa é opaca, de coloração esbranquiçada e relativamente frágil. Verificou-se que as metacercárias obtidas aos 25 DPI foram significativamente maiores quando comparadas às obtidas aos 40 e 60 DPI ( $p < 0,0001$ ). Não foram verificadas diferenças de tamanho dos cistos a partir de 40 DPI. Algumas metacercárias foram desencistadas mecanicamente (figura 11g, h) com auxílio de estiletos para o estudo

morfológico. Os dados morfométricos das metacercárias encistadas e desencistadas são demonstrados respectivamente nas tabelas 8 e 9. Cistos foram inoculados por via oral em camundongos e pintos jovens (*G. g. domesticus*). Parasitos imaturos foram recuperados no intestino de camundongos 24 horas após a infecção, embora não tenham sido encontrados após este período. A infecção de *G. g. domesticus* também não possibilitou a obtenção de parasitos adultos.

*Comentários:* A cercária de *Apharyngostrigea* sp. 1 apresenta morfologia e medidas semelhantes às descritas para *Apharyngostrigea simplex* (Johnston, 1904), espécie também encontrada em *B. straminea* na Argentina (Ostrowski de Núñez, 1989). *Cercaria inflaticauda*, descrita de *Biomphalaria pfeifferi* (Krauss, 1848) na República Democrática do Congo (RDC) (Fain, 1953), possui medidas semelhantes, porém difere da larva de *Apharyngostrigea* sp. 1 principalmente pela presença de ocelos não pigmentados. Estrigeocercárias semelhantes foram encontradas em *B. tenagophila* de Florianópolis, SC (Espíndola *et al.*, 1992) e Niterói, RJ (Boaventura *et al.*, 2002), bem como em *Biomphalaria peregrina* (Orbigny, 1835) do Rio Paraná (Dias *et al.*, 2002).

#### **4.3.2 *Apharyngostrigea* sp. 2 (Strigeidae)**

*Hospedeiro intermediário:* *B. straminea*.

*Tipo cercariano:* Estrigeocercária (com tronco caudal alargado).

*Percentual de infecção total:* 0,055% (9/16.235).

*Número e local de coletas positivas:* 3/55 (5,5%), Ponto de Coleta 1.

*Coletas positivas e percentuais de infecção:* 03/03/2011 (0,3%); 02/05/2011 (0,61%); 02/06/2011 (0,21%).

*Caracterização morfológica:* Larva com cauda bifurcada, furcas longas e largas, tronco caudal globoso e transparente (figura 12a-c). Corpo com quatro pares de glândulas de penetração dispostas em duas fileiras localizadas em posição antero-lateral em relação à ventosa ventral. Ductos das glândulas de penetração direcionados para a região anterior e dilatados na ventosa oral. Ventosa ventral esférica localizada na região equatorial. Cecos intestinais alongados, septados, terminando um pouco após o acetábulo. Primórdio genital

com formato irregular, localizado na região posterior do corpo. O tronco caudal assume formatos distintos dependendo do estado de contração da larva. São produzidas por esporocistos alongados (figura 12d, e) com poro de nascimento na região anterior. As cercárias emergem após fotoestimulação. As medidas das cercárias de *Apharyngostrigea* sp. 2 e dados de outras larvas semelhantes relatadas por diferentes autores são apresentadas na tabela 7.

*Estudos experimentais:* As cercárias foram utilizadas em ensaios experimentais semelhantes aos realizados para *Apharyngostrigea* sp. 1. Foi verificada a formação de metacercárias (figura 12f) na cavidade abdominal de *P. reticulata*. Os cistos possuem morfologia geral similar às obtidas para a espécie anterior, apesar de possuírem coloração mais escura. Quanto às medidas, não foram verificadas diferenças significativas entre os cistos de *Apharyngostrigea* sp. 1 e *Apharyngostrigea* sp. 2 obtidos aos 25 DPI, embora as metacercárias desta última espécie, recuperadas aos 40 DPI e 60 DPI, demonstraram-se maiores que as metacercárias de *Apharyngostrigea* sp. 1 ( $p < 0,0001$ ) (tabela 8). Verificou-se ainda uma tendência à redução do tamanho total do cisto entre 25 DPI e 40 DPI ( $p < 0,01$ ), contudo não foram verificadas diferenças significativas no tamanho do cisto interno nos diferentes períodos avaliados. De modo semelhante à espécie anterior, parasitos imaturos foram obtidos em camundongos 24 horas após infecção, contudo adultos não foram recuperados após este período. Aves também não se demonstraram suscetíveis a infecção experimental. As características gerais das metacercárias de *Apharyngostrigea* sp. 2 desencistadas (figura 12g, h) são similares às observadas em *Apharyngostrigea* sp. 1, embora também sejam maiores do que estas (tabela 9).

*Comentários:* A cercária identificada como *Apharyngostrigea* sp. 2 assemelha-se às larvas encontradas em *B. tenagophila* no estado do Rio de Janeiro por Lutz (1931), a qual foi identificada, a partir de infecções experimentais, como *Hysteromorpha triloba* (Rudolphi, 1819). Entretanto, Olivier (1940), ao elucidar o ciclo biológico de *Apharyngostrigea pipientis* (Faust, 1918) nos EUA, considerou as larvas emergidas de *Planorbula armigera* (Say, 1821) na América do Norte semelhantes às cercárias obtidas por Lutz (1931). As características das cercárias de *Apharyngostrigea* sp. 2, em especial o número e a disposição das glândulas de penetração e formato da cauda, e das metacercárias obtidas experimentalmente, estão em acordo com as descritas para *A. pipientis* (Hughes, 1928;



Olivier, 1940). Entretanto, tendo em vista que parasitos adultos não foram obtidos no presente estudo, não pode ser descartada a possibilidade de se tratar de uma outra espécie. Larvas semelhantes identificadas como *Apharyngostrigea* sp. foram encontradas em *B. glabrata* em Guadalupe (Nassi, 1987). Na América do Sul, larvas descritas como *Cercaria hinchicauda* e *Cercaria husicauda* foram encontradas em *Biomphalaria kuhniana* (Clessin, 1883) na Venezuela (Nasir & Díaz, 1973), *Furcocercaria* sp. III em *Biomphalaria occidentalis* Paraense, 1981 na Argentina (Ostrowski de Núñez *et al.*, 1991), e no Brasil, Estrigeocercária B4 foi relatada em *B. tenagophila* do estado de Minas Gerais (Silva, 1992). A associação destas cercárias com os respectivos adultos não foi ainda realizada.

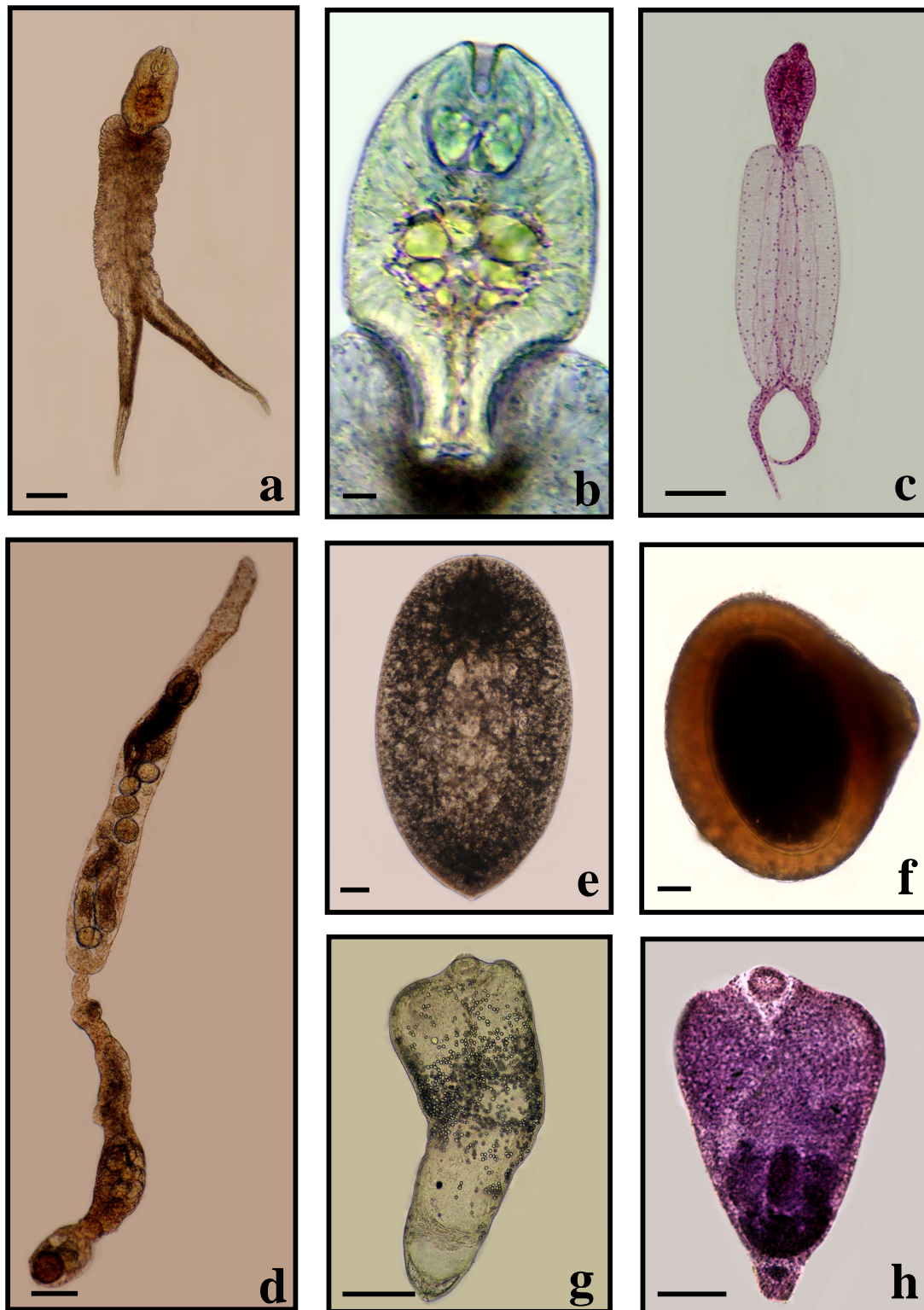


FIGURA 11 – *Apharyngostrigea* sp. 1: (a) Cercária emergida de *Biomphalaria straminea* coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Detalhe do corpo cercariano corado pelo sulfato azul do Nilo (c) Larva corada pelo carmim. (d) Esporocisto obtido em molusco infectado. (e) Forma pré-cística. (f) Metacercária encistada obtida em *Poecilia reticulata*. (g, h) Metacercária desencistada. Escalas: a, c-h = 100  $\mu$ m; b = 10  $\mu$ m.

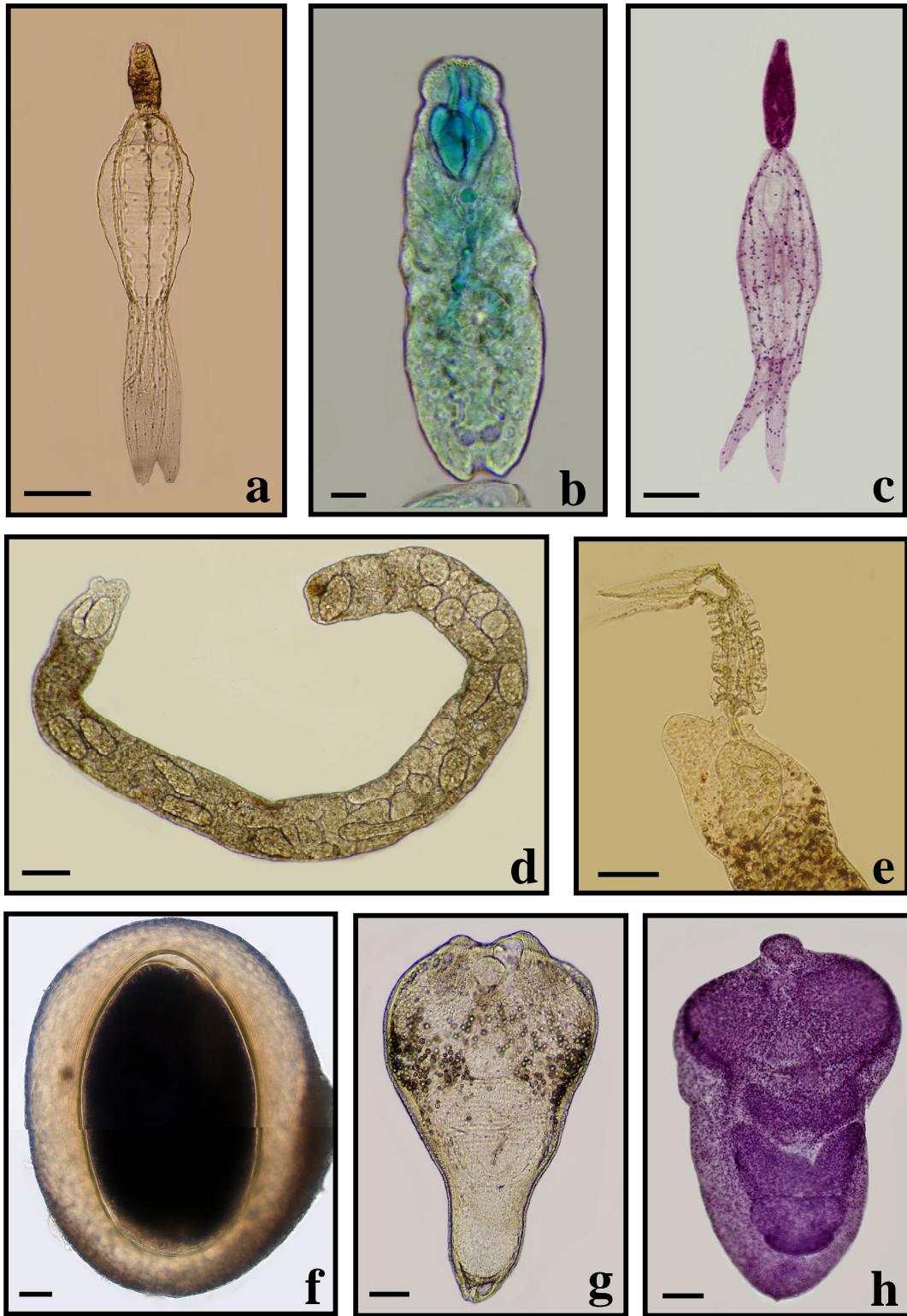


FIGURA 12 – *Apharyngostrigea* sp. 2: (a) Cercária emergida de *Biomphalaria straminea* coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Detalhe do corpo corado pelo sulfato azul do Nilo. (c) Larva corada pelo carmim. (d, e) Esporocisto obtido em molusco infectado. (f) Metacercária encistada obtida em *Poecilia reticulata*. (g, h) Metacercária desencistada. Escalas: a, c-h = 100  $\mu$ m; b = 10  $\mu$ m.

TABELA 6 – Dados morfométricos de cercárias e esporocistos de *Apharyngostrigea* sp. 1 encontrados em *Biomphalaria straminea* coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. Medidas de espécies semelhantes obtidas por outros autores são apresentadas para comparação.

Espécie		<i>Apharyngostrigea</i> sp. 1	<i>A. simplex</i>	<i>Cercaria inflaticauda</i>	Estrigeocercária	<i>Apharyngostrigea</i> sp.
Referência		Presente estudo	Ostrowski de Núñez, 1989	Fain, 1953	Boaventura <i>et al.</i> , 2002	Dias <i>et al.</i> , 2002
Hospedeiro		<i>Biomphalaria straminea</i>	<i>B. straminea</i>	<i>B. pfeifferi</i>	<i>B. tenagophila</i>	<i>B. peregrina</i>
Localidade		Brasil	Argentina	RDC	Brasil	Brasil
<i>Cercária</i>						
Corpo	C	203 ± 16 (177-232)	192 ± 16 (159-218)	200	217 (188-229)	218
	L	81 ± 10 (55-96)	68 ± 9 (50-84)	75	78 (70-88)	33
Ventosa oral	C	47 ± 3 (42-52)	40 ± 4 (33-46)	41	43 (35-50)	-
	L	29 ± 3 (23-33)	33 ± 3 (25-37)	38	28 (23-41)	-
Ventosa ventral	C	19 ± 2 (17-25)	21 ± 3 (14-23)	20	18 (17-32)	-
	L	18 ± 2 (15-23)	20 ± 3 (14-23)	-	28 (15-36)	-
Tronco caudal	C	406 ± 26 (355-444)	304 ± 42 (235-428)	270	505 (476-541)	589
	L	158 ± 19 (116-191)	95 ± 11 (67-109)	110	124 (70-141)	42
Furca	C	184 ± 38 (116-253)	156 ± 18 (134-201)	134	176 (158-203)	333
	L	34 ± 7 (23-58)	-	-	-	16
<i>Esporocisto</i>	C	2.326 ± 595 (1.204-3.696)	-	3.500	-	-
	L	133 ± 12 (109-157)	-	180	-	-

TABELA 7 – Dados morfométricos de cercárias e esporocistos de *Apharyngostrigea* sp. 2 encontrados em *Biomphalaria straminea* da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. Medidas de espécies semelhantes obtidas por outros autores são apresentadas para comparação.

Espécie	<i>Apharyngostrigea</i> sp. 2	<i>A. pipientis</i>	<i>C. hinchicauda</i>	<i>C. husicauda</i>	<i>Apharyngostrigea</i> sp.	<i>Furcocercaria</i> sp. III	Estrigeocercária B4	
Referência	Presente estudo	Olivier, 1940	Nasir & Díaz, 1973	Nasir & Díaz, 1973	Nassi, 1987	Ostrowski de Núñez <i>et al.</i> , 1991	Silva, 1992	
Hospedeiro	<i>Biomphalaria straminea</i>	<i>Planorbula armigera</i>	<i>B. kuhniiana</i>	<i>B. kuhniiana</i>	<i>B. glabrata</i>	<i>B. occidentalis</i>	<i>B. tenagophila</i>	
Localidade	Brasil	EUA	Venezuela	Venezuela	Guadalupe	Argentina	Brasil	
<i>Cercária</i>								
Corpo	C	173 ± 11 (157-204)	134 (93-174)	102-135	100-129	120-300	193 ± 10 (180-200)	123 ± 9 (120-146)
	L	52 ± 7 (33-63)	57 (50-81)	57-90	58-69	50-100	93 ± 5 (90-100)	68 ± 11 (53-86)
Ventosa oral	C	44 ± 4 (37-52)	44 (36-59)	39-45	30-45	42-70	-	22 ± 3 (20-27)
	L	23 ± 3 (18-27)	31 (27-45)	30-42	36-39	-	-	26 ± 3 (20-33)
Ventosa ventral	C	21 ± 2 (18-25)	23 (18-27)	20-27	18-27	22-30	25 ± 6 (20-30)	26 ± 2 (20-27)
	L	20 ± 2 (17-25)	-	-	-	-	-	26 ± 2 (20-27)
Tronco caudal	C	333 ± 30 (239-389)	298 (174-391)	390-450	309-321	320-340	322 ± 37 (260-360)	198 ± 16 (186-239)
	L	135 ± 20 (102-177)	130 (80-180)	195-273	110-135	130-140	132 ± 12 (120-150)	106 ± 12 (93-120)
Furca	C	212 ± 20 (116-253)	184 (118-229)	150-225	140-180	310-350	217 ± 29 (180-250)	116 ± 6 (93-133)
	L	42 ± 10 (23-58)	-	-	-	75-85	-	-
<i>Esporocisto</i>	C	2.149 ± 525 (1.375-2.923)	-	-	-	-	-	-
	L	135 ± 29 (102-184)	-	-	-	-	-	-

TABELA 8 – Dados morfométricos de metacercárias de *Apharyngostrigea* spp. obtidas em *Poecilia reticulata* submetidos a infecção experimental por cercárias emergidas de *Biomphalaria straminea* coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e medidas de espécies semelhantes apresentadas por outros autores. Teste t de Student: <sup>a</sup> Pares de letras iguais indicam p < 0,01 entre diferentes períodos para uma mesma espécie. <sup>A</sup> Pares de letras iguais indicam p < 0,001 entre parâmetros de diferentes espécies.

Espécie	<i>Apharyngostrigea</i> sp. 1	<i>Apharyngostrigea</i> sp. 2	<i>A. simplex</i>	<i>A. pipientis</i>	
Referência	Presente estudo	Presente estudo	Ostrowski de Núñez, 1989	Hughes, 1928	
Hospedeiro	<i>Poecilia reticulata</i>	<i>P. reticulata</i>	<i>Cnesterodon decemmaculatus</i>	<i>Rana pipiens</i>	
Localidade	Brasil	Brasil	Argentina	EUA	
25 DPI	Cisto total	C 925 ± 201 (614-1.203) <sup>ab</sup>	939 ± 58 (828-1.093) <sup>i</sup>	786 ± 95 (689-991)	818 (720-885)
		L 737 ± 205 (444-946) <sup>cd</sup>	725 ± 52 (645-865) <sup>lc</sup>	557 ± 82 (411-731)	666 (600-705)
	Cisto interno	C 664 ± 149 (478-963) <sup>ef</sup>	681 ± 51 (576-770)	576 ± 35 (520-630)	566 (510-600)
		L 441 ± 105 (259-636) <sup>gh</sup>	408 ± 26 (371-486)	323 ± 50 (252-437)	327 (285-360)
40 DPI	Cisto total	C 686 ± 33 (653-756) <sup>a A</sup>	842 ± 30 (791-877) <sup>ij A</sup>	-	-
		L 513 ± 34 (464-567) <sup>c B</sup>	645 ± 45 (550-722) <sup>lm B</sup>	-	-
	Cisto interno	C 540 ± 45 (464-653) <sup>e C</sup>	658 ± 23 (619-688) <sup>C</sup>	-	-
		L 300 ± 23 (258-327) <sup>g D</sup>	387 ± 30 (361-447) <sup>D</sup>	-	-
60 DPI	Cisto total	C 709 ± 50 (636-791) <sup>b E</sup>	911 ± 70 (791-1066) <sup>j F</sup>	-	-
		L 550 ± 76 (430-688) <sup>f G</sup>	749 ± 85 (653-946) <sup>m G</sup>	-	-
	Cisto interno	C 562 ± 60 (413-636) <sup>h H</sup>	696 ± 42 (602-756) <sup>H</sup>	-	-
		L 319 ± 25 (275-361) <sup>b I</sup>	411 ± 34 (378-481) <sup>I</sup>	-	-

TABELA 9 – Dados morfométricos de metacercárias *Apharyngostrigea* spp. obtidas experimentalmente em *Poecilia reticulata* e desencistadas mecanicamente. Medidas de espécies semelhantes obtidas por outros autores são apresentadas para comparação.

Espécie		<i>Apharyngostrigea</i> sp. 1	<i>Apharyngostrigea</i> sp. 2	<i>A. simplex</i>	<i>A. pipientis</i>
Referência		Presente estudo	Presente estudo	Ostrowski de Núñez, 1989	Hughes, 1928
Hospedeiro		<i>Poecilia reticulata</i>	<i>P. reticulata</i>	<i>Cnesterodon decemmaculatus</i>	<i>Rana pipiens</i>
Localidade		Brasil	Brasil	Argentina	EUA
Corpo	C	504 ± 47 (416-580)	760 ± 182 (567-1.117)	480 ± 140 (302-874)	617 (525-720)
	L	326 ± 47 (273-409)	462 ± 64 (361-602)	347 ± 61 (311-462)	382 (360-420)
Ventosa oral	C	56 ± 6 (48-68)	60 ± 9 (51-77)	46 ± 7 (38-59)	54 (51-60)
	L	59 ± 7 (43-67)	69 ± 10 (60-92)	46 ± 6 (40-52)	-
Ventosa ventral	C	83 ± 6 (77-94)	97 ± 10 (86-111)	56 ± 10 (38-78)	70 (63-75)
	L	87 ± 8 (77-103)	100 ± 11 (86-120)	65 ± 15 (34-99)	-
Órgão tribocítico	C	205 ± 17 (184-239)	350 ± 56 (273-423)	123 ± 35 (84-210)	184 (153-225)
	L	212 ± 29 (163-253)	279 ± 15 (252-307)	141 ± 17 (126-189)	111 (93-135)

### 4.3.3 *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) (Diplostomidae)

*Hospedeiros intermediários: B. glabrata e B. straminea.*

*Tipo cercariano: Estrigeocercária.*

*Percentual de infecção total: 0,44% (71/16.235) para B. straminea; 0,99% (6/606) para B. glabrata.*

*Número e local de coletas positivas: 27/55 (49%); Pontos de Coleta 1 e 2.*

*Coletas positivas e percentuais de infecção: as taxas de infecção variaram entre 0,27% e 2,31%. As datas das coletas e as respectivas prevalências de infecção verificadas em B. straminea são apresentadas na figura 13. Quanto a B. glabrata, 1,55% (6/386) dos exemplares coletados em 22/09/2011 foram encontrados infectados pelo parasito. Diferenças significativas entre os percentuais mensais de infecção de B. straminea por A. compactum foram verificadas no Ponto de Coleta 1 em 2011 ( $G = 35,8101$ ;  $p = 0,0007$ ). Entretanto não foram verificadas diferenças nos percentuais de infecção entre as estações secas e chuvosas de ambos os anos avaliados (2010:  $\chi^2 = 2,947$ ;  $p = 0,13$ ; 2011:  $\chi^2 = 2,683$ ;  $p = 0,16$ ).*

*Caracterização morfológica: Larva (figura 14a-c) com cauda bifurcada, furcas longas, tronco caudal com cinco pares de corpos caudais. Corpo com dois pares de glândulas de penetração pré-acetabulares com canalículos direcionados para a região anterior. Órgão anterior ovalado apresentando fileiras de pequenos espinhos em sua porção anterior. Ventosa ventral esférica, ligeiramente pós-equatorial, apresentando uma coroa de 29-30 pequenos espinhos. Faringe muscular, esôfago longo bifurcando-se acima das glândulas de penetração. Cecos intestinais septados, sinuosos, dilatados na porção posterior, contornando lateralmente a ventosa ventral e terminando um pouco depois desta. Primórdio genital com formato triangular localizado na porção posterior do corpo. Vesícula excretora pequena, triangular. Poros excretores localizados no meio das furcas. As larvas são produzidas por esporocistos alongados apresentando massas germinativas e cercárias em diferentes estágios de desenvolvimento (figura 14d). As cercárias emergem após fotoestimulação. As medidas das cercárias e esporocistos de A. compactum obtidas no presente estudo e dados de larvas de Austrodiplostomum spp. descritas em moluscos na América do Sul são apresentadas para comparação na tabela 10.*



*Estudos experimentais:* Um grupo de 20 exemplares de *P. reticulata* e 5 de *C. carpio* mantidos em laboratório foram submetidos à infecção por cercárias emergidas de moluscos naturalmente infectados. Os peixes foram examinados em diferentes intervalos de tempos após a infecção, sendo verificada a presença de metacercárias no globo ocular. *Poecilia reticulata* manteve o parasito durante a fase inicial da infecção, porém estes foram eliminados em cerca de 30 DPI. Quatro exemplares de *C. carpio* foram mortos por comoção cerebral aos 65 DPI e metacercárias foram encontradas no globo ocular de todos os espécimes, sendo verificada intensidade média de infecção de 11 (8-13) metacercárias/peixe. Um exemplar de *C. carpio* manteve a infecção por até 120 DPI, quando o animal foi morto para recuperação de parasitos. Metacercárias foram inoculadas por via oral a camundongos e *G. g. domesticus* jovens, porém parasitos não foram recuperados aos 2 DPI. As metacercárias (figura 14e, f) possuem corpo com formato ovalado. Ventosa oral subterminal. Um par de pseudoventosas localizadas lateralmente na região anterior. Órgão tribocítico ovalado localizado na metade posterior e na região mediana do corpo. Ventosa ventral ausente. Primórdio das glândulas vitelínicas ocupando a região anterior ao órgão tribocítico. Cecos intestinais alcançando a extremidade posterior. Primórdio genital composto por duas massas arredondadas, dispostas em tandem na região posterior do corpo. As medidas das metacercárias obtidas experimentalmente no presente estudo e as apresentadas por diferentes autores são demonstradas na tabela 11.

*Comentários:* A morfologia das larvas caracterizadas no presente estudo estão de acordo com as apresentadas por Ostrowski de Núñez (1982), que elucidou o ciclo biológico de *A. compactum* a partir de cercárias emergidas de *Biomphalaria prona* (Martens, 1873) na Venezuela. As cercárias de *A. compactum*, embora semelhantes às larvas de *Austrodiplostomum mordax* Szidat & Nani, 1951, espécie transmitida por *Biomphalaria peregrina* (Orbigny, 1835) na Argentina (Ostrowski de Núñez, 1968b, 1977), possuem estruturas com medidas menores. Além disso, as metacercárias de *A. mordax* são encontradas no cérebro de peixes (Szidat & Nani, 1951, 1952; Ostrowski de Núñez, 1977), ao passo que as de *A. compactum* localizam-se no globo ocular destes hospedeiros (Ostrowski de Núñez, 1982). As cercárias de *A. compactum* assemelham-se à *Cercaria amplicocata*, descrita de *B. tenagophila* do estado de São Paulo (Ruiz, 1953), diferindo desta pelo menor número de corpos caudais. *Biomphalaria straminea* e *B. glabrata* são dois novos hospedeiros intermediários conhecidos para *A. compactum*.

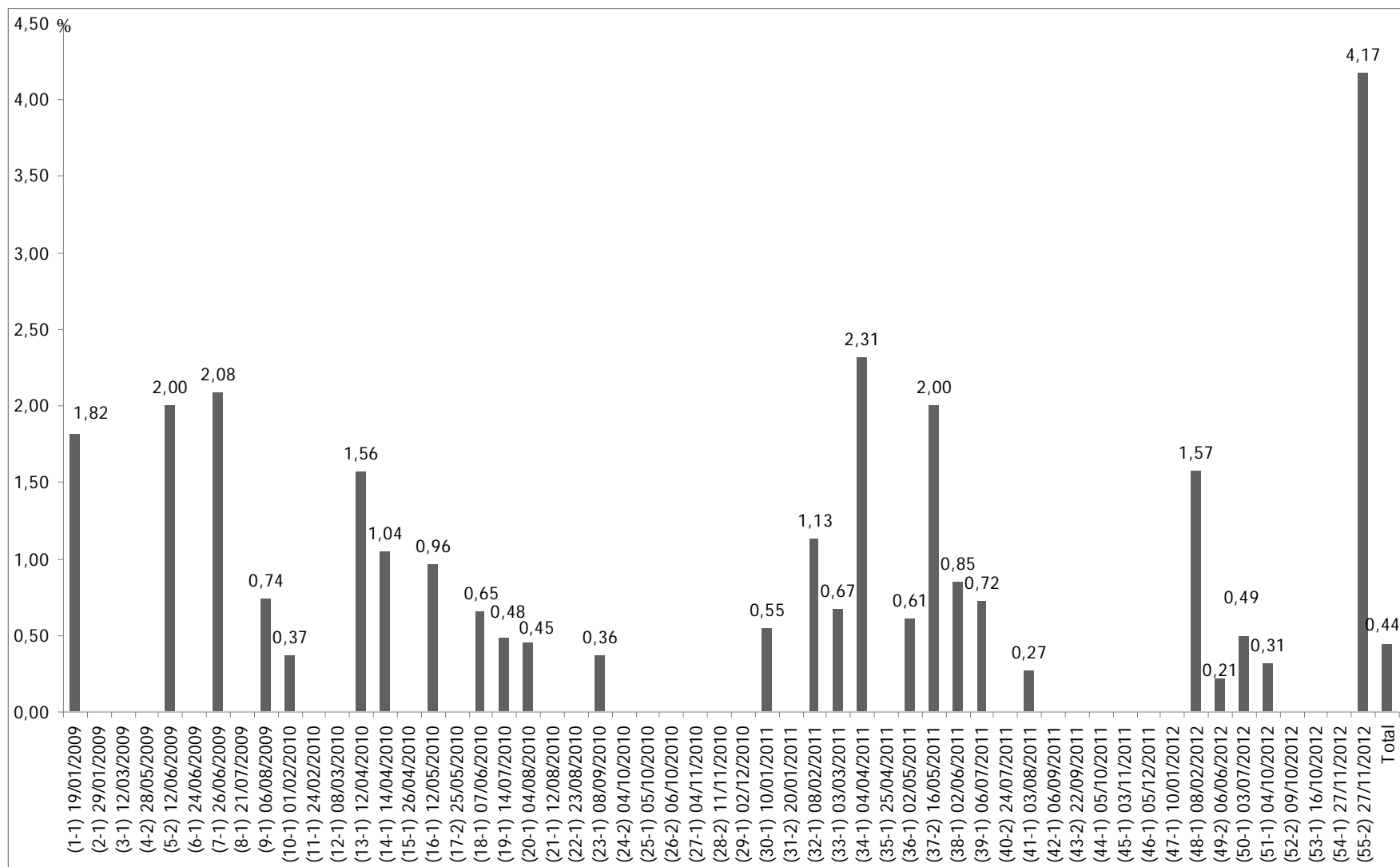


FIGURA 13 – Percentuais de infecção por *Austrodiplostomum compactum* verificados em *Biomphalaria straminea* durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012.

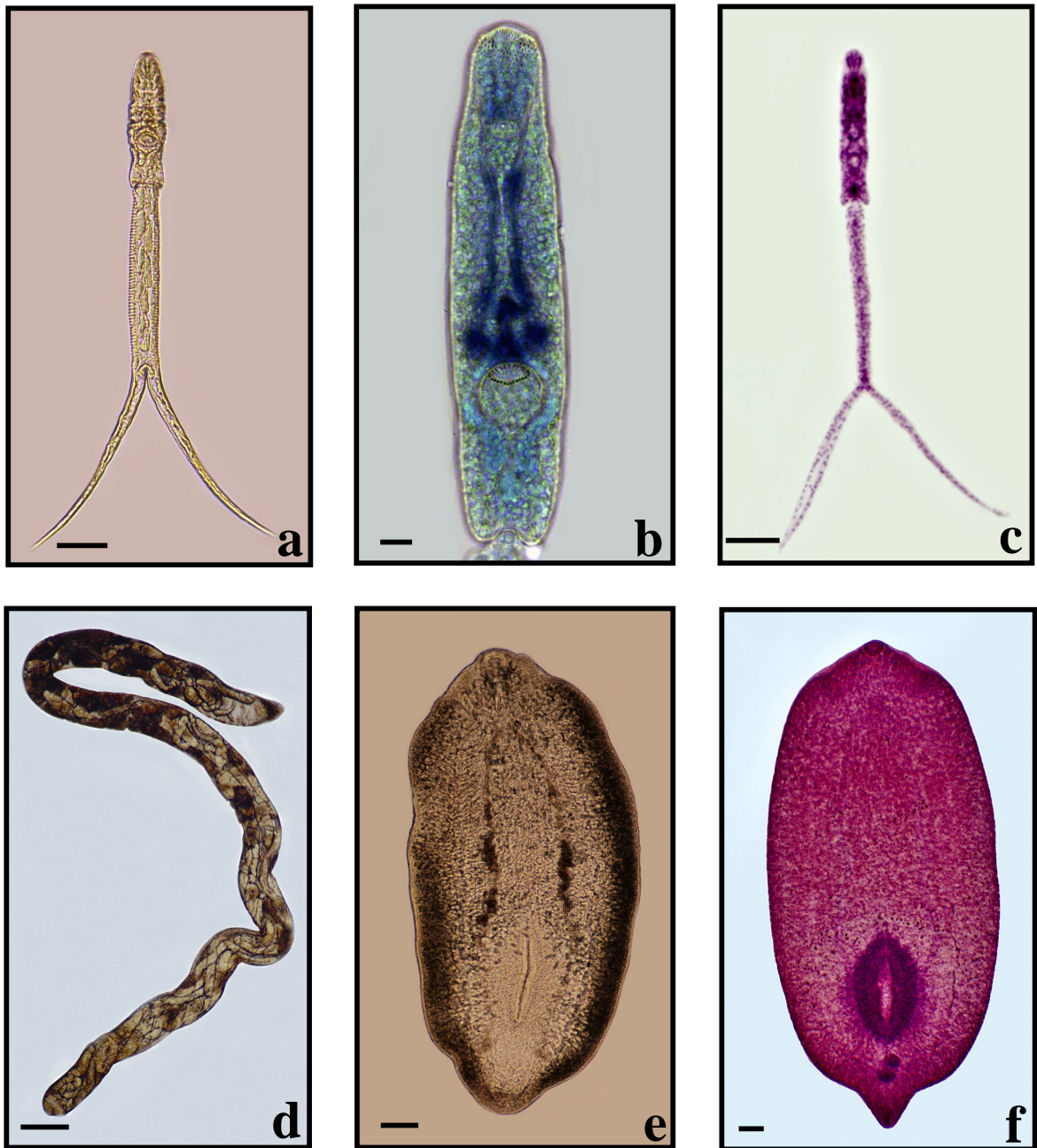


FIGURA 14 – *Austrodiplostomum compactum*: (a) Cercária emergida de *Biomphalaria straminea* coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Detalhe do corpo cercariano corado pelo sulfato azul do Nilo. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Esporocisto obtido em molusco infectado. (e-f) Metacercárias obtidas experimentalmente no globo ocular de *Cyprinus carpio*. Escalas: a, c = 50  $\mu$ m; b = 10  $\mu$ m; d-f = 100  $\mu$ m.

TABELA 10 – Dados morfométricos de cercárias e esporocistos de *Austrodiplostomum compactum* encontrados em *Biomphalaria straminea* e *B. glabrata* coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. Medidas de larvas semelhantes relatadas em moluscos na América do Sul são apresentadas para comparação.

Espécie	<i>Austrodiplostomum compactum</i>		<i>A. mordax</i>	<i>Cercaria amplicocata</i>	
Referência	Presente estudo	Ostrowski de Núñez, 1982	Ostrowski de Núñez, 1977	Ruiz, 1953	
Hospedeiros	<i>Biomphalaria glabrata</i> <i>B. straminea</i>	<i>B. prona</i>	<i>B. peregrina</i>	<i>B.tenagophila</i>	
Localidade	Brasil	Venezuela	Argentina	Brasil	
<i>Cercária</i>					
Corpo	C	169 ± 11 (150-191)	171 ± 10 (149-190)	205 ± 9 (169-234)	172
	L	34 ± 1 (32-37)	35 ± 4 (33-41)	52 ± 2 (46-58)	43
Tronco caudal	C	188 ± 10 (171-205)	188 ± 6 (174-199)	246 ± 15 (203-299)	216
	L	29 ± 2 (25-32)	33	35 ± 2 (29-39)	30
Furca	C	191 ± 9 (170-205)	187 ± 12 (166-207)	246 ± 11 (203-273)	328
	L	14 ± 2 (10-18)	-	24 ± 3 (17-26)	-
Ventosa ventral	C	21 ± 1 (19-22)	24 ± 3 (21-31)	27 ± 2 (23-30)	28
	L	22 ± 2 (19-26)	25 ± 4 (21-31)	29 ± 2 (23-34)	-
<i>Esporocisto</i>	C	2.606 ± 533 (2.142-3.570)	-	1.405-3.410	-
	L	106 ± 12 (82-123)	-	62-155	-

TABELA 11 – Dados morfométricos de metacercárias de *Austrodiplostomum compactum* obtidas em *Cyprinius carpio* experimentalmente infectados por larvas emergidas de *Biomphalaria straminea* coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e medidas relatadas por diferentes autores.

Referência	Presente estudo	Ostrowski de Núñez, 1982	Kohn <i>et al.</i> , 1995	Santos <i>et al.</i> , 2002		
Hospedeiro	<i>Cyprinius carpio</i>	<i>Geophagus</i> sp.	<i>P. squamosissimus</i>	<i>P. squamosissimus</i>	<i>Cichla ocellaris</i>	
Localidade	Brasil	Venezuela	Brasil	Brasil	Brasil	
Corpo	C	1.469 ± 283 (1.116-2.232)	1.396 ± 147 (1.045-1.690)	2.170 (1.470-2.740)	1.434 ± 220 (880-1.840)	1462 ± 385 (960-2.480)
	L	722 ± 156 (481-1.288)	607 ± 70 (437-684)	970 (600-1.180)	611 ± 93 (400-792)	711 ± 111 (560-960)
Ventosa oral	C	58 ± 9 (47-95)	75 ± 6 (59-84)	77 (41- 97)	65 ± 12 (44-90)	68 ± 15 (40-98)
	L	68 ± 10 (53-107)	67 ± 7 (50-83)	79 (56-116)	52 ± 9 (40-64)	56 ± 16 (30-98)
Faringe	C	71 ± 11 (50-108)	63 ± 9 (42-76)	83 (64-94)	62 ± 7 (50-64)	68 ± 13 (44-98)
	L	50 ± 8 (35-75)	46 ± 5 (42-59)	60 (45-79)	49 ± 8 (40-60)	52 ± 10 (38-78)
Órgão tribocítico	C	337 ± 50 (246-444)	308 ± 43 (232-374)	507 (326-650)	285 ± 82 (200-600)	308 ± 69 (200-496)
	L	229 ± 41 (164-321)	151 ± 20 (126-210)	370 (251-500)	182 ± 29 (160-232)	180 ± 44 (120-320)

TABELA 11 – Continuação...

Referência		Novaes <i>et al.</i> , 2006	Yamada <i>et al.</i> , 2008	Zica <i>et al.</i> , 2010	Paes <i>et al.</i> , 2010	Carvalho <i>et al.</i> , 2012
Hospedeiro		<i>G. brasiliensis</i>	<i>Hypostomus regani</i>	<i>G. proximus</i>	<i>P. squamosissimus</i>	<i>G. brasiliensis</i>
Localidade		Brasil	Brasil	Brasil	Brasil	Brasil
Corpo	C	1.800 (1.584-1.947)	1.037 (680-1.190)	1.708 ± 36 (1.342-2.007)	1.911 (1.301-2.386)	1.772 (1.547-1.968)
	L	642 (537-709)	568 (310-1.010)	601 ± 16 (481-711)	678 (482-854)	663 (564-776)
Ventosa oral	C	59 (45-83)	46 (19-60)	59 ± 4 (41-81)	71 (51-87)	66 (56-73)
	L	68 (54-77)	50 (29-60)	67 ± 4 (47-89)	73 (51-92)	59 (52-64)
Faringe	C	61 (53-73)	60 (36-96)	72 ± 3 (51-99)	69 (49-84)	82 (74-89)
	L	56 (50-64)	40 (14-55)	51 ± 2 (35-66)	58 (45-74)	64 (57-73)
Órgão tribocítico	C	428 (422-434)	236 (91-324)	400 ± 8 (348-460)	401 (205-554)	313 (270-342)
	L	258 (220-319)	152 (85-228)	145 ± 6 (91-199)	246 (127-347)	132 (117-149)

#### 4.3.4 *Centrocestus formosanus* (Nishigori, 1924) (Heterophyidae)

*Hospedeiro intermediário: M. tuberculata.*

*Tipo cercariano: Pleurolofocerca.*

*Percentual de infecção total: 4,50% (516/11.468).*

*Número e local de coletas positivas: 27/55 (49%); Pontos de Coleta 1 e 2.*

*Coletas positivas e percentuais de infecção:* Foram verificadas taxas de infecção entre 0,42% e 20%. Os percentuais de infecção verificados em cada coleta são apresentados na figura 15.

*Caracterização morfológica e estudos experimentais:* estudos morfológicos dos estágios de desenvolvimento de *C. formosanus* obtidos a partir da infecção experimental iniciada por cercárias emergidas de *M. tuberculata* coletados na represa da Pampulha foram previamente conduzidos (Pinto, 2009; Pinto & Melo, 2010a) e por isso não foram aqui reproduzidos.

*Comentários:* *Centrocestus formosanus* foi recentemente relatado em *M. tuberculata* no Brasil. Estudos experimentais conduzidos a partir de cercárias emergidas de moluscos naturalmente infectados possibilitaram a obtenção de metacercárias nas brânquias de *P. reticulata* e de parasitos adultos no intestino delgado de camundongos (Pinto & Melo, 2010a). Posteriormente, cercárias do parasito foram encontradas nestes tiarídeos no Lago Paranoá, Brasília (Paula-Andrade *et al.*, 2012), na cidade do Rio de Janeiro (Santos *et al.*, 2013), e recentemente em Natal, Rio Grande do Norte, além de Montes Claros e Lagoa Santa, estado de Minas Gerais (dados não publicados). Os resultados aqui apresentados demonstram que o parasito permanece sendo transmitido por *M. tuberculata* na represa da Pampulha, sendo verificadas, em algumas coletas, elevadas taxas de infecção.

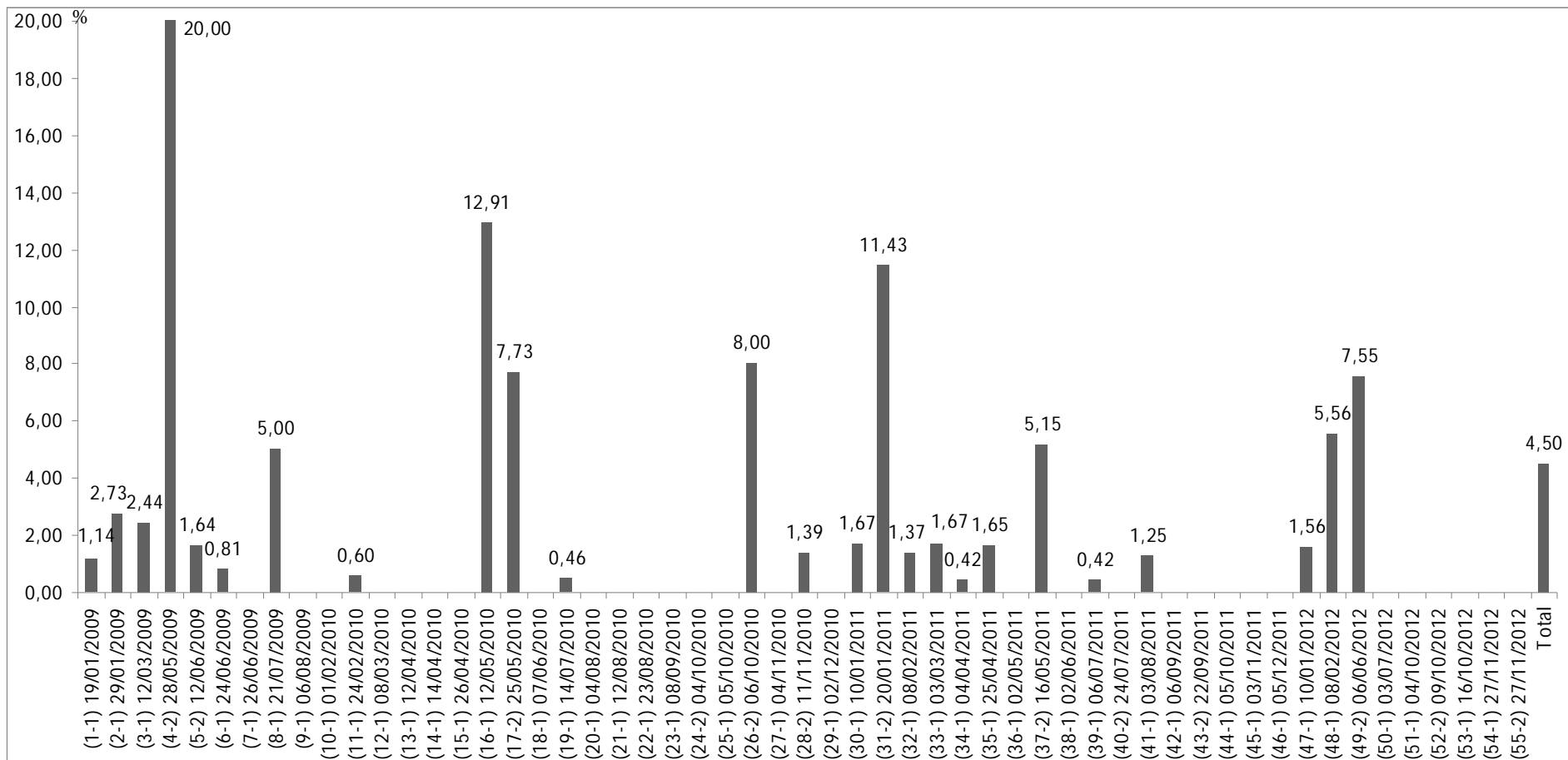


FIGURA 15 – Percentuais de infecção por *Centrocestus formosanus* verificados em *Melanoides tuberculata* durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012.



#### 4.3.5 *Cercaria macrogranulosa* Ruiz, 1952

*Hospedeiro intermediário: B. straminea.*

*Tipo cercariano: Equinostoma.*

*Percentual de infecção total: 0,01% (2/16.235).*

*Número e local de coletas positivas: 1/55 (1,8%), Ponto de Coleta 2.*

*Coleta positiva e percentual de infecção: 06/06/2012 (0,42%).*

*Caracterização morfológica:* Cercária (figura 16a-c) de cauda simples, corpo ovalado apresentando colar cefálico sem espinhos. Ventosa oral subterminal. Faringe muscular, cecos intestinais não visualizados. Ventosa ventral equatorial. Glândulas cistogênicas em pequeno número, localizadas na região lateral do corpo. Túbulos principais do sistema excretor apresentando duas ou três concreções circulares bastante evidentes. Primórdio genital composto por duas massas de células localizadas na região anterior e posterior da ventosa ventral. São produzidas por rédias de coloração amarelada e apresentando ceco relativamente curto (figura 16d-e). As medidas das cercárias e das rédias obtidas em moluscos naturalmente infectados são apresentadas na tabela 12 juntamente com medidas de larvas semelhantes relatadas por diferentes autores.

*Estudos experimentais:* Cercárias foram colocadas em contato com exemplares de *B. glabrata* e *P. reticulata* criados em laboratório. Trinta minutos após exposição, metacercárias e caudas das cercárias foram visualizadas em sua maioria livres no recipiente contendo exemplares de *P. reticulata*. Além disso, poucos cistos foram recuperados na cavidade oral destes peixes quando da necropsia realizada 24 horas após a infecção. Exemplares examinados após este período apresentaram poucas metacercárias mortas, sugerindo que estes hospedeiros não sejam permissivos ao parasito. As metacercárias (figura 16f, tabela 12) apresentam formato oval, parede cística fina e transparente sendo também visualizados de duas a três concreções circulares no interior dos túbulos excretores. Exemplares de *B. glabrata* foram expostos a estas cercárias, contudo não foi verificada a ocorrência de encistamento das larvas nestes hospedeiros.

*Comentários:* *Cercaria macrogranulosa* foi descrita de *B. glabrata* do estado de Minas Gerais por Ruiz (1952b). Posteriormente, esta cercária foi registrada em moluscos do

gênero *Biomphalaria* Preston, 1910 e *Drepanotrema* Crosse & Fischer, 1880 por diferentes autores no país (Milward-de-Andrade & Campos 1969; Souza *et al.*, 1981a; Espíndola *et al.*, 1992; Souza *et al.*, 1998a). Uma outra larva do tipo equinóstoma também apresentando poucas concreções circulares grandes foi encontrada em *Ayalacostoma* sp. em Minas Gerais e São Paulo por Lutz (1924), contudo é maior que *C. macrogranulosa*. Duas larvas descritas de moluscos planorbídeos do estado do Rio Grande do Sul, *Cercaria echinostoma* 2 encontrada em *B. peregrina* (Veitenheimer- Mendes, 1982) e *Cercaria guaibensis* 8, descrita de *Drepanotrema depressissimum* (Moricand, 1839) (Veitenheimer-Mendes *et al.*, 1995), assemelham-se a *C. macrogranulosa*, contudo a primeira apresenta diferenças no sistema excretor e a segunda é maior e não possui faringe. Fora do Brasil, *C. macrogranulosa* foi encontrada em *B. straminea*, *B. orbignyi*, *D. depressissimum* e *B. peregrina* na Argentina por Ostrowski de Núñez *et al.* (1990), que verificaram a penetração e encistamento destas cercárias em girinos. Segundo Schell (1970), larvas do tipo equinostoma sem espinhos no colar cefálico são formadas por representantes da família Psilostomidae Looss, 1899, contudo, evidências experimentais ou moleculares são ainda necessárias para a confirmação de que *C. macrogranulosa* corresponde à larva de uma espécie desta família.

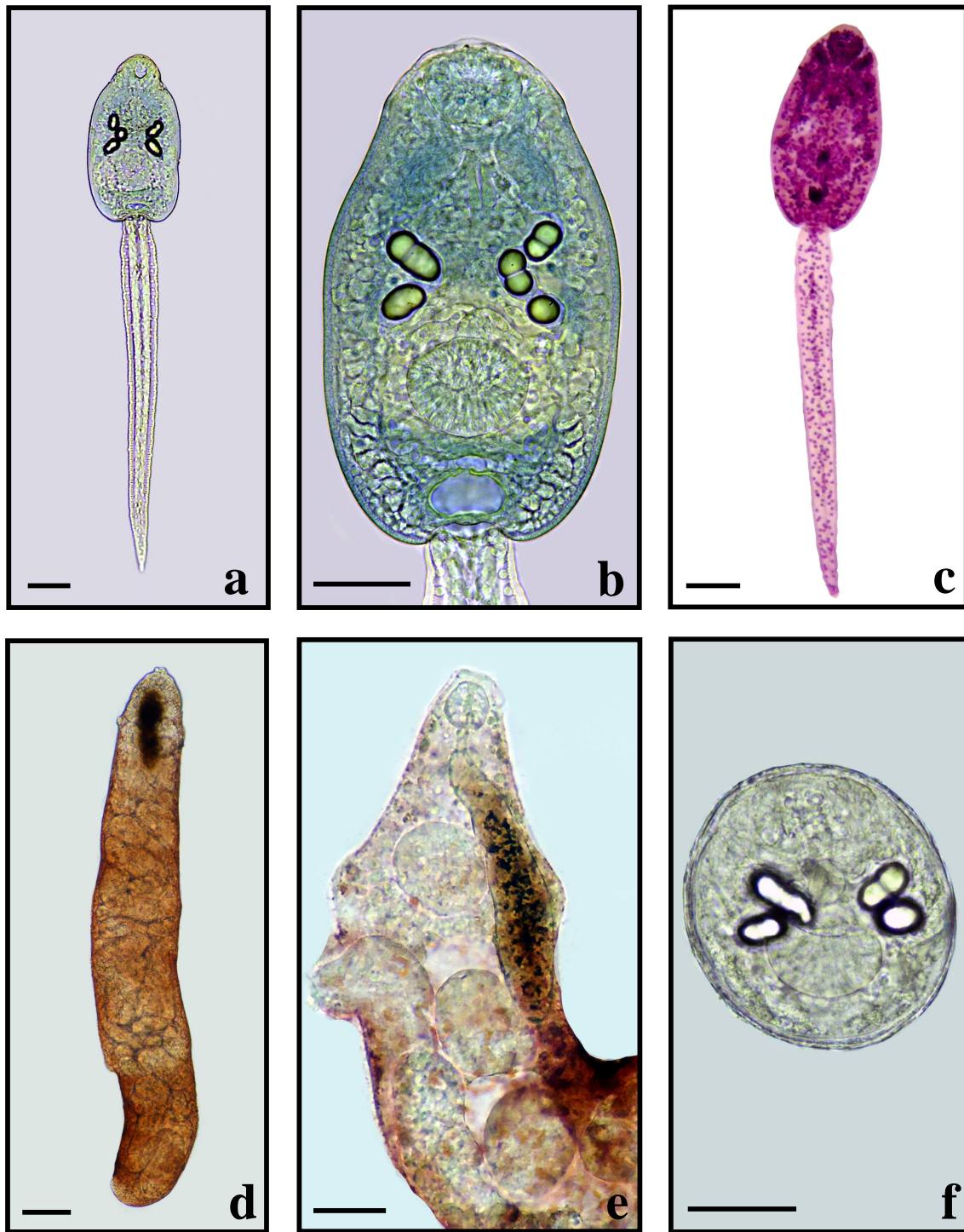


FIGURA 16 – *Cercaria macrogranulosa*: (a) Cercária emergida de *Biomphalaria straminea* coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, corada pelo sulfato azul do Nilo. (b) Detalhe do corpo cercariano. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Rédia. (e) Detalhe da extremidade anterior de rédia. (f) Metacercária obtida experimentalmente em *Poecilia reticulata*. Escalas: a-c, e, f = 50  $\mu$ m; d = 100  $\mu$ m.

TABELA 12 – Dados morfométricos de *Cercaria macrogranulosa* e rédias encontradas em *Biomphalaria straminea* coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, e de metacercárias obtidas experimentalmente em *Poecilia reticulata*. Medidas de larvas semelhantes relatadas por outros autores em moluscos na América do Sul são apresentadas para comparação.

Espécie	Referência	<i>Cercaria macrogranulosa</i>			<i>Cercaria echinostoma</i> 2	<i>Cercaria guaibensis</i> 8
		Presente estudo	Ruiz, 1952b	Ostrowski de Núñez <i>et al.</i> , 1990	Veitenheimer-Mendes, 1982	Veitenheimer-Mendes <i>et al.</i> , 1995
Hospedeiro		<i>Biomphalaria straminea</i>	<i>B. glabrata</i>	<i>Biomphalaria</i> spp. <i>Drepanotrema depressissimum</i>	<i>B. peregrina</i>	<i>D. depressissimum</i>
		Brasil	Brasil	Argentina	Brasil	Brasil
<i>Cercária</i>						
Corpo	C	248 ± 12 (232-280)	215-283	242 ± 11 (218-260)	222-249	360
	L	132 ± 8 (123-157)	91	96 ± 8 (210-252)	111-127	-
Cauda	C	449 ± 14 (423-478)	340-493	436 ± 19 (420-470)	360-407	420
	L	52 ± 4 (47-62)	-	46 ± 4 (42-50)	37-55	-
Ventosa oral	C	43 ± 1 (42-45)	40-47	38 ± 3 (31-42)	34-41	45
	L	43 ± 1 (42-45)	-	39 ± 3 (31-42)	-	-
Faringe	C	21 ± 2 (18-25)	-	20 ± 7 (21-25)	-	-
	L	17 ± 1 (15-18)	-	18 ± 3 (10-23)	-	-
Ventosa ventral	C	50 ± 3 (45-57)	54-70	57 ± 5 (48-63)	48-67	55
	L	56 ± 3 (52-58)	-	60 ± 5 (52-69)	-	-
Grânulos	C	25 ± 3 (22-32)	30	19-30	12-14	-
	L	17 ± 1 (15-18)	20	17-21	-	-
<i>Metacercária</i>						
	C	132 ± 7 (120-143)	-	-	-	-
	L	109 ± 3 (102-116)	-	-	-	-
<i>Rédia</i>						
	C	1.481 ± 308 (946-1.977)	1.050-1.370	351-918	-	-
	L	188 ± 20 (143-225)	160	108-168	-	-
Faringe	C	34 ± 2 (32-42)	-	31-44	-	-
	L	33 ± 1 (30-35)	-	-	-	-
Ceco	C	215 ± 35 (133-273)	-	-	-	-
	L	44 ± 7 (27-55)	-	-	-	-

#### 4.3.6 *Clinostomum* sp. (Clinostomidae)

*Hospedeiros intermediários:* *B. glabrata*, *B. straminea*, *B. tenagophila*.

*Tipo cercariano:* Brevifurcada.

*Percentual de infecção total:* 0,16% (1/606) para *B. glabrata*; 0,006% (1/16.235) para *B. straminea*; 0,31% (2/644) para *B. tenagophila*.

*Número e local de coletas positivas:* 4/55 (7,3%), Pontos de Coleta 1 e 2.

*Coletas positivas e percentuais de infecção:* 27/11/2012 (8,3%) para *B. glabrata*, 08/03/2010 (3,25%) para *B. straminea*, 04/10/2010 (2,63%) e 24/07/2011 (1,39%) para *B. tenagophila*.

*Caracterização morfológica:* Larva (figura 17a-e) de cauda bifurcada com furcas curtas. Corpo com membrana dorsal pregueada e um par de ocelos pigmentados na região anterior. Presença de cinco pares de glândulas de penetração localizadas na região anterior à ventosa ventral. Órgão anterior oval. Ventosa ventral esférica e pequena, de difícil visualização. Ceco intestinal em forma de bulbo. Primórdio genital esférico localizado na porção posterior do corpo. São produzidas por rédias apresentando cecos alongados (figura 17f). As cercárias emergem após fotoestimulação. As medidas das larvas obtidas no presente estudo e as relatadas para *Clinostomum* por diferentes autores são apresentadas na tabela 13.

*Estudos experimentais:* As cercárias foram colocadas em contato com exemplares de *P. reticulata* mantidos em laboratório. Verificou-se encistamento das larvas e desenvolvimento de metacercárias características de *Clinostomum* (figura 18a-c). Estas foram recuperadas nas nadadeiras (caudal e dorsal), cavidade oral e musculatura dos peixes aos 60 DPI. Verificou-se, nas condições experimentais utilizadas, baixa intensidade de infecção de *P. reticulata* expostos a cercárias do parasito ( $2,28 \pm 1,5$ ; 1-5). Os cistos apresentam formato ovalado, sendo que as metacercárias desencistadas mecanicamente possuem formato alongado, cecos intestinais contendo granulações escuras em seu interior, sistema reprodutor em avançado estágio de desenvolvimento apresentando os testículos localizados no terço médio do corpo (figura 18d-f). Os dados morfométricos das metacercárias de *Clinostomum* sp. obtidas no presente estudos e medidas de outras espécies semelhantes são apresentadas na tabela 14.

*Comentários:* Cercárias de *Clinostomum* Leidy, 1856 foram encontradas no Brasil primeiramente por Lutz (1917), que descreveu como *Cercaria ocellifera* larvas emergidas de *Biomphalaria* spp. nos estados do Rio de Janeiro e Sergipe. Este autor elucidou a partir de estudos experimentais o ciclo biológico de uma espécie identificada como *Clinostomum heluans* (Braun, 1901) (Lutz, 1934, 1935a). Entretanto, estes parasitos obtidos em laboratório diferem desta última espécie no que se refere à disposição das estruturas reprodutivas. Este fato foi verificado por Travassos *et al.* (1969), que consideram os parasitos obtidos por Lutz como *Clinostomum marginatum* (Rudolphi, 1819). Vários autores encontraram larvas de *Clinostomum* em moluscos planorbídeos de diferentes localidades do Brasil (Moura, 1945; Paraense, 1949; Ruiz, 1953; Espíndola *et al.*, 1992; Souza *et al.*, 1998a; Dias *et al.*, 2003; Souza *et al.*, 2006; Moraes *et al.*, 2009; Souza & Melo, 2012a). Larvas semelhantes, para as quais ainda não se conhecem os adultos foram encontradas em *B. kuhniiana* na Venezuela (Nasir & Díaz, 1973) e em *B. glabrata* em Guadalupe (Nassi & Bayssade-Dufour, 1980).

As metacercárias obtidas experimentalmente no presente estudo diferem de *C. heluans* por apresentar os testículos no terço médio do corpo, característica esta que a aproxima de *C. marginatum*. Contudo, o baixo número de exemplares apresentando o sistema reprodutor completamente desenvolvido impossibilitou a realização de um estudo morfológico detalhado bem como a infecção de potenciais hospedeiros definitivos. Estudos adicionais visando à identificação específica de *Clinostomum* sp. encontrado em *Biomphalaria* spp. na represa da Pampulha são ainda necessários.

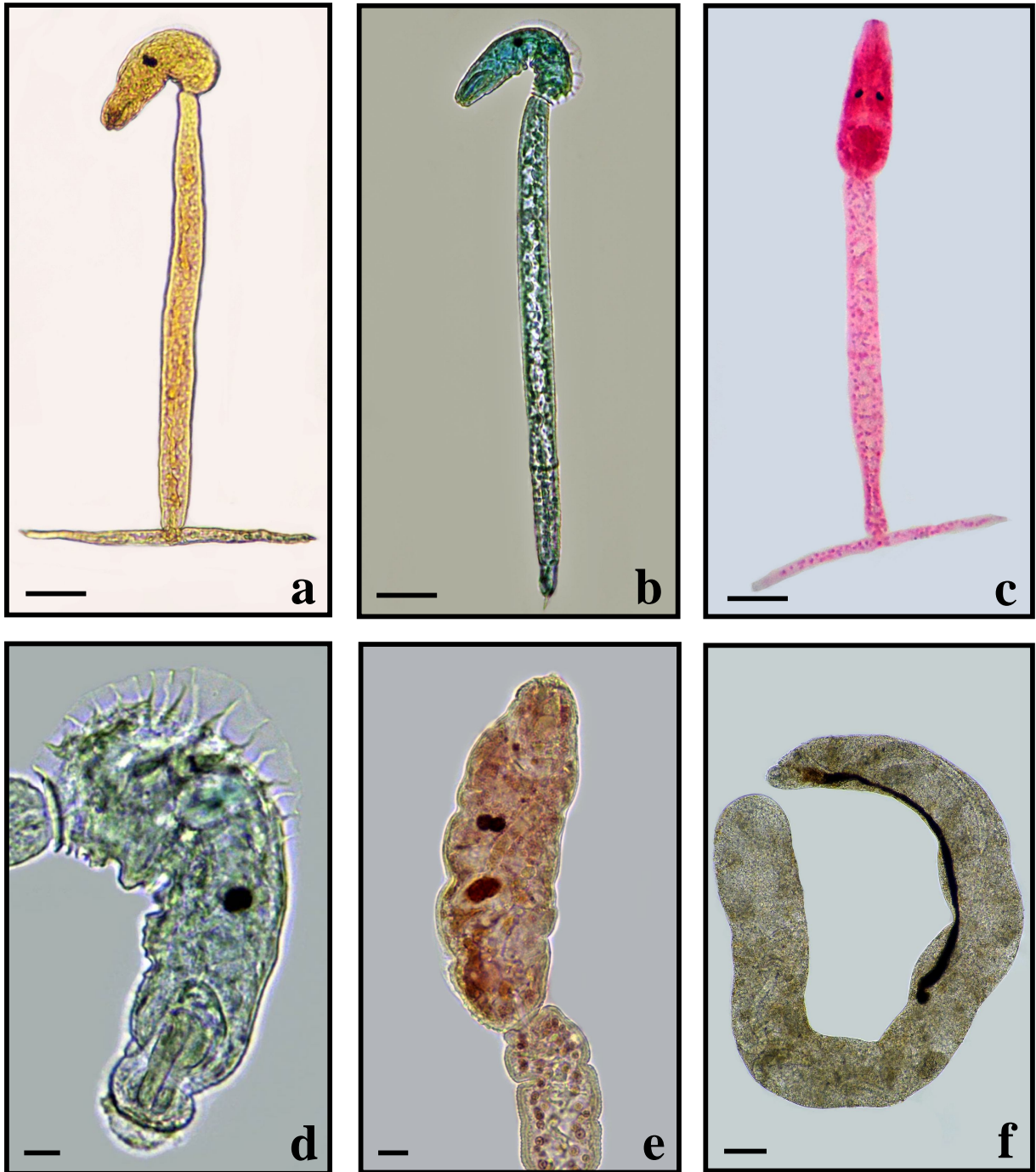


FIGURA 17 – *Clinostomum* sp.: (a) Cercária encontrada em *Biomphalaria* spp. coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Larva corada pelo sulfato azul do Nilo. (c) Larva corada pelo carminim. Detalhe do corpo cercariano corado pelo sulfato azul do Nilo (d) e pelo vermelho neutro (e). (f) Rédia recuperada de molusco naturalmente infectado. Escalas: a-c = 50  $\mu$ m; d, e = 10  $\mu$ m; f = 100  $\mu$ m.

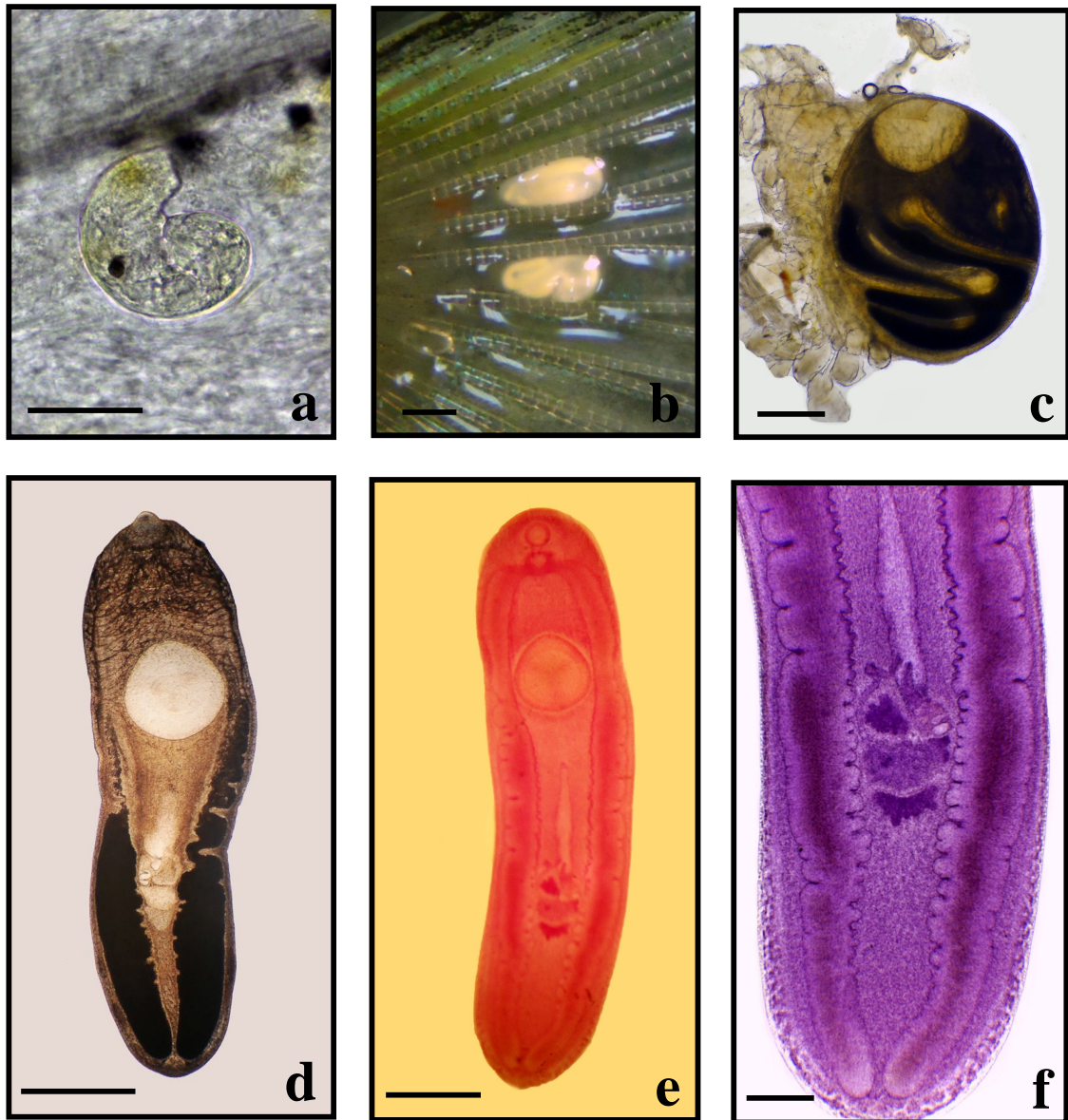


FIGURA 18 – *Clinostomum* sp.: Metacercárias obtidas experimentalmente em *Poecilia reticulata* expostas a cercárias emergidas de *Biomphalaria glabrata* coletada na represa da Pampulha. (a) Corpo cercariano em fase inicial de encistamento. (b-c) Cistos aderidos a nadadeira caudal e recuperados aos 60 dias após a infecção experimental. (d) Metacercária desencistada mecanicamente, a fresco e (e) corada pelo carmim. (f) Detalhe das estruturas do sistema reprodutor. Escalas: a = 50 μm; b, d, e = 1 mm; c = 500 μm; f = 300 μm.



TABELA 13 – Dados morfométricos de cercárias e rédias de *Clinostomum* sp. encontradas em *Biomphalaria* spp. na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. Medidas de cercárias semelhantes descritas por diferentes autores são apresnetadas para comparação.

Espécie	<i>Clinostomum</i> sp.	<i>Clinostomum marginatum</i>	<i>Cercaria ocellifera</i>		<i>Cercaria kuhniarmigeri</i>	<i>Clinostomum golvani</i>	<i>Clinostomum complanatum</i>	
Referência	Presente estudo	Krull, 1934	Ruiz, 1953	Moraes et al., 2009	Nasir & Díaz, 1973	Nassi & Bayssade-Dufour, 1980	Chung et al., 1998	
Hospedeiro	<i>Biomphalaria glabrata</i> , <i>B. straminea</i> , <i>B. tenagophila</i>	<i>Helisoma anceps</i>	<i>B. tenagophila</i>	<i>B. tenagophila</i>	<i>B. kuhniana</i>	<i>B. glabrata</i>	<i>Radix auricularia</i>	
Localidade	Brasil	EUA	Brasil	Brasil	Venezuela	Guadalupe	Coreia	
<i>Cercária</i>								
Corpo	C	110 ± 7 (98-128)	130 (120-138)	172-185	126-132	99-114	100 (93-115)	127 (119-147)
	L	35 ± 2 (32-42)	31 (30-32)	-	32-42	33-36	-	34 (33-36)
Tronco caudal	C	288 ± 11 (273-307)	268 (250-285)	339-390	255-315	250-306	312 (270-370)	320 (275-370)
	L	27 ± 3 (22-34)	-	30-37	-	27-30	25 (21-33)	23 (19-26)
Furca	C	95 ± 5 (86-106)	88 (75-98)	123-195	70-120	71-90	107 (90-130)	85 (72-104)
	L	12 ± 3 (7-17)	-	-	-	-	12-15	-
Órgão anterior	C	38 ± 4 (33-47)	39 (37-40)	53	30-32	30-33	33-45	37 (33-41)
	L	24 ± 2 (20-27)	-	27	-	21-24	-	23 (21-26)
Ventosa ventral	C	15 ± 2 (12-18)	-	12	-	-	-	-
	L	16 ± 2 (12-18)	-	-	-	-	-	-
Ocelo	C	8 ± 1 (7-10)	7-8	9	6-8	-	6	5 (4-6)
	L	7 ± 1 (7-10)	-	-	-	-	-	-
<i>Rédia</i>	C	1.826 ± 303 (1.375-2.321)	490	-	-	-	2.000-3.100	1.084 (527-1.630)
	L	177 ± 16 (150-205)	140	-	-	-	-	219 (121-368)
Faringe	C	46 ± 4 (38-50)	36	-	-	-	67	47 (33-60)
	L	46 ± 4 (42-53)	27	-	-	-	-	50 (39-71)
Ceco	C	878 ± 149 (683-1.203)	-	-	-	-	2/3 - 2/5	766 (425-1.264)
	L	30 ± 6 (25-47)	-	-	-	-	-	-

TABELA 14 – Dados morfométricos de metacercárias de *Clinostomum* sp. obtidas 60 dias após a infecção experimental de *Poecilia reticulata* por cercárias emergidas de *Biomphalaria glabrata* coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. Medidas de metacercárias de *Clinostomum* spp. do continente americano são apresentadas para comparação. DV: Distância entre ventosas. \* Análise de um exemplar.

Espécie	<i>Clinostomum</i> sp.	<i>C. heluans</i>	<i>C. marginatum</i>	<i>C. marginatum</i>	<i>C. marginatum</i>	<i>C. tataxumui</i>
Referência	Presente estudo	Vicente <i>et al.</i> , 1978	Caffara <i>et al.</i> , 2011	Sereno-Uribe <i>et al.</i> , 2013	Vianna <i>et al.</i> , 2003	Sereno-Uribe <i>et al.</i> , 2013
Hospedeiro	<i>Poecilia reticulata</i>	<i>Cichla temensis</i>	Perciformes spp.	<i>Dormitator maculatus</i>	<i>Rhamdia quelen</i>	<i>D. maculatus</i>
Localidade	Brasil	Brasil	Canadá	México	Brasil	México
Corpo	C 4.224 ± 740 (3.610-5.553) L 1.215 ± 215 (1.031-1.616)	2.000-2.200 640-740	5.402 ± 672 (4.215-6.346) 1329 ± 173 (979-1.532)	3.300 ± 363 (2.770-4.100) 730 ± 620 (600-850)	4.920 (3.050-7.380) 1.050 (780-1.470)	2.940 ± 555 (2.390-3.950) 593 ± 148 (340-840)
Ventosa oral	C 213 ± 26 (170-239) L 251 ± 18 (232-273)	120-150 120-140	312 ± 104 (238-599) 290 ± 106 (194-586)	183 ± 18 (160-220) 196 ± 15 (170-220)	191 (130-222) 255 (193-285)	160 ± 25 (140-210) 174 ± 21 (150-210)
Ventosa ventral	C 685 ± 50 (602-746) L 684 ± 50 (602-756)	200-420 230-290	669 ± 64 (510-757) 708 ± 60 (571-804)	496 ± 60 (430-620) 530 ± 51 (450-620)	603 (460-750) 603 (460 730)	420 ± 69 (350-560) 431 ± 74 (320-570)
DV	C 659± 145 (515-860)	-	1243 ± 142 (959-1491)	539 ± 84 (380-700)	-	468 ± 82 (350-610)
Testículo anterior*	C 206 L 226	56 84-120	307 ± 53 (231-413) 389 ± 77 (264-498)	224 ± 46 (180-370) 247 ± 4 (200-350)	311 (135-550) 345 (180-550)	171 ± 43 (120-250) 200 ± 40 (140-275)
Testículo* posterior	C 178 L 311	56 84-120	327 ± 57 (233-457) 405 ± 56 (295-492)	214 ± 30 (170-270) 280 ± 36 (250-400)	307 (148-440) 362 (180-510)	172 ± 32 (115-230) 230 ± 40 (180-320)
Ovário*	C 147 L 120	50-110 90-150	115 ± 16 (85-142) 80 ± 13 (62-97)	98 ± 11 (80-120) 73 ± 1 (60-90)	143 (83-118) 118 (55-220)	96 ± 17 (72-130) 70 ± 18 (42-111)
Bolsa do cirro*	C 216 L 120	- -	256 ± 48 (172-343) 137 ± 14 (119-153)	200 ± 13 (180-220) 106 ± 1 (90-120)	334 (127-530) 143 (82-290)	179 ± 26 (137-225) 91 ± 19 (65-125)

#### 4.3.7 Echinostomatidae gen. spp. com 27 espinhos no colar cefálico

*Hospedeiros intermediários: B. glabrata, B. straminea e B. tenagophila.*

*Tipo cercariano:* Equinostoma.

*Percentual de infecção total:* 11,36% (1844/16.235) para *B. straminea*; 63/606 (10,39%) para *B. glabrata*; 20,49% (132/644) para *B. tenagophila*.

*Número e local de coletas positivas:* 51/55 (92,7%), Pontos de Coleta 1 e 2.

*Coletas positivas e percentuais de infecção:* O percentual de moluscos infectados por este tipo cercariano variou entre 0,60% e 61,29%. As taxas verificadas em cada uma das coletas realizadas são apresentadas na figura 19. Diferenças significativas entre os percentuais mensais de infecção de *B. straminea* por este tipo cercariano foram verificadas no Ponto de Coleta 1 em 2010 ( $G = 256,2210$ ;  $p < 0,0001$ ) e em 2011 ( $G = 871,6998$ ;  $p < 0,0001$ ). Além disso, diferenças significativas nos percentuais de infecção entre as estações secas e chuvosas de ambos os anos avaliados foram verificadas (2010:  $\chi^2 = 6,390$ ;  $p = 0,0132$ ; 2011:  $\chi^2 = 196,550$ ;  $p < 0,0001$ ), sendo maiores valores observados nas estações secas. Três espécies destes Echinostomatidae foram identificadas: *Paryphostomum segregatum* Dietz, 1909, encontrada em *B. glabrata* e *B. straminea*, e Echinostomatidae gen. sp. 1 e Echinostomatidae gen. sp. 2, ambas verificadas em *B. glabrata*, *B. straminea* e *B. tenagophila*.

*Caracterização morfológica geral:* As larvas destas três espécies de equinostomatídeos identificadas apresentam as seguintes características em comum: cauda simples, corpo com colar cefálico com 27 espinhos, sendo quatro angulares maiores em cada lado do colar, quatro laterais em cada lado e 11 dorsais. Faringe muscular, esôfago longo, bifurcando-se anteriormente à ventosa ventral. Cecos intestinais alcançando a porção posterior do corpo. Ventosa ventral esférica localizada na região pós-equatorial. Grande número de células cistogênicas no corpo. Primórdio genital formado por duas massas conectadas por um conjunto de células que atravessam dorsalmente a ventosa ventral. São produzidas por rédias de coloração amarelada, com um par de apêndices locomotores na porção posterior do corpo e um colar com quatro lóbulos na região anterior, além de ceco longo ocupando grande parte do corpo. As cercárias emergem no período da noite.

*Caracterização morfológica diferencial:* Das três espécies de cercárias com 27 espinhos no colar cefálico verificadas no presente estudo, uma apresenta dois ou três grânulos refringentes na base da ventosa oral, característica que possibilitou a identificação de *P. segregatum* (figura 20). As cercárias desta espécie possuem ainda estruturas com medidas inferiores às verificadas para Echinostomatidae gen. sp. 1 e Echinostomatidae gen. sp. 2, sendo o número (> 40) e a extensão (até a base da faringe) das concreções circulares no interior dos ductos excretores principais maiores do que o verificado para as duas outras espécies. A cercária de Echinostomatidae gen. sp. 1 (figura 21) possui medidas superiores as verificadas em *P. segregatum*, porém inferiores às observadas para a larva de Echinostomatidae gen. sp. 2 (figura 22). Tanto as cercárias de Echinostomatidae sp. 1 quanto as de Echinostomatidae sp. 2 não possuem grânulos refringentes na base da ventosa oral e possuem menor número de concreções circulares, respectivamente cerca de 20 e 30. Além disso, a cauda da larva de Echinostomatidae sp. 2 possui a extremidade posterior terminando abruptamente, em contraste com as caudas das outras duas espécies, que são afiladas. As medidas dos estágios evolutivos das três espécies obtidas no presente estudo e as relatadas para larvas semelhantes são apresentadas na tabela 15.

*Estudos experimentais:* Metacercárias das três espécies (figuras 20g, 21f, 22f) apresentam formato oval e foram obtidas na cavidade oral de *P. reticulata* experimentalmente infectados, diferindo entre si pelo tamanho do cisto e dos espinhos do colar cefálico. Aos 7 DPI, os cistos de *P. segregatum* e os obtidos a partir das larvas de Echinostomatidae sp. 1 foram encontrados encapsulados por tecido de origem do hospedeiro contendo granulações escuras no seu interior. Metacercárias obtidas a partir de cercárias de Echinostomatidae gen. sp. 2 também foram encontradas na parte externa dos peixes (nadadeira caudal) e nas brânquias. As metacercárias de Echinostomatidae gen. sp. 1 e Echinostomatidae gen. sp. 2 foram desencistadas mecanicamente, possibilitando o estudo dos espinhos do colar cefálico (figuras 21g, 22g). Os espinhos angulares das metacercárias de Echinostomatidae gen. sp. 1 são menores que os de Echinostomatidae gen. sp. 2, ao passo que o primeiro espinho lateral de Echinostomatidae gen. sp. 1 é maior que o da segunda espécie, diferenças estas que tornam-se mais evidentes ao se analisar a relação entre o primeiro espinho angular e o primeiro espinho lateral de ambas as espécies ( $p < 0,0001$ ) (tabela 16). Além disso, os espinhos dorsais de Echinostomatidae gen. sp. 1 são dispostos em fileira dupla.

Camundongos, pintos jovens e periquitos não foram suscetíveis à infecção experimental por nenhuma destas três espécies de Echinostomatidae.

*Comentários:* As cercárias de *P. segregatum* foram encontradas em *B. glabrata*, *B. straminea* e *B. tenagophila* no Brasil primeiramente por Lutz (1924), sendo descrita como *Cercaria granulifera*, alusão feita à presença de grânulos refringentes na base da ventosa oral. Posteriormente, moluscos foram encontrados infectados pelo parasito nos estados de São Paulo e Minas Gerais (Ruiz, 1952a, b; Joe & Basch, 1967). O ciclo biológico de *P. segregatum* foi estudado em detalhe por Joe & Basch (1967) a partir de cercárias encontradas em *Biomphalaria* spp. coletadas em Belo Horizonte. Larvas com morfologia similar à *P. segregatum*, mas com diferenças morfométricas e no número de células-flamas e de concreções circulares, foram relatadas em *B. pfeifferi* e *Gyraulus natalensis* (Krauss, 1848) na RDC (Fain, 1953) e em *B. straminea* e *B. occidentalis* na Argentina (Ostrowski de Núñez *et al.*, 1990, 1991). A morfologia das cercárias, metacercárias e rédias de *P. segregatum* caracterizadas no presente estudo estão em acordo com a descrita por Ruiz (1952a) e Joe & Basch (1967). As características morfológicas gerais das cercárias de Echinostomatidae gen. sp. 1 e Echinostomatidae gen. sp. 2, em especial a presença de expansão da cutícula nas margens das ventosas, além do número e disposição dos espinhos do colar cefálico, são compatíveis com as relatadas para espécies do gênero *Paryphostomum* Dietz, 1909. Contudo, a possibilidade de se tratarem de espécies de *Drepanocephalus* Dietz 1910, equinostomatídeo que também apresenta 27 espinhos no colar (com os 4 angulares maiores), não pode ser descartada. A larva de Echinostomatidae gen. sp. 1 assemelha-se à cercária de *Paryphostomum radiatum* (Dujardin, 1845), espécie com distribuição cosmopolita cujo ciclo biológico foi estudado em diferentes países, sendo cercárias encontradas em *Amerianna* spp. na Austrália (Johnston & Angel, 1942), em *Gyraulus albus* (Müller, 1774) e *Segmentina nitida* (Müller, 1774) na República Tcheca (Našincová *et al.* 1993), e em *Lymnaea stagnalis* (Linnaeus, 1758) na Polônia e República Tcheca (Faltynková *et al.*, 2007). Recentemente, o ciclo biológico de *Drepanocephalus spathans* Dietz, 1910 foi estudado com o auxílio de ferramentas moleculares (Griffin *et al.*, 2012), sendo que as cercárias encontradas em *Planorbella trivolvis* (Say, 1817) nos EUA possuem morfologia geral semelhante à verificada em Echinostomatidae gen. sp. 2. *Cercaria decora* descrita de *Bulinus natalensis* (Küster, 1841) na RDC por Fain (1953) também possui medidas semelhantes às obtidas para Echinostomatidae gen. sp. 2.

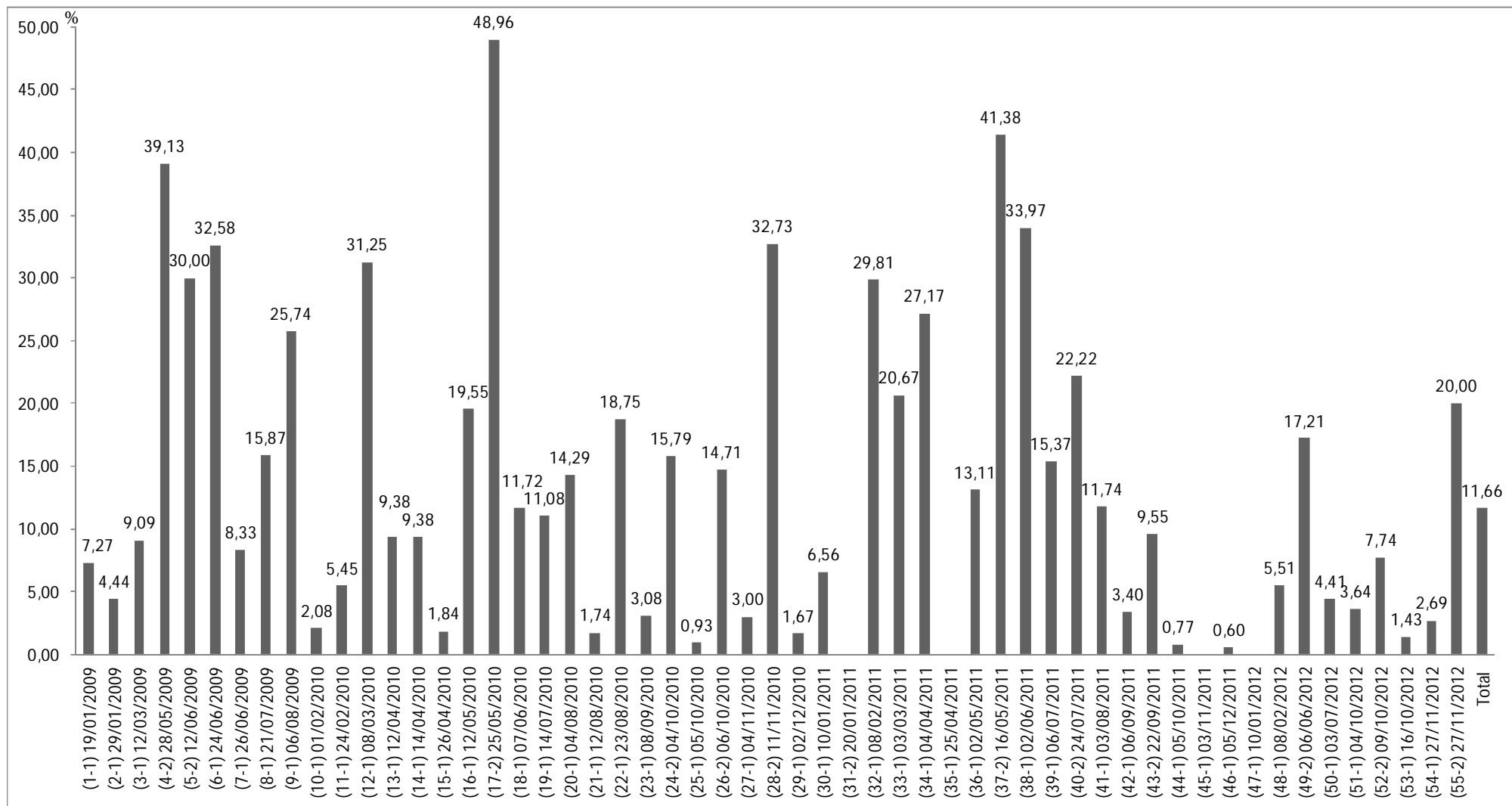


FIGURA 19 – Percentuais de infecção por Echinostomatidae gen. spp. com 27 espinhos no colar cefálico verificados em *Biomphalaria* spp. durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012.

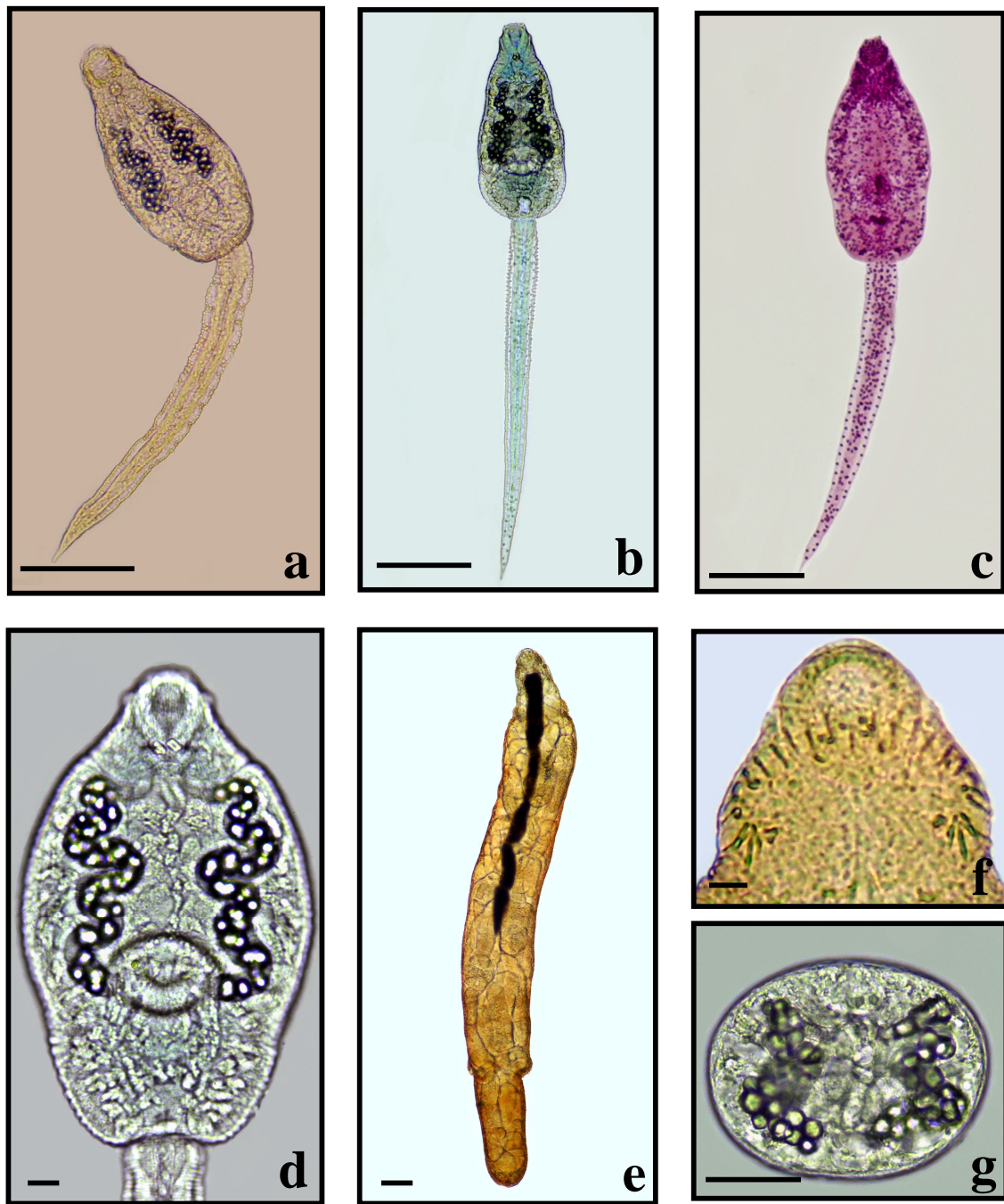


FIGURA 20 – *Paryphostomum segregatum*: (a) Cercária emergida de *Biomphalaria straminea*spp. coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Larva corada pelo sulfato azul do Nilo. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Detalhe do corpo cercariano. (e) Rédia. (f) Detalhe do colar cefálico da cercária. (g) Metacercária obtida experimentalmente em *Poecilia reticulata*. Escalas: a, b, c, e = 100  $\mu$ m; d, f = 10  $\mu$ m; g = 50  $\mu$ m.

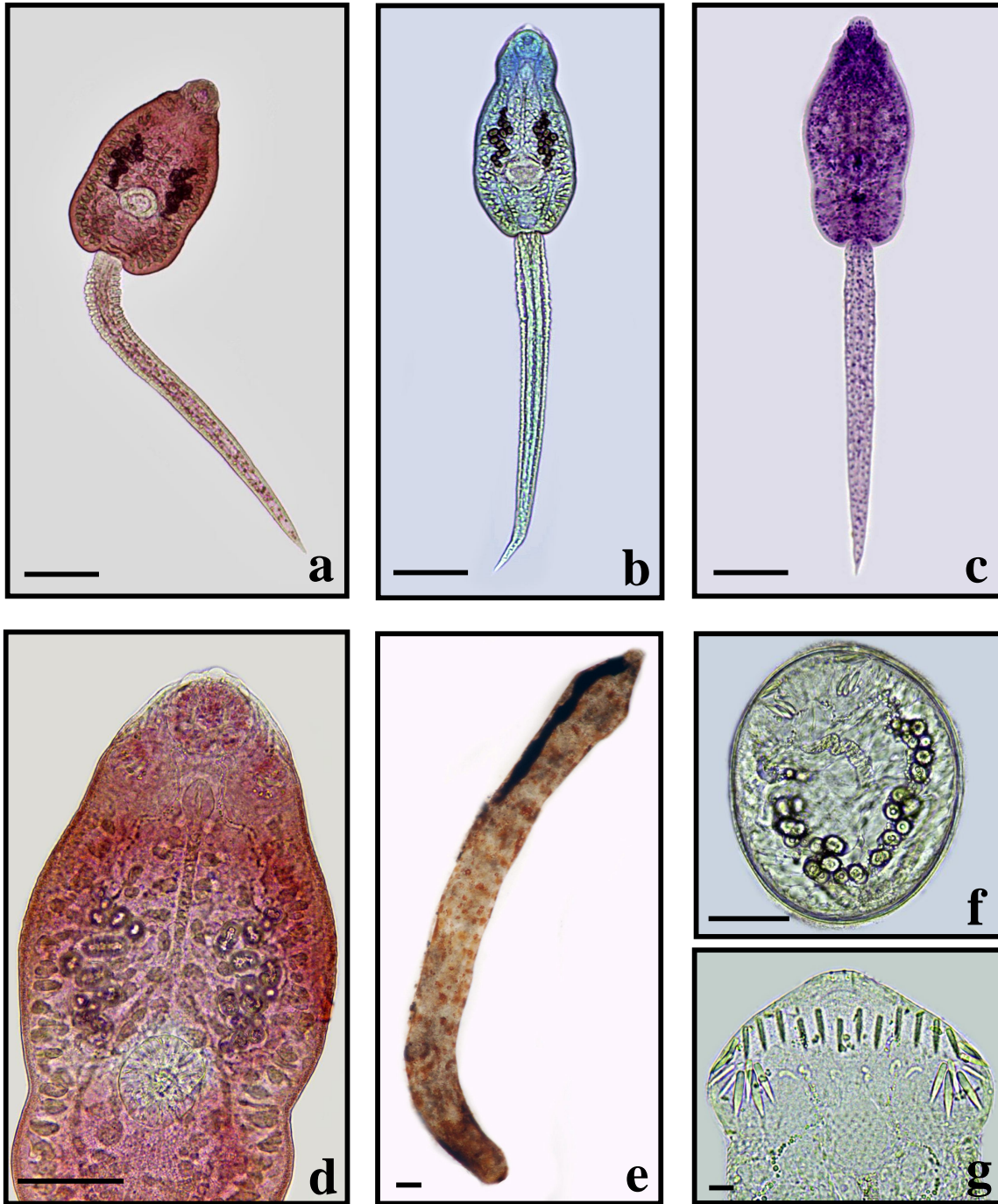


FIGURA 21 – Echinostomatidae gen. sp. 1: (a-d) Cercária emergida de *Biomphalaria* spp. coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (a) Larva corada pelo vermelho neutro, (b) sulfato azul do Nilo e (c) pelo carmim. Detalhe do corpo cercariano corado pelo vermelho neutro. (e) Rédia obtida em molusco infectado. (f) Metacercária encistada obtida em *Poecilia reticulata*. (g) Detalhe do colar cefálico de metacercária desencistada. Escalas: a, b, c, e = 100  $\mu$ m; d, f = 50  $\mu$ m; g = 10  $\mu$ m.



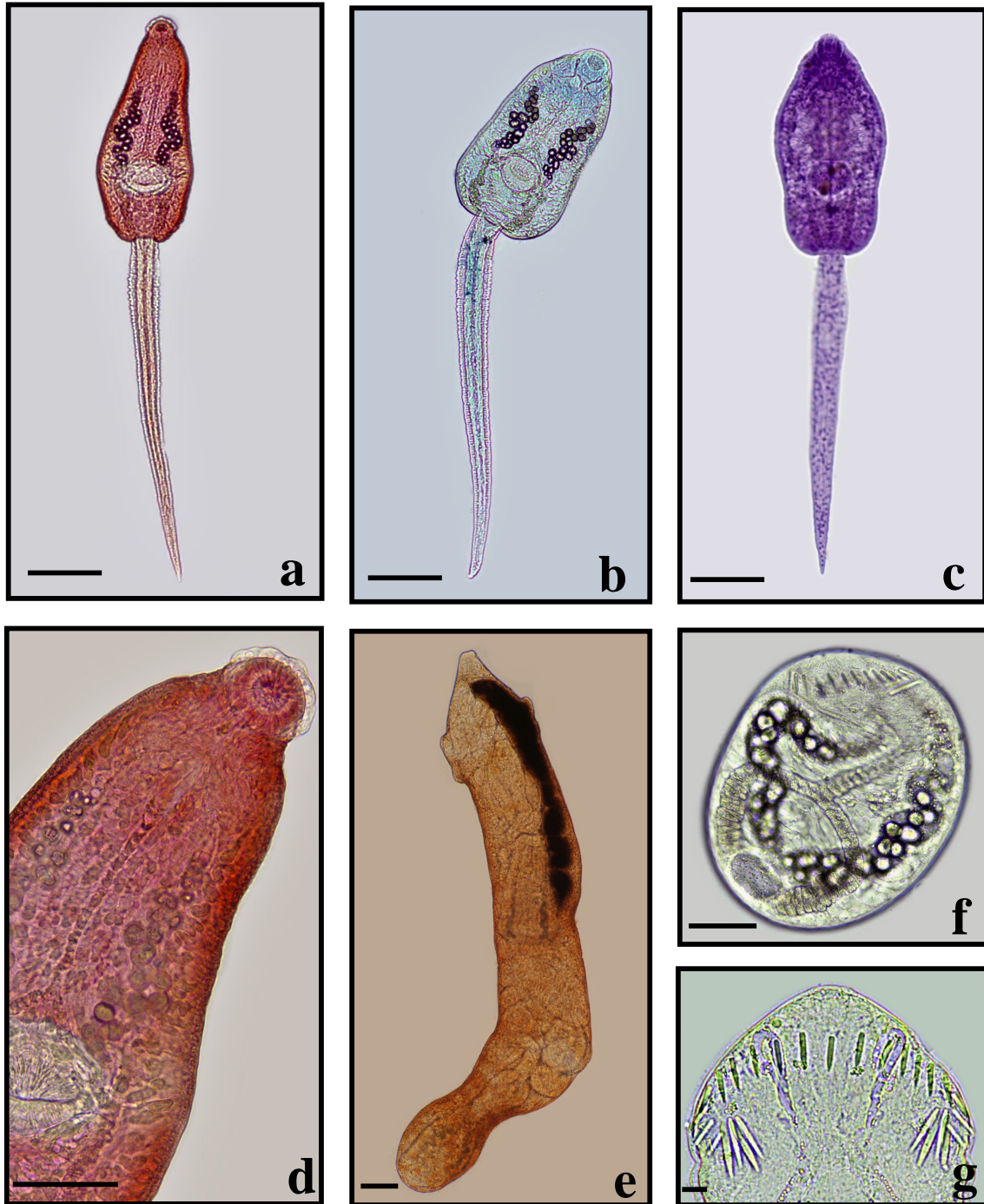


FIGURA 22 – Echinostomatidae gen. sp. 2: (a-d) Cercária emergida de *Biomphalaria* spp. coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (a) Larva corada pelo vermelho neutro, (b) sulfato azul do Nilo e (c) pelo carmim. Detalhe do corpo cercariano corado pelo vermelho neutro. (e) Rédia obtida em molusco infectado. (f) Metacercária encistada obtida em *Poecilia reticulata*. (g) Detalhe do colar cefálico de metacercária desencistada. Escalas: a, b, c, e = 100  $\mu$ m; d, f = 50  $\mu$ m; g = 10  $\mu$ m.

TABELA 15 – Dados morfométricos de cercária e rédias de espécies de Echinostomatidae com 27 espinhos no colar cefálico encontradas em *Biomphalaria* spp. na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e de metacercárias obtidas experimentalmente em *Poecilia reticulata*. Medidas de larvas semelhantes são apresentadas para comparação.

Espécie		<i>Paryphostomum segregatum</i>	Echinostomatidae gen. sp. 1	Echinostomatidae gen. sp. 2	<i>P. segregatum</i>	
Referência		Presente estudo	Presente estudo	Presente estudo	Ruiz, 1952a	Joe & Basch, 1967
Hospedeiro		<i>B. glabrata</i> e <i>B. straminea</i>	<i>Biomphalaria</i> spp.	<i>Biomphalaria</i> spp.	<i>Biomphalaria</i> spp.	<i>Biomphalaria</i> spp.
Localidade		Brasil	Brasil	Brasil	Brasil	Brasil
<i>Cercária</i>						
Corpo	C	231 ± 10 (212-246)	317 ± 10 (307-334)	339 ± 15 (314-362)	215-246	205-234
	L	117 ± 11 (102-137)	146 ± 8 (137-164)	171 ± 4 (164-177)	-	92-118
Cauda	C	365 ± 16 (341-403)	482 ± 7 (471-498)	539 ± 16 (512-573)	430	380-435
	L	36 ± 3 (27-35)	49 ± 2 (45-53)	53 ± 3 (48-60)	37-47	34-40
Ventosa oral	C	32 ± 2 (27-33)	42 ± 1 (40-45)	42 ± 2 (37-45)	-	32-36
	L	32 ± 2 (25-35)	39 ± 2 (37-42)	39 ± 2 (35-43)	47-62	35-40
Ventosa ventral	C	36 ± 2 (33-42)	52 ± 2 (48-58)	53 ± 3 (50-58)	-	37-48
	L	32 ± 3 (25-35)	55 ± 3 (50-58)	58 ± 5 (47-67)	18	37-48
Faringe	C	12 ± 2 (10-17)	25 ± 2 (22-27)	25 ± 3 (20-30)	-	12-18
	L	9 ± 1 (7-10)	16 ± 1 (13-18)	16 ± 1 (15-17)	-	12-15
<i>Metacercária</i>	C	156 ± 9 (137-170)	170 ± 5 (157-177)	195 ± 11 (177-218)	-	136-156
	L	111 ± 9 (94-128)	125 ± 8 (109-137)	151 ± 13 (130-184)	-	100-124
<i>Rédia</i>						
Corpo	C	1.364 ± 125 (1.152-1.633)	2.318 ± 409 (1.565-3.112)	2.005 ± 453 (1.204-.2854)	-	750-3.600
	L	247 ± 38 (184-294)	219 ± 25 (171-259)	279 ± 31 (224-361)	-	112-395
Faringe	C	53 ± 3 (50-62)	50 ± 6 (35-58)	60 ± 12 (50-108)	-	52-202
	L	46 ± 4 (41-57)	44 ± 4 (38-53)	54 ± 11 (42-100)	-	-
Ceco	C	760 ± 118 (550-1.031)	692 ± 203 (457-1.229)	1.067 ± 274 (671-1.633)	-	400-2.054
	L	62 ± 14 (43-94)	62 ± 11 (45-78)	92 ± 16 (68-130)	-	-

TABELA 15 – Continuação...

Espécie		<i>Echinocercaria</i> sp. II	<i>Echinocercaria</i> sp. III	<i>Paryphostomum radiatum</i>	<i>Drepanocephalus spathans</i>	<i>Cercaria bruynoghei</i>	<i>Cercaria decora</i>	
Referência		Ostrowski de Núñez <i>et al.</i> , 1990	Ostrowski de Núñez <i>et al.</i> , 1991	Johnston & Angel, 1942	Našincová <i>et al.</i> , 1993	Griffin <i>et al.</i> , 2012	Fain, 1953	Fain, 1953
Hospedeiro		<i>B. straminea</i>	<i>B. occidentalis</i>	<i>Amerianna</i> spp.	<i>Gyraulus albus Segmentina nitida</i>	<i>Planorbella trivolvis</i>	<i>B. pfeifferi</i>	<i>Bulinus natalensis</i>
Localidade		Argentina	Argentina	Austrália	República Tcheca	EUA	RDC	RDC
<i>Cercária</i>								
Corpo	C	189 ± 6 (172-201)	326 ± 420 (270-440)	250 (220-300)	259 (233-277)	246 (234-266)	190	300-320
	L	96 ± 8 (84-105)	170 ± 51 (120-280)	128 (117-150)	125 (110-145)	110 (95-123)	85	130-140
Cauda	C	232 ± 15 (210-252)	483 ± 79 (360-600)	434 (350-500)	490 (422-548)	556 (490-600)	400	350
	L	31 ± 4 (25-34)	49 ± 9 (30-80)	43 (38-50)	45 (39-52)	60 (54-68)	35	45
Ventosa oral	C	32 ± 2 (27-34)	48 ± 10 (40-70)	42	42 (37-47)	-	32-35	40-45
	L	33 ± 2 (29-36)	49 ± 10 (40-70)	38	41 (37-46)	-	-	-
Ventosa ventral	C	34 ± 1 (32-36)	57 ± 8 (50-70)	70	55 (45-70)	12 (11-13)	38	52
	L	34 ± 2 (32-38)	57 ± 8 (50-70)	55	61 (50-70)	47 (42-55)	-	-
Faringe	C	19 ± 4 (11-25)	-	-	17 (15-20)	-	-	-
	L	14 ± 2 (11-17)	-	-	15 (13-17)	-	-	-
<i>Metacercária</i>	C	-	-	170 (160-184)	180 (163-212)	-	-	-
	L	-	-	140 (134-150)	160 (135-200)	-	-	-
<i>Rédia</i>								
Corpo	C	-	1.300-2.300	1.000-1.500	1.330-2.650	-	1.000	2.600
	L	-	-	120-170	220-300	-	150	280
Faringe	C	-	54-70	-	68-93	-	50	-
	L	-	54-60	-	60-75	-	-	-
Ceco	C	-	-	-	-	-	600	1.400
	L	-	-	-	-	-	-	-

TABELA 16: Dados morfométricos de espinhos do colar cefálico de metacercárias obtidas em *Poecilia reticulata* sete dias após exposição à cercárias de Echinostomatidae gen. sp. 1 e Echinostomatidae gen. sp. 2 emergidas de *Biomphalaria* spp. coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.\* Teste t de Student

	Echinostomatidae gen. sp. 1	Echinostomatidae gen. sp. 2	*p
<i>Espinhas</i>			
Angulares	21 ± 2 (18-25)	25 ± 2 (20-30)	<0,0001
1° lateral	14 ± 1 (12-16)	13 ± 1 (11-14)	0,03
1° angular/1° lateral	1,7 ± 0,1 (1,5-1,8)	2,1 ± 0,2 (1,9-2,4)	<0,0001
Laterais	14 ± 1 (11-17)	14 ± 1 (13-17)	0,77
Dorsais	16 ± 1 (13-18)	16 ± 1 (14-19)	0,11

#### 4.3.8 *Echinostoma exile* Lutz, 1924 (Echinostomatidae)

*Hospedeiro intermediário: Physa marmorata.*

*Tipo cercariano:* Equinostoma.

*Percentual de infecção total:* 2,01% (4/199).

*Número e local de coletas positivas:* 3/55 (5,4%), Pontos de Coleta 1 e 2.

*Coletas positivas e percentuais de infecção:* 20/01/2011 (4,76%), 08/02/2012 (0,62%) e 27/11/2012 (18,18%).

*Caracterização morfológica:* Larva (figura 23a-d) com cauda simples. Corpo com colar cefálico (figura 23f) contendo 45 espinhos, sendo dois grupos de cinco espinhos angulares em cada lado. Ventosa oral subterminal. Ventosa ventral equatorial. Faringe muscular. Esôfago alcançando a ventosa ventral e bifurcando-se em cecos que alcançam a extremidade posterior. Corpo com grande número de células cistogênicas ocupando toda a extensão abaixo da faringe. Quatro poros glandulares são visualizados na extremidade da ventosa oral. Canais excretores principais contendo numerosas (>100) concreções circulares pequenas na região pré-acetabular. Cauda cilíndrica, um pouco maior que o corpo, sem membranas natatórias. São produzidas por rédias (figura 23e) apresentando processo ambulatorial no terço posterior do corpo. As cercárias emergem após fotoestimulação. Os dados morfométricos das cercárias e rédias obtidas no presente estudo e de outras larvas de *Echinostoma* relatadas em moluscos no Brasil são apresentados na tabela 17.

*Estudos experimentais:* Exemplares de *B. glabrata* criados em laboratório foram expostos a cercárias do parasito. Metacercárias (figura 23g), recuperadas no tecido renal destes moluscos, apresentam formato esférico e membrana cistogênica fina. Os cistos foram inoculados por via oral em camundongos e pombos. Ovos dos parasitos foram recuperados nas fezes e adultos no intestino delgado das aves aos 14 DPI. Camundongos não foram suscetíveis à infecção experimental. Os parasitos adultos (figura 24a-c) são assim caracterizados: corpo alongado, tegumento espinhoso. Colar cefálico (figura 24c) com coroa de 45 espinhos apresentando dois grupos de cinco espinhos angulares. Ventosa oral subterminal. Faringe muscular arredondada, esôfago curto bifurcando-se na região anterior da ventosa ventral. Cecos longos, alcançando a extremidade posterior do corpo. Ventosa ventral esférica, próxima à ventosa oral. Testículos alongados, em tandem, na região pós-

equatorial, pós-ovariana e intercecal. Ovário esférico, pré-testicular. Vitelária folicular, bilateral, sem campos coincidentes, ocupando toda a extensão abaixo da ventosa ventral. Bolsa do cirro volumosa, na margem anterior da ventosa ventral. Poro genital próximo à bifurcação esofágica. Poro excretor terminal. A incubação dos ovos (figura 24d, e) do parasito à temperatura ambiente possibilitou a formação e eclosão de miracídios a partir de 12 dias de incubação. As medidas dos parasitos adultos obtidos no presente estudo e os dados de outras espécies de *Echinostoma* transmitidas por moluscos no Brasil são apresentadas para comparação na tabela 18.

*Comentários:* As cercárias de *E. exile* encontradas em *P. marmorata* no presente estudo possuem características morfológicas compatíveis com o grupo Coronata, caracterizado pela presença de grande número de células cistogênicas no corpo e cauda sem membranas natatórias (Dawes, 1946). Entre as cercárias de equinostomatídeos com 45 espinhos relatadas em moluscos no continente americano, as cercárias de *E. exile* assemelham-se às larvas de *Echinoparyphium* Dietz, 1909 relatadas em *Physa* spp. nos EUA (Fried *et al.*, 1998; Kanev *et al.*, 2008). Contudo, as características dos parasitos adultos obtidos experimentalmente, como a posição anterior da ventosa ventral, a extensão da vitelária e do útero, e a presença de espinhos dorsais oral e aboral do mesmo tamanho, são compatíveis com as verificadas em espécies de *Echinostoma* (Kostadinova, 2005a). Outras duas larvas do tipo equinostoma com 45 espinhos no colar cefálico foram relatadas em moluscos na Venezuela: *Cercaria penalveri* descrita de *L. columella* por Nasir (1964a), que difere das larvas de *E. exile* por apresentar seis espinhos angulares e medidas menores; e *Echinocercaria* sp. I encontrada em *B. glabrata* por Ostrowski de Núñez (1981), mas que, em contraste com a cercária de *E. exile*, possui apenas três espinhos angulares, células cistogênicas dispostas lateralmente ao corpo e membranas natatórias na cauda. Outras três espécies de *Echinostoma* registradas no Brasil, *Echinostoma nephrocystis* Lutz, 1924, *Echinostoma rodriguesi* Hsu & Basch, 1968 e *Echinostoma luisreyi* Maldonado Jr *et al.*, 2003, possuem espécies de moluscos do gênero *Physa* Draparnaud, 1801 como hospedeiros intermediários naturais. Contudo, as cercárias destas espécies diferem das larvas de *E. exile* principalmente pelo maior tamanho, presença de colar cefálico com 37 espinhos, disposição das células cistogênicas, e presença de membrana natatória na cauda (Lutz, 1924; Hsu *et al.*, 1968; Maldonado Jr *et al.*, 2003).

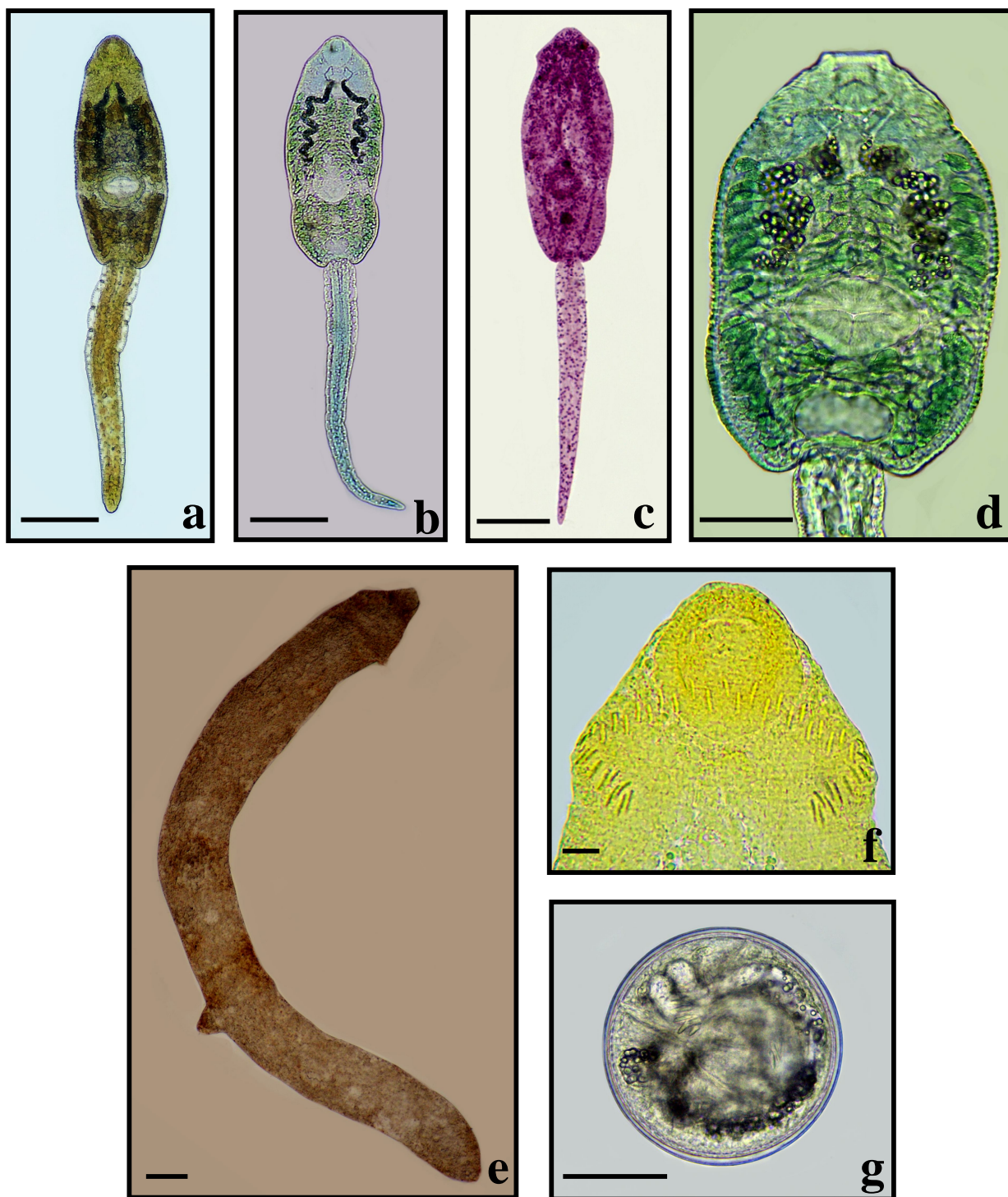


FIGURA 23 – *Echinostoma exile*: (a-d) Cercária emergida de *Physa marmorata* coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (a) Larva corada pelo lugol, (b) sulfato azul do Nilo e (c) pelo carmim. (d) Detalhe do corpo cercariano corado pelo sulfato azul do Nilo. (e) Rédia obtida em molusco infectado. (f) Detalhe do colar céfalico da cercária. (g) Metacercária obtida experimentalmente em *Biomphalaria glabrata*. Escalas: a-c, e = 100  $\mu$ m; d, g = 50  $\mu$ m; f = 10  $\mu$ m.

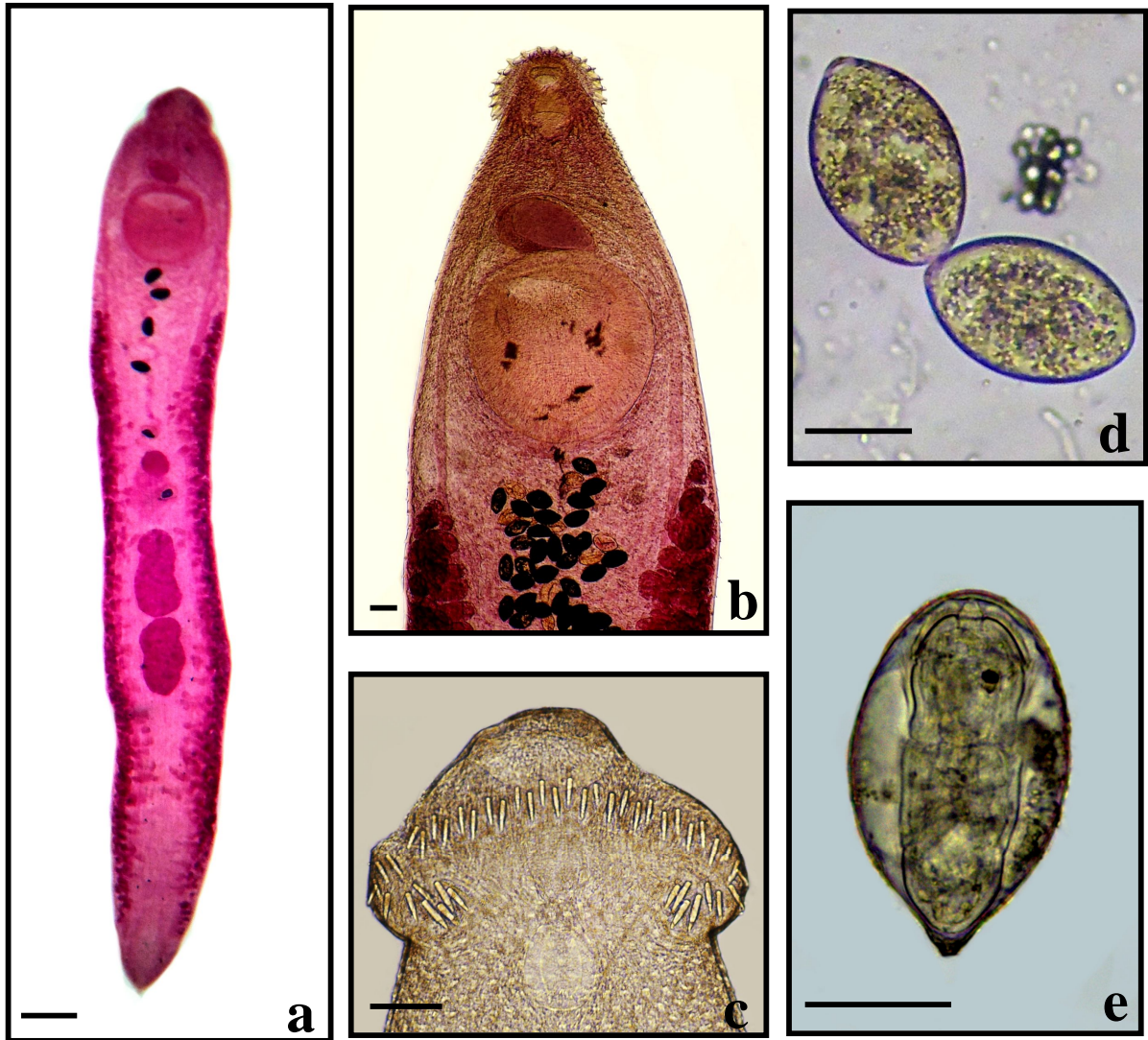


FIGURA 24 – *Echinostoma exile*: (a) Parasito adulto obtido experimentalmente em *Columba livia*. (b) Detalhe da região anterior. (c) Detalhe do colar cefálico. (d) Ovos imaturos recuperados de animal infectado. (e) Ovo maduro após 12 dias de incubação a temperatura ambiente. Escalas: a = 500  $\mu\text{m}$ ; b, c = 100  $\mu\text{m}$ ; d, e = 50  $\mu\text{m}$ .



TABELA 17 – Dados morfométricos de cercárias e rédias de *Echinostoma exile* emergidas de *Physa marmorata* coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e de metacercárias obtidas experimentalmente em *Biomphalaria glabrata*. Medidas de larvas de outras espécies de *Echinostoma* encontradas em moluscos no Brasil são apresentadas para comparação.

Espécie		<i>Echinostoma exile</i>	<i>E. barbosai</i>	<i>E. paraensei</i>	<i>E. rodriguesi</i>	<i>E. luisreyi</i>
Refeência		Presente estudo	Lie & Basch, 1966	Lie & Basch, 1967	Hsu <i>et al.</i> , 1968	Maldonado Jr. <i>et al.</i> , 2003
Hospedeiro		<i>Physa marmorata</i>	<i>Biomphalaria glabrata</i>	<i>B. glabrata</i>	<i>P. marmorata</i>	<i>P. marmorata</i>
Localidade		Brasil	Brasil	Brasil	Brasil	Brasil
<i>Cercária</i>						
Corpo	C	343 ± 16 (307-375)	335-423	228-275	480-546	417 ± 56 (326-482)
	L	124 ± 8 (109-136)	169-196	117-136	189-228	181 ± 34 (139-252)
Cauda	C	388 ± 28 (334-437)	404-539	412-490	540-642	545 ± 84 (391-673)
	L	44 ± 3 (37-53)	38-50	41-47	45-57	-
Ventosa oral	C	43 ± 2 (37-50)	40-52	35-40	51-63	57 ± 8 (48-69)
	L	41 ± 2 (38-43)	-	-	48-60	-
Faringe	C	23 ± 3 (17-28)	23-33	16-25	30-36	21 ± 7 (13-30)
	L	15 ± 2 (12-18)	19-24	17-22	24-30	-
Ventosa ventral	C	57 ± 7 (42-67)	53-65	41-51	63-78	71 ± 9 (61-87)
	L	64 ± 5 (53-75)	-	41-51	66-81	-
Espinhas	N	45	37	37	37	37
<i>Metacercária</i>	C	140 ± 3 (137-143)	145-158	132-148	138-168	171 ± 7 (160-184)
	L	137 ± 9 (116-150)	-	-	-	-
<i>Rédia</i>	C	1.602 ± 138 (1.375-1.602)	1.200-2.000	425-1.300	-	-
	L	203 ± 28 (171-203)	374-304	118-330	-	-
Faringe	C	56 ± 7 (48-56)	38-50	52-105	-	-
	L	54 ± 7 (45-54)	-	-	-	-

TABELA 18 – Dados morfométricos de *Echinostoma exile* obtido experimentalmente em *Columba livia* e medidas de outras espécies de *Echinostoma* cujas cercárias foram encontradas em moluscos no Brasil.

Espécie		<i>Echinostoma exile</i>		<i>E. barbosai</i>	<i>E. paraensei</i>	<i>E. rodriguesi</i>	<i>E. luisreyi</i>
Referência		Presente estudo	Kohn & Fernandes, 1975	Lie & Basch, 1966	Lie & Basch, 1967	Hsu <i>et al.</i> , 1968	Maldonado Jr. <i>et al.</i> , 2003
Hospedeiro		<i>Columba livia</i>	<i>C. livia</i>	<i>Cairina moschata</i> , <i>C. livia</i> , <i>Gallus</i> <i>gallus</i>	<i>Mesocricetus auratus</i> , <i>Mus musculus</i> , <i>Rattus rattus</i>	<i>C. livia</i> , <i>G. gallus</i> , <i>M. auratus</i> , <i>M. musculus</i>	<i>M. musculus</i> , <i>M. auratus</i>
Corpo	C	5.743 ± 1.148 (4.563-6.926)	5.297 ± 722 (4.250-5.910)	3.648-7.828	7.490-16.033	3.874-6.800	5.250-6.500
	L	1.040 ± 350 (702-1.390)	818 ± 64 (750-900)	456-958	792-1.950	545-1.291	1.083-2.250
Ventosa	C	131 ± 14 (116-150)	107 ± 13 (90-120)	123-193	216-408	144-276	133-208
	L	145 ± 20 (123-171)	112 ± 15 (90-120)	-	-	132-240	200-292
Espinhas	N	45	43-45	37	37	37-41	37
	C	44 ± 3 (40-50)	28-54	54-89	36-99	60-96	40-75
Faringe	C	126 ± 37 (89-184)	105 ± 19 (90-130)	119-193	180-348	105-252	142-233
	L	94 ± 36 (61-137)	98 ± 10 (90-110)	100-169	180-288	102-204	91-150
Esôfago	C	225 ± 19 (205-239)	185 ± 48 (130-230)	-	360-664	240-480	150-383
	L	555 ± 137 (409-717)	552 ± 76 (460-620)	346-501	465-1008	408-840	517-892
Ventral	C	579 ± 121 (430-717)	515 ± 78 (400-570)	-	-	432-720	542-975
	L	205 ± 88 (116-320)	255 ± 61 (180-310)	103-335	250-408	168-300	125-358
Ovário	C	230 ± 107 (116-375)	198 ± 29 (160-220)	-	-	144-360	225-500
	L	576 ± 187 (389-819)	585 ± 110 (440-700)	231-517	384-732	204-444	225-483
Testículo Anterior	C	276 ± 61 (212-375)	290 ± 42 (250-350)	139-334	312-612	180-384	417-825
	L	608 ± 239 (382-887)	652 ± 90 (530-730)	250-578	408-852	249-588	433-825
Testículo Posterior	C	250 ± 54 (191-321)	288 ± 30 (250-320)	139-350	312-516	168-384	317-858
	L	157 ± 41 (102-211)	158 ± 31 (130-200)	-	-	-	-
Bolsa do Cirro	C	277 ± 80 (177-375)	368 ± 138 (190-500)	-	-	-	-
	L	106 ± 3 (101-111)	105 ± 12 (93-121)	111-131	104-122	96-128	83-100
Ovos	C	67 ± 3 (63-75)	58 ± 4 (56-65)	62-66	74-86	56-68	33-41

#### 4.3.9 Haematoloechidae gen. sp.

*Hospedeiro intermediário: L. columella.*

*Tipo cercariano: Xifidiocercária (grupo Ornata).*

*Percentual de infecção total: 0,93% (3/323).*

*Número e local de coletas positivas: 2/55 (3,64%), Ponto de Coleta 2.*

*Coletas positivas e percentuais de infecção: 4/10/2012 (6,25%); 9/10/2012 (10,00%).*

*Caracterização morfológica:* Larva (figura 25a-e) com corpo ovalado e espinhoso. Cauda simples, com tamanho similar ao do corpo, apresentando membrana natatória dorso-ventral em sua porção distal. Ventosa oral subterminal, apresentando, em sua porção anterior, estilete quitinoso relativamente grande e fino. Faringe muscular, esôfago longo. Cecos intestinais não visualizados. Ventosa ventral esférica, menor do que a ventosa oral, localizada abaixo da região equatorial. Presença, em cada lado do corpo, de dois grupamentos de cinco glândulas penetração com formato lobulado e com canálculos direcionados para a extremidade anterior. Células cistogênicas em pequeno número localizadas na região lateral do corpo. Vesícula excretora em Y, com braços que alcançam a margem posterior da ventosa ventral. Primórdio genital localizado na região mediana do corpo, próximo à ventosa ventral. São produzidas por esporocistos pequenos e alongados (figura 25f). Os dados morfométricos das cercárias e esporocistos obtidos no presente estudo e de larvas semelhantes relatadas por diferentes autores são apresentados na tabela 19.

*Estudos experimentais:* As cercárias foram colocadas em contato com larvas de *A. aegypti* mantidas em laboratório. Verificou-se inicialmente a aderência das cercárias às larvas dos insetos. Após 5 DPI foi verificada a presença de metacercárias em diferentes partes do corpo das larvas de insetos (cabeça, tórax, sifão respiratório e abdômen) (figura 25g-i). As metacercárias são caracterizadas pelo formato esférico, possuindo membrana cistogênica fina, vesícula excretora com braços longos e com grânulos escuros em seu interior. As larvas são facilmente desencistadas (figura 25j) e apresentam ainda vestígios do estilete na ventosa oral. Tentativas de infecção experimental de hospedeiros definitivos não foram realizadas. Os dados morfométricos das metacercárias obtidas no presente estudo são apresentados na tabela 19.

*Comentários:* As características das cercárias e metacercárias obtidas no presente estudo estão de acordo com as relatadas para espécies de *Haematoloechus* por diferentes autores. As cercárias de *Haematoloechus complexus* (Seely, 1906) e de *Haematoloechus* sp., também encontradas em *L. columella* respectivamente nos EUA (Krull, 1933) e no estado de São Paulo (Carvalho *et al.*, 2001b), são semelhantes à espécie encontrada no presente estudo. Outras larvas relatadas em moluscos nos EUA, *Haematoloechus breviflexus* Stafford, 1902 registradas em *Gyraulus similaris* Baker, 1919 por Schell (1965); e *Haematoloechus coloradensis* Cort, 1915 reportada em *Physa virgata* (Gould, 1855) por Dronen Jr (1975), possuem características gerais semelhantes às das larvas de Haematoloechidae gen. sp. obtidas no Brasil. Na Europa, o ciclo biológico de *Haematoloechus similis* Looss, 1899 foi elucidado por Grabda (1960), entretanto, as cercárias encontradas em *Planorbis planorbis* (Linnaeus, 1758) não possuem membrana natatória na cauda. Outra xifidiocercária relatada no Brasil, *Cercaria lutzi*, foi descrita de *Biomphalaria* spp. no estado de São Paulo (Ruiz, 1943) e posteriormente registrada nestes hospedeiros por outros autores (Ruiz, 1952a; Souza *et al.*, 1998a; Moraes *et al.*, 2009). Ruiz (1952b) sugeriu, sem evidências experimentais, que se tratava da cercária de *Neohaematoloechus neivai* (Travassos & Artigas, 1927). *Cercaria lutzi* difere das larvas de Haematoloechidae gen. sp. obtidas no presente estudo por não apresentar membrana natatória na cauda.

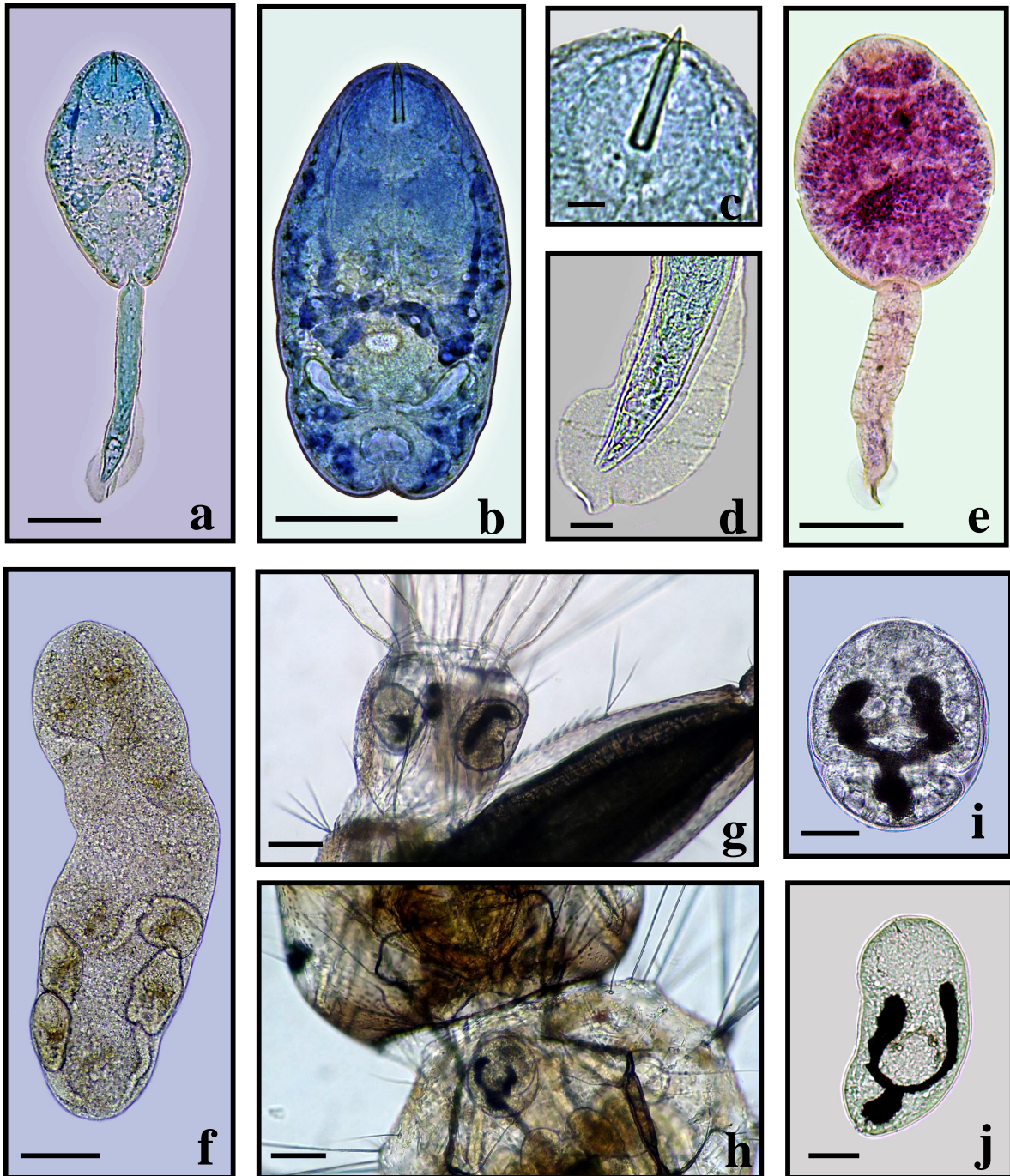


FIGURA 25 – Haematoloechidae gen. sp. (a) Cercária emergida de *Lymnaea columella* coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, corada pelo sulfato azul do Nilo. (b) Detalhe do corpo cercariano, (c) estilete e (d) extremidade posterior da cauda. (e) Larva corada pelo carmim. (f) Esporocisto obtido em molusco infectado. (g-h) Larvas de *Aedes aegypti* infectadas experimentalmente. (i) Metacercária encistada e (j) desencistada mecanicamente. Escalas: a, b, i, j = 50  $\mu\text{m}$ ; c, d = 10; g, h = 100  $\mu\text{m}$ .

TABELA 19 – Dados morfométricos de cercárias e esporocistos de Haematoloechidae gen. sp. obtidas em *Lymnaea columella* oriundas da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e de metacercárias obtidas experimentalmente em larvas de *Aedes aegypti*. Medidas de larvas semelhantes relatadas por diferentes autores são apresentadas para comparação.

Espécie	Haematoloechidae gen. sp.	<i>Haematoloechus</i> sp.	<i>H. complexus</i>	<i>H. breviplexus</i>	<i>H. coloradensis</i>	<i>H. similis</i>	<i>Cercaria lutzi</i>	
Referência	Presente estudo	Carvalho <i>et al.</i> , 2001b	Krull, 1933	Schell, 1965	Dronen Jr, 1975	Grabda, 1960	Ruiz, 1943	
Hospedeiro	<i>Lymnaea columella</i>	<i>L. columella</i>	<i>L. columella</i>	<i>Gyraulus similis</i>	<i>Physa virgata</i>	<i>Planorbis planorbis</i>	<i>Biomphalaria glabrata</i>	
Localidade	Brasil	Brasil	EUA	EUA	EUA	Polônia	Brasil	
<i>Cercária</i>								
Corpo	C	154 ± 16 (137-184)	237 ± 19 (208-276)	161 (153-165)	172-190	150 (130-160)	130-164	159-205
	L	85 ± 6 (75-96)	120 ± 6 (112-132)	80 (70-95)	82-90	118 (100-130)	87-104	86-92
Cauda	C	146 ± 15 (130-171)	194 ± 16 (160-220)	150 (142-162)	172-190	170 (146-190)	102-136	148-159
	L	30 ± 5 (26-45)	37 ± 4 (32-44)	25 (23-26)	-	-	27-34	-
Ventosa oral	C	42 ± 4 (34-51)	59 ± 5 (48-64)	34 (30-39)	32-34	50 (49-52)	34-42	42-47
	L	45 ± 3 (39-51)	-	-	-	-	37-46	-
Ventosa ventral	C	22 ± 2 (19-26)	47 ± 6 (40-60)	21 (19-25)	20-22	34 (33-36)	20-22	16-20
	L	22 ± 2 (19-26)	-	-	-	-	20-24	-
Estilete	C	32 ± 5 (27-37)	24 ± 4 (20-32)	30	19	33 (32-35)	32-34	25
	L	5 ± 1 (4-6)	-	-	-	-	-	-
<i>Metacercária</i>	C	160 ± 20 (138-211)	135 ± 16 (100-152)	340	-	170 (160-188)	-	-
	L	145 ± 15 (122-177)	-	125	-	-	-	-
<i>Esporocisto</i>	C	751 ± 88 (634-887)	-	-	-	340 (320-370)	163-600	350-700
	L	209 ± 16 (184-239)	-	-	-	190 (160-210)	132-273	110-115

#### 4.3.10 *Hysteromorpha triloba* (Rudolphi, 1819) (Diplostomidae)

*Hospedeiro intermediário: B. straminea.*

*Tipo cercariano: Estrigeocercária.*

*Percentual de infecção total: 0,15% (24/16.235).*

*Número e local de coletas positivas: 17/55 (30,9%), Pontos de Coleta 1 e 2.*

*Coletas positivas e percentuais de infecção: as taxas de infecção variaram entre 0,07% e 3,13%. As coletas positivas para esta espécie e os respectivos percentuais de infecção são apresentadas na figura 26. Não foram verificadas diferenças significativas entre os percentuais mensais de infecção de *B. straminea* por *H. triloba* no Ponto de Coleta 1 (2010:  $G = 8,9044$ ;  $p = 0,54$ ; 2011:  $G = 17,8386$ ;  $p = 0,09$ ), nem entre as estações secas e chuvosas avaliadas (2010:  $Z = -0,3535$ ;  $p = 0,73$ ; 2011:  $Z = 0,2328$ ;  $p = 0,81$ ).*

*Caracterização morfológica: Larva (figura 27a-c) de cauda bifurcada. Furcas longas. Corpo com dois pares de glândulas de penetração, um par lateral e outro anterior à ventosa ventral. Glândulas de penetração com canalículos direcionados para a região anterior, que se dilatam na região do órgão anterior. Órgão anterior ovalado. Faringe muscular. Esôfago longo bifurcando-se anteriormente à ventosa ventral. Cecos longos, sinuosos, não alcançando a porção posterior do corpo. Primórdio genital com formato irregular localizado na região posterior do corpo. Ventosa ventral subequatorial. Tronco caudal sem corpos caudais. Quando em repouso, o corpo da larva permanece curvado lateralmente em forma de gancho. São produzidas por esporocistos alongados (figura 27d). As medidas das cercárias de *H. triloba* obtidas no presente estudo são demonstradas na tabela 20.*

*Estudos experimentais: Exemplares de *P. reticulata* e *C. carpio* foram expostos à solução cercariana, porém não foi verificada a formação de metacercárias nestes hospedeiros.*

*Comentários: As larvas de *H. triloba* foram descritas de moluscos planorbídeos, *Gyraulus hirsutus* (Gould, 1840), experimentalmente infectados nos EUA, onde o ciclo evolutivo do parasito foi elucidado (Huggins, 1954a, b). No Brasil, estas cercárias foram relatadas em *B. peregrina* coletadas no Rio Paraná (Souza *et al.*, 2008). Larvas descritas por Lutz (1931) como *H. triloba*, correspondem a cercárias de *Apharyngostrigea* sp. (ver item 4.3.2). *Biomphalaria straminea* é um novo hospedeiro intermediário conhecido para *H. triloba*.*

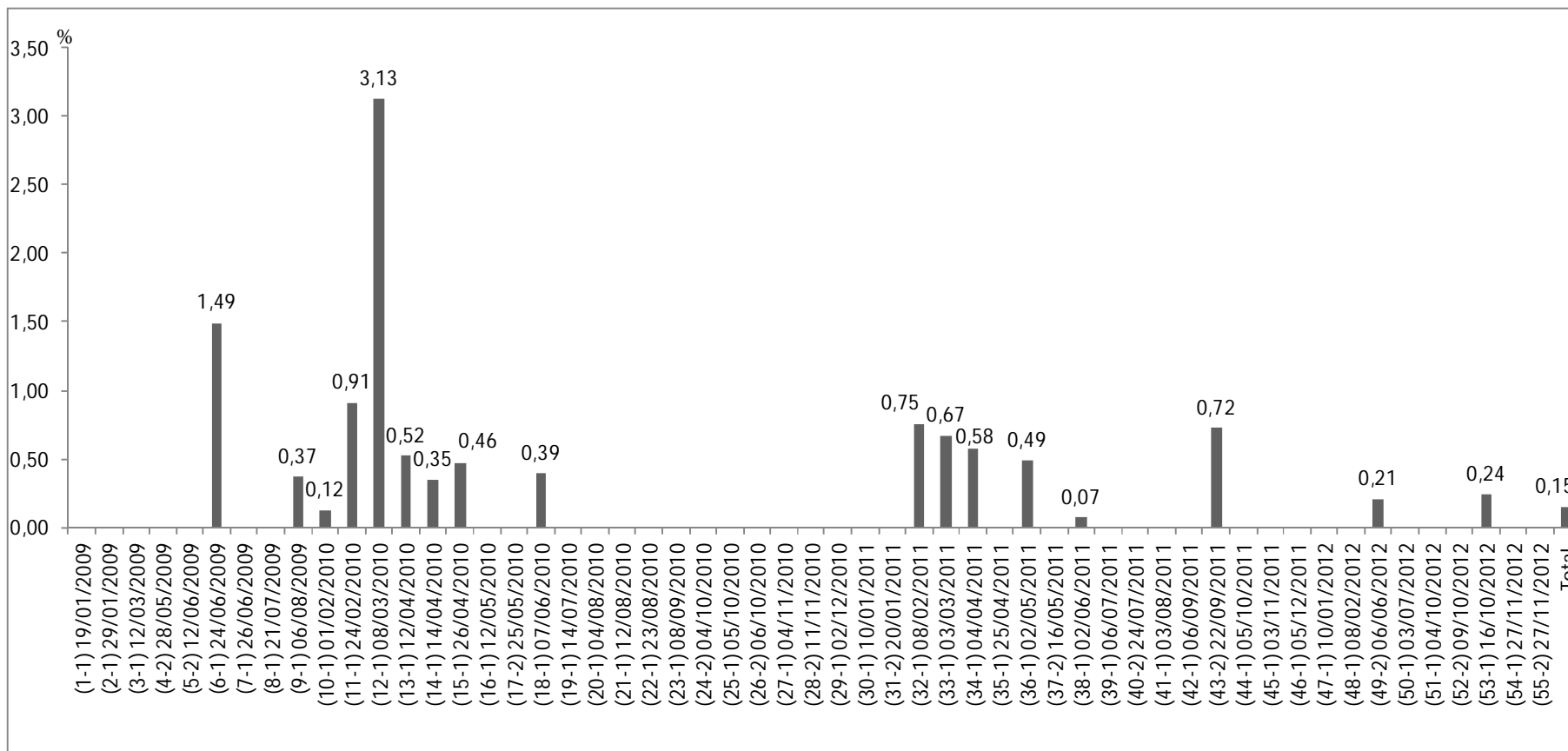


FIGURA 26 – Percentuais de infecção por *Hysteromorpha triloba* verificados em *Biomphalaria straminea* durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012.



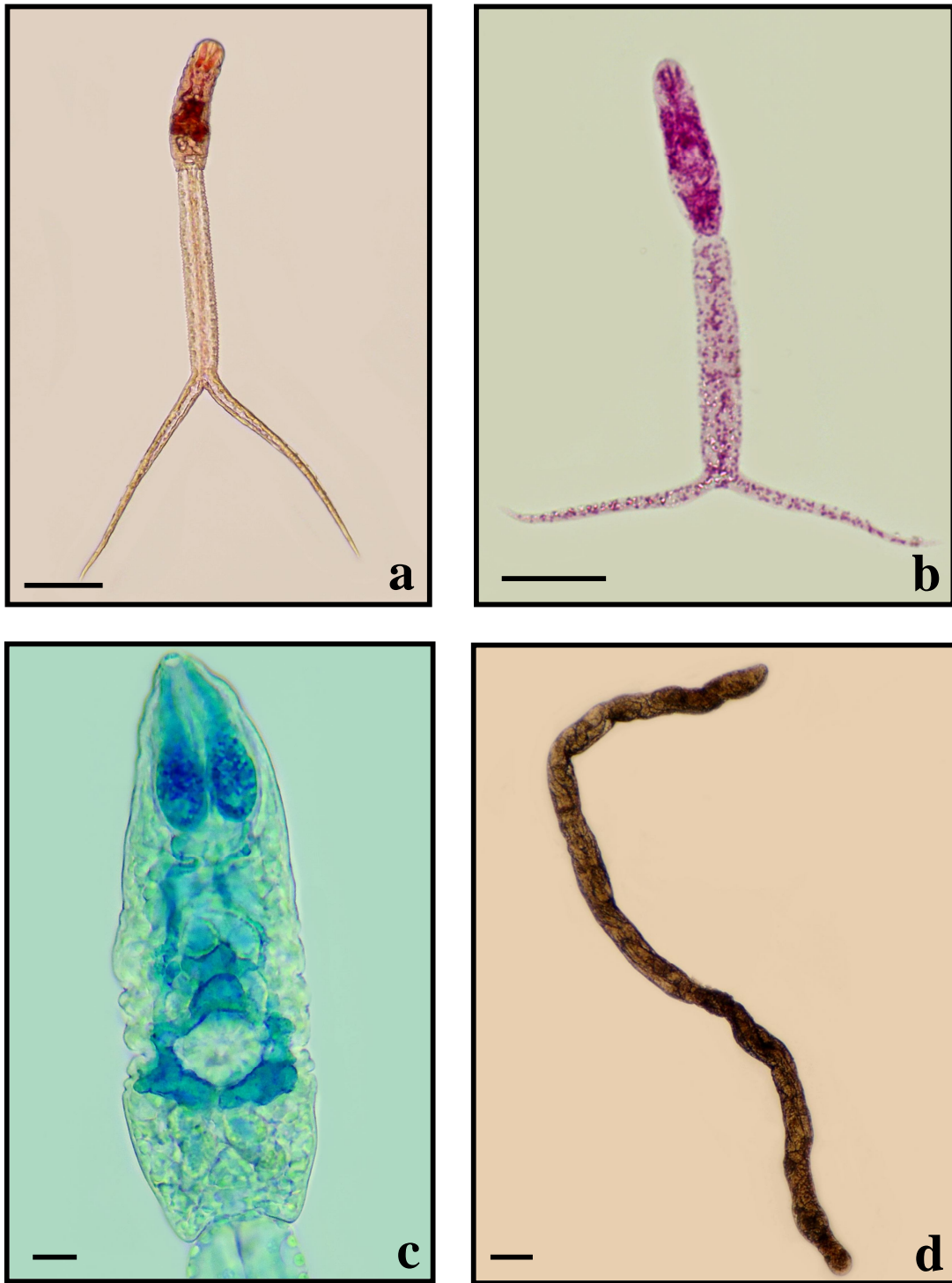


FIGURA 27 – *Hysteromorpha triloba*: (a) Cercária emergida de *Biomphalaria straminea* coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, corada por vermelho neutro. (b) Larva corada pelo carmim. (c) Detalhe do corpo cercariano corado por sulfato azul do Nilo. (d) Esporocisto obtido em molusco infectado. Escalas: a, b, d = 100  $\mu\text{m}$ ; c = 10  $\mu\text{m}$ .

TABELA 20 – Dados morfométricos de larvas de *Hysteromorpha triloba* encontradas em *Biomphalaria straminea* na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e medidas apresentadas por outros autores.

Referência		Presente estudo	Hughhins, 1954b	Souza <i>et al.</i> , 2008
Hospedeiro		<i>Biomphalaria straminea</i>	<i>Gyraulus hirsutus</i>	<i>B. peregrina</i>
Localidade		Brasil	EUA	Brasil
Corpo	C	175 ± 15 (143-205)	196 (168-221)	158
	L	44 ± 4 (37-53)	45 (41-50)	33
Tronco caudal	C	236 ± 16 (205-266)	237 (226-260)	230
	L	38 ± 3 (33-47)	36 (28-42)	28
Furca	C	213 ± 15 (184-239)	216 (196-227)	183
	L	22 ± 3 (17-27)	14-25	7
Órgão anterior	C	46 ± 5 (33-58)	50 (42-53)	-
	L	26 ± 1 (23- 28)	24 (20-28)	-
Ventosa ventral	C	18 ± 1 (17-20)	18 (17-20)	-
	L	18 ± 2 (15-23)	-	-
Faringe	C	12 ± 1 (12-13)	13 (11-14)	-
	L	12	-	-

#### 4.3.11 Notocotylidae gen. sp.

*Hospedeiro intermediário: B. straminea.*

*Tipo cercariano: Monostoma (grupo Trioculata).*

*Percentual de infecção total: 0,42% (68/16.235).*

*Número e local de coletas positivas: 19/55 (34,5%), Pontos de Coleta 1 e 2.*

*Coletas positivas e percentuais de infecção: As taxas de infecção variaram entre 0,07% e 44,89%. As datas e os respectivos percentuais de infecção verificados são apresentados na figura 28. Não foram verificadas diferenças significativas entre os percentuais mensais de infecção de *B. straminea* por Notocotylidae gen. sp. no Ponto de Coleta 1 em ambos os anos avaliados (2010:  $G = 6,6009$ ;  $p = 0,76$ ; 2011:  $G = 3,3864$ ;  $p = 0,98$ ), nem entre as estações secas e chuvosas (2010:  $Z = 0,8129$ ;  $p = 0,42$ ; 2011:  $Z = -0,7134$ ;  $p = 0,48$ ).*

*Caracterização morfológica: Larva (figura 29a-d) de cauda simples. Corpo com coloração amarronzada. Ventosa oral subterminal. Faringe e ventosa ventral ausentes. Presença de três ocelos pigmentados, sendo os laterais maiores que o mediano. Esôfago curto que se bifurca próximo aos ocelos. Cecos intestinais longos, alcançando a extremidade posterior do corpo. Presença de grande número de células cistogênicas. Primórdio genital formado por duas massas unidas por um canal celular localizado na região mediana da larva. Um par de papilas terminais localizadas na região posterior do corpo. Sistema excretor com dois túbulos coletores que se unem na região do ocelo mediano. Cercárias imaturas (figura 29b, c) recuperadas durante a pesquisa de rédias apresentam duas fileiras de estruturas esféricas, possivelmente primórdios de glândulas ventrais. As larvas são produzidas por rédias (figura 29e) de coloração amarelada e ceco longo, apresentando uma mancha escura na porção posterior. Após emergirem as cercárias encistam-se rapidamente (figura 29f) nas paredes do recipiente, secretando o conteúdo das células cistogênicas e liberando a cauda que permanece em movimento. As metacercárias (figura 29g) possuem formato esférico, coloração escura e parede cistogênica espessa. Os dados morfométricos dos estágios larvais obtidos no presente estudo, bem como medidas relatadas para diferentes espécies de Notocotylidae na América do Sul, são apresentados na tabela 21.*

*Estudos experimentais:* Metacercárias encistadas foram removidas com auxílio de estiletos e administradas por via oral a exemplares de camundongos, *C. moschata* e *G. g. domesticus*, porém parasitos adultos não foram recuperados durante as necropsias destes hospedeiros realizadas a partir de 7 DPI.

*Comentários:* Larvas do tipo monostoma são formadas por representantes da superfamília Notocotyloidea. Na América do Sul, poucos estudos experimentais sobre o ciclo biológico destes parasitos foram realizados. Larvas de *Hippocrepsis fuelleborni* Travassos & Vogelsang, 1930 e de *Notocotylus biomphalariae* Flores & Brugni, 2005 foram descritas de *B. peregrina* na Argentina (Ostrowski de Núñez, 1976b; Flores & Brugni, 2005), mas são menores que as cercárias aqui relatadas em *B. straminea*. No Brasil, apesar da diversidade de espécies desta superfamília registradas em hospedeiros vertebrados (Travassos *et al.*, 1969), nenhum ciclo biológico foi ainda elucidado. *Cercaria guaiibensis* foi encontrada em *B. tenagophila* em Guaíba, Rio Grande do Sul (Veitenheimer-Mendes *et al.*, 1995), porém é maior do que as cercárias reportadas no presente estudo. Outra cercária do tipo monostoma foi encontrada também em *B. tenagophila* durante estudo malacológico realizado na cidade de Caeté, região metropolitana de Belo Horizonte (dados não publicados), entretanto possui medidas maiores.

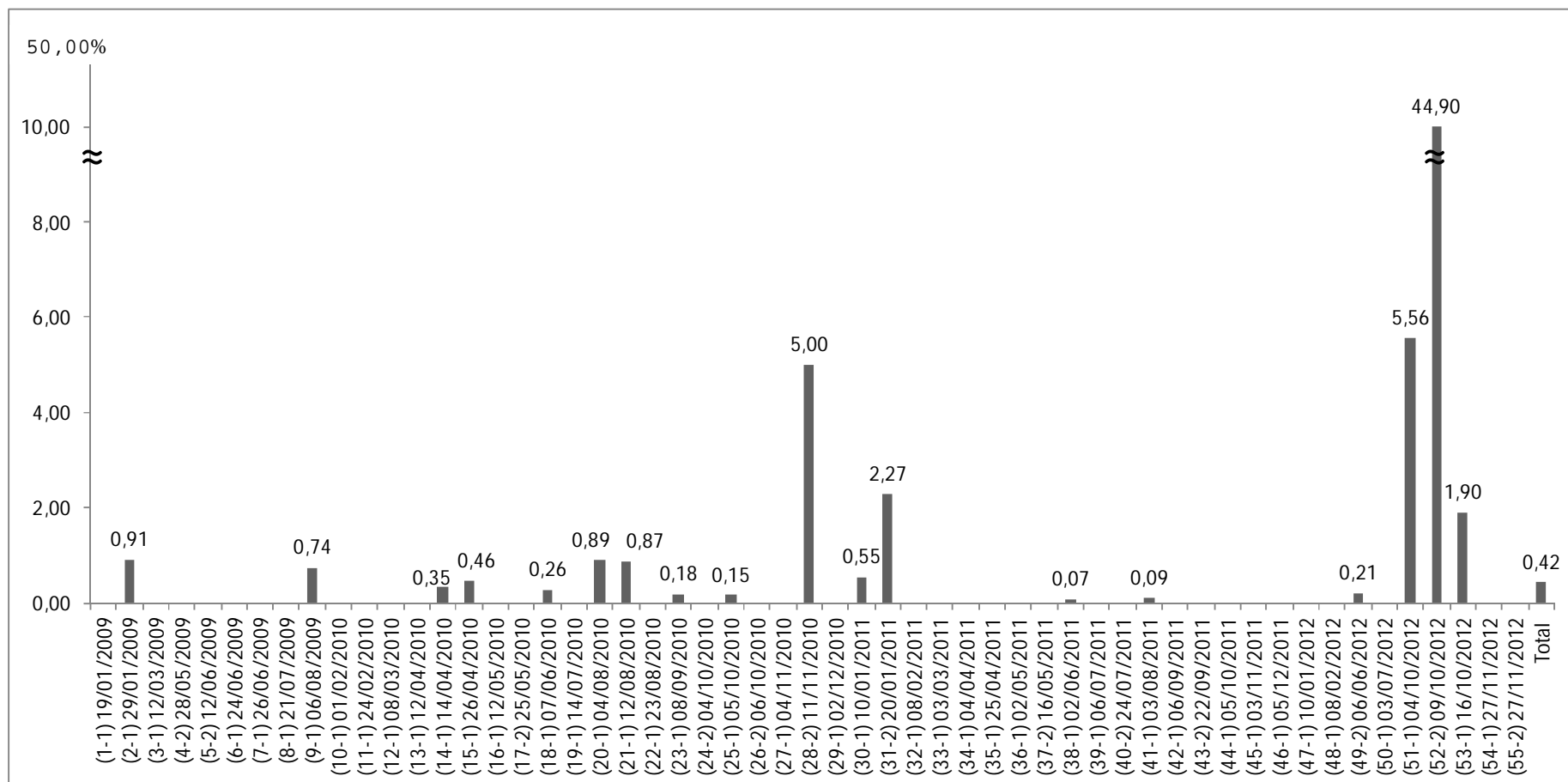


FIGURA 28 – Percentuais de infecção por larvas de Notocotylidae gen. sp. verificados em *Biomphalaria straminea* durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012.

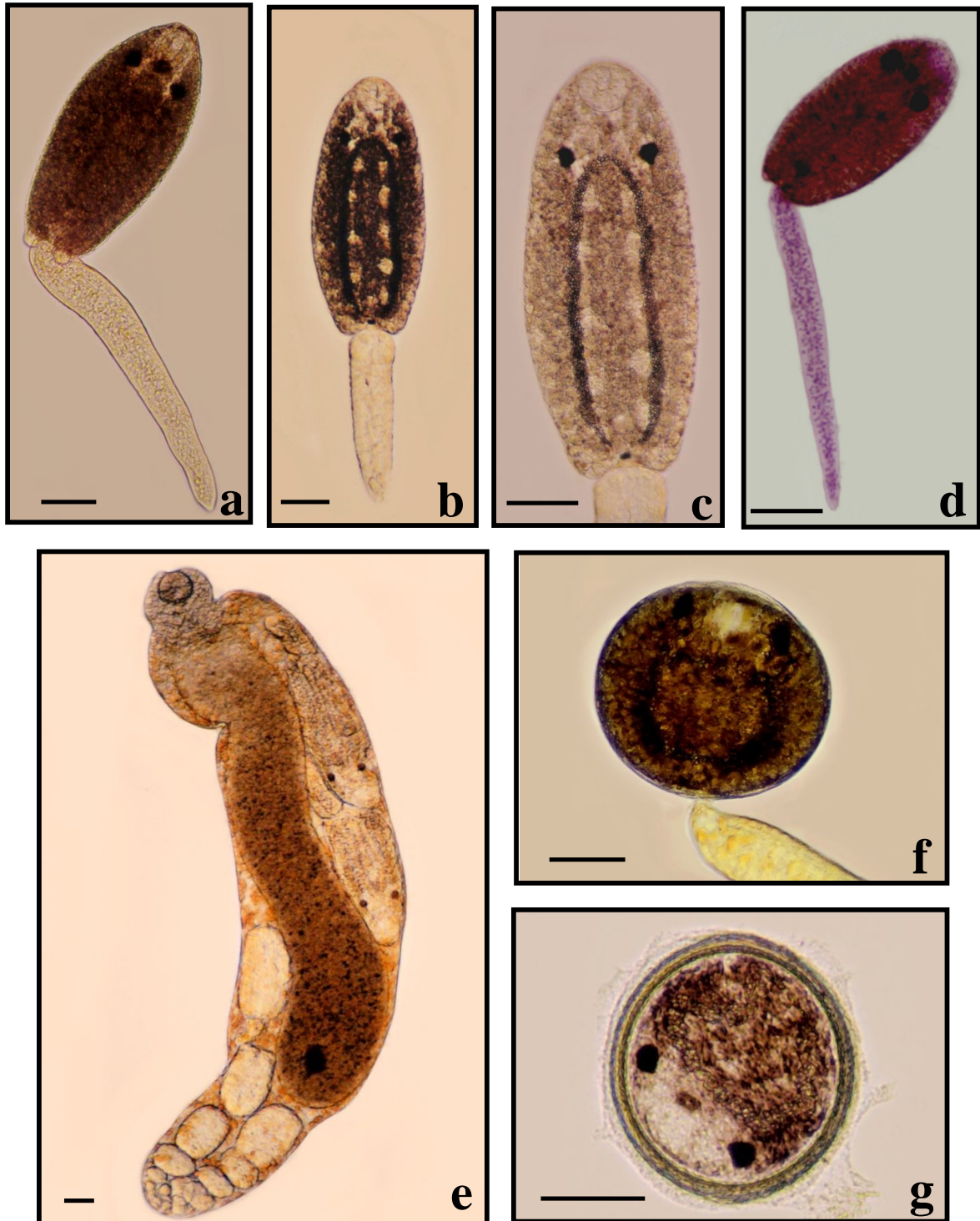


FIGURA 29 – Notocotylidae gen. sp.: (a) Cercária emergida de *Biomphalaria straminea* coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Cercária imatura. (c) Detalhe da região anterior. (d) Larva corada pelo carmim. (e) Récia obtida em molusco infectado. (f) Larva em fase inicial de encistamento. (g) Metacercária encistada. Escalas = 50  $\mu$ m.

TABELA 21 – Dados morfométricos de cercárias, metacercárias e rédias de Notocotylidae gen. sp. encontradas em *Biomphalaria straminea* na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. Medidas de larvas relatadas em *Biomphalaria* spp. por diferentes autores são apresentadas para comparação.

Espécie		Notocotylidae gen. sp.	<i>Hippocrepis fuelleborni</i>	<i>Cercaria guaibensis</i> 4	<i>Notocotylus biomphalariae</i>
Referência		Presente estudo	Ostrowski de Núñez, 1976	Veitenheimer- Mendes <i>et al.</i> , 1995	Flores & Brugni, 2005
Hospedeiro		<i>Biomphalaria straminea</i>	<i>B. peregrina</i>	<i>B. tenagophila</i>	<i>B. peregrina</i>
Localidade		Brasil	Argentina	Brasil	Argentina
<i>Cercária</i>					
Corpo	C	291 ± 16 (273-314)	233-350	140-315	369 (346-394)
	L	132 ± 10 (109-150)	116	99-138	191 (154-221)
Ventosa oral	C	41 ± 1 (37-43)	40-45	34-58	42 (36-53)
	L	41 ± 2 (38-45)	32-45	-	41 (34-50)
Ocelo lateral	C	19 ± 2 (15-23)	18	14-16	-
	L	19 ± 3 (15-25)	-	-	-
Ocelo mediano	C	13 ± 2 (10-15)	-	8	-
	L	12 ± 2 (10-15)	-	-	-
Cauda	C	334 ± 53 (205-403)	360-371	190-410	702 (634-797)
	L	53 ± 6 (41-68)	31	28-48	62 (55-77)
<i>Metacercária</i>	C	146 ± 6 (137-163)	156-175	140-196	152 (146-158)
	L	143 ± 6 (128-154)	148-168	-	-
Parede cística	C	15 ± 3 (9-21)	13	14-22	14 (10-17)
<i>Rédia</i>					
Corpo	C	1.358 ± 199 (997-1.891)	1.272	-	1.013 (643-1.248)
	L	277 ± 39 (189-361)	310	-	218 (173-307)
Faringe	C	54 ± 5 (47-67)	59	-	68 (58-86)
	L	58 ± 6 (47-75)	64	-	73 (58-96)
Ceco	C	996 ± 219 (602-1.547)	-	-	600 (288-893)
	L	164 ± 36 (102-239)	-	-	-

#### 4.3.12 *Petasiger* sp. (Echinostomatidae)

*Hospedeiro intermediário: B. straminea.*

*Tipo cercariano: Equinostoma (grupo Magnacauda).*

*Percentual de infecção total: 0,12% (19/16.235).*

*Número e local de coletas positivas: 9/55 (16,4%), Pontos de Coleta 1 e 2.*

*Coletas positivas e percentuais de infecção: As taxas de infecção variaram entre 0,42% e 11,11%. Os dados referentes aos percentuais de infecção são apresentados na figura 30.*

*Caracterização morfológica: Larva (figura 31a-e) de cauda simples, longa, com movimentação em S. Corpo ovalado, com colar cefálico contendo 19 espinhos, sendo quatro espinhos angulares dispostos em cada lado e 11 em fileira única. Ventosa oral subterminal. Faringe muscular pequena, oval, com pigmentação amarelo-amarronzada em seu interior. Ventosa ventral equatorial, do mesmo tamanho que a ventosa oral. Esôfago longo, bifurcando-se próximo à ventosa ventral em cecos que terminam antes da extremidade posterior. Túbulos excretores principais com cerca de 20 concreções circulares evidentes localizadas entre a faringe a ventosa ventral. Primórdio genital composto por duas massas de células localizadas na porção anterior e posterior da ventosa ventral. Células cistogênicas estão distribuídas por todo o corpo, desde a região posterior à faringe, com conteúdo em formato de barras retangulares (rabdiforme). Cauda com largura reduzida na região de inserção com o corpo e possuindo uma vesícula excretora acessória na extremidade anterior. São formadas por rédias (figura 31f) de coloração amarelo-alaranjada apresentando um par de apêndices locomotores na porção posterior e colar com quatro lóbulos na região anterior. Os dados morfométricos das cercária e rédias obtidas no presente estudo e medidas de larvas semelhantes descritas por outros autores são apresentadas na tabela 22.*

*Estudos experimentais: Exemplares de *P. reticulata* foram expostos às cercárias, sendo verificada a ingestão das larvas pelos peixes. Metacercárias (figura 31g) foram encontradas aderidas à faringe e ao esôfago destes hospedeiros. Apresentam formato ovalado e parede cística fina, sendo verificada a formação de uma camada externa fibrosa de origem do hospedeiro. Tentativas de infecção de exemplares de canários, pintos jovens e camundongos não resultaram em sucesso.*



*Comentários:* Larvas do tipo equinostoma pertencentes ao grupo magnacauda foram relatadas no Brasil primeiramente por Lutz (1924), que descreveu duas larvas: *Cercaria stylites*, encontrada em *Biomphalaria* sp. e *Drepanotrema* sp. no estado do Rio de Janeiro, e *Cercaria pachycerca* em *Ayalacostoma* sp. (= *Semisinus* sp.) de Lassance, Minas Gerais. As larvas desta última espécie foram posteriormente utilizadas em estudos experimentais que possibilitaram a obtenção de parasitos adultos identificados como *Stephanoprora conciliata* (Dietz, 1909) (Lutz, 1928). As cercárias obtidas no presente estudo apresentam características morfológicas e biológicas compatíveis com as observadas para espécies de trematódeos pertencentes ao gênero *Petasiger* Dietz, 1909. Assemelham-se às larvas de *Petasiger nitidus* Linton, 1928, cujo ciclo biológico foi elucidado a partir de cercárias emergidas de *Helisoma anceps* (Menke, 1830) (= *Helisoma antrosum* (Conrad, 1834)) nos EUA (Beaver, 1939a) e com as cercárias de *Petasiger caribbensis* Nassi, 1980 verificadas em *B. glabrata* de Guadalupe (Nassi, 1980). As larvas de *Petasiger novemdecim* Lutz, 1928 descritas de *B. glabrata* na Venezuela (Nasir *et al.*, 1972) possui a cauda menor do que a das larvas de *Petasiger* sp. obtidas no presente estudo. Outras larvas do grupo magnacauda com morfologia sugestiva de *Petasiger* foram encontradas em *B. kuhniiana* (Nasir & Díaz, 1973) e *B. glabrata* (Ostrowski de Núñez, 1981b) na Venezuela, em *B. occidentalis* na Argentina (Ostrowski de Núñez *et al.*, 1991) e em *B. straminea* (Milward-de-Andrade & Campos, 1969) e *B. tenagophila* (Silva, 1992) no estado de Minas Gerais. Entretanto, a associação entre estas larvas e os respectivos adultos não foi ainda realizada. Adicionalmente, larvas do tipo magnacauda foram encontradas em *Biomphalaria schrammi* (Crosse, 1864) e *Biomphalaria intermedia* Paraense & Deslandes, 1962 do estado de Minas Gerais, e em *Ayalacostoma* sp. de Foz do Iguaçu, estado do Paraná (dados não publicados).

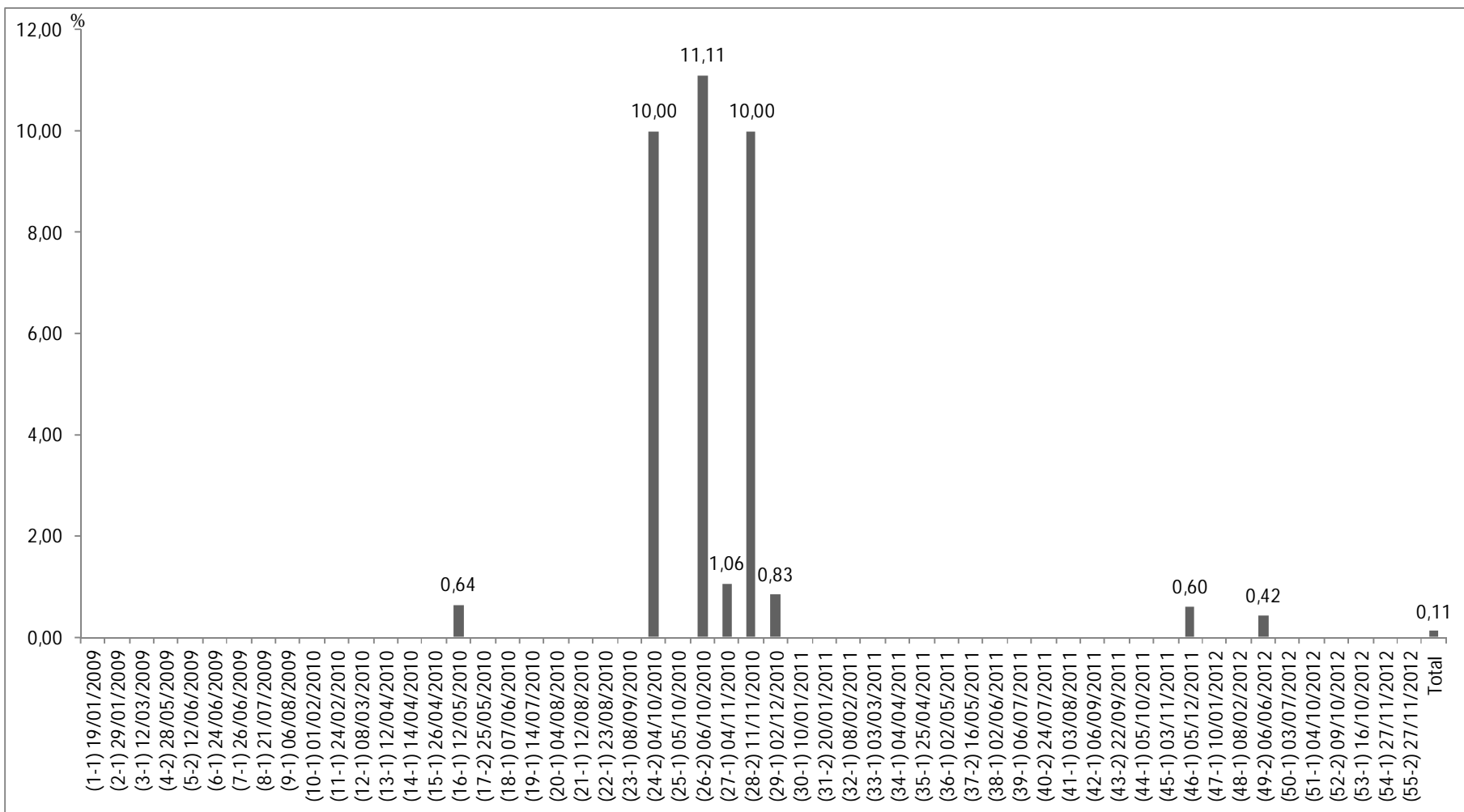


FIGURA 30 – Percentuais de infecção por *Petasiger* sp. verificados em *Biomphalaria straminea* durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais entre janeiro de 2009 e novembro de 2012.

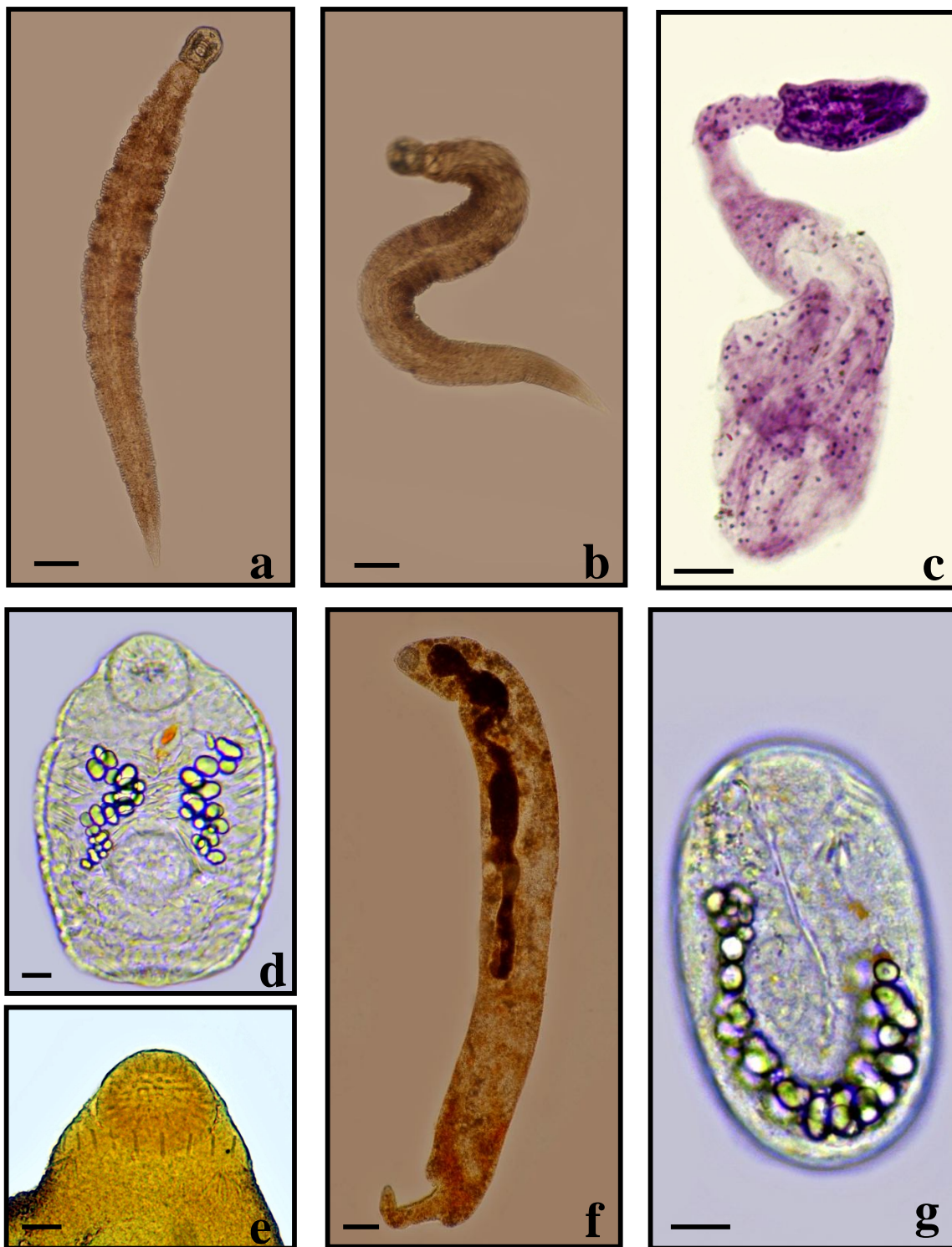


FIGURA 31 – *Petasiger* sp.: (a) Cercária emergida de *Biomphalaria straminea* coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Larva apresentando movimento em S. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Detalhe do corpo cercariano. (e) Detalhe dos espinhos do colar cefálico. (f) Rédia obtida em molusco infectado. (g) Metacercária obtidas experimentalmente em *Poecilia reticulata*. Escalas: a-c, f = 100  $\mu$ m; d, e, g = 10  $\mu$ m.

TABELA 22 – Dados morfométricos de cercárias e rédias de *Petasiger* sp. encontradas em *Biomphalaria straminea* na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e de metacercárias obtidas em *Poecilia reticulata* experimentalmente infectados. Medidas de larvas semelhantes relatadas em moluscos planorbídeos no continente americano são apresentadas para comparação.

Espécie		<i>Petasiger</i> sp.	<i>P. nitidus</i>	<i>P. chandleri</i>	<i>P. novemdecim</i>	<i>Cercaria amarillis</i> Nasir & Díaz, 1973	<i>P. caribbensis</i>	<i>Petasiger</i> sp.
Referência		Presente estudo	Beaver, 1939a	Abdel-Malek, 1952, 1953	Nasir <i>et al.</i> , 1972	1973	Nassi, 1980	Ostrowski de Núñez <i>et al.</i> , 1991
Hospedeiro		<i>Biomphalaria straminea</i>	<i>Helisoma anceps</i>	<i>H. corpulentum</i>	<i>B. glabrata</i>	<i>B. kuhniana</i>	<i>B. glabrata</i>	<i>B. occidentalis</i>
Localidade		Brasil	EUA	EUA	Venezuela	Venezuela	Guadalupe	Argentina
<i>Cercária</i>								
Corpo	C	175 ± 13 (137-205)	220	200	140-180	135-141	100-200	187 ± 23 (135-216)
	L	68 ± 5 (55-75)	50	70	60-79	57-60	60-110	66 ± 4 (63-72)
Ventosa oral	C	30 ± 1 (27-33)	26-32	27-29	24-28	24-30	26-30	31 ± 2 (29-32)
	L	28 ± 1 (26-31)	-	-	-	-	28-34	31 ± 2 (29-32)
Espinhos	N	19	19	21	19-21	19	19	19-20
	C	30 ± 2 (27-33)	26-32	27-29	26-36	24-30	26-32	31 ± 2 (29-32)
Ventosa ventral	L	31 ± 2 (27-34)	-	-	-	-	30-36	31 ± 2 (29-32)
	C	883 ± 94 (774-1.152)	800-1.120	720-860	394-451	460-564	1.100-1.400	780 ± 115 (540-990)
Cauda	L	135 ± 18 (102-184)	-	200-240	47-117	65-90	150-190	104 ± 24 (72-135)
	C	88 ± 4 (80-98)	85	100	130-186	-	85	78-88
<i>Metacercária</i>	L	53 ± 5 (46-68)	68	73	72-103	-	53	44-52
	C	88 ± 4 (80-98)	85	100	130-186	-	85	78-88
<i>Rédia</i>								
Corpo	C	1.577 ± 238 (1.289-2.098)	1.200-2.500	2.900	376-846	-	2.300	783-1.620
	L	202 ± 37 (120-258)	150-180	140	94-141	-	140	108-189
Faringe	C	48 ± 11 (38-75)	48	-	33-48	-	42	38-76
	L	50 ± 13 (38-83)	44	-	24-45	-	36	43-54
Ceco	C	709 ± 204 (410-1.204)	-	1.470	-	-	-	-
	L	72 ± 20 (34-102)	-	-	-	-	-	-

#### 4.3.13 *Philophthalmus gralli* Mathis & Leger, 1910 (Philophthalmidae)

*Hospedeiro intermediário: Melanoides tuberculata.*

*Tipo cercariano: Megalura.*

*Percentual de infecção total: 0,17% (19/11.468).*

*Número e local de coletas positivas: 8/55 (14,5%), Pontos de Coleta 1 e 2.*

*Coletas positivas e percentuais de infecção: As taxas de infecção variaram entre 0,15% e 1,67%. As coletas em que foram encontrados moluscos infectados por *P. gralli* e os respectivos percentuais de infecção são apresentados na figura 32.*

*Caracterização morfológica e estudos experimentais: estudos morfológicos das cercárias, metacercárias, rédias e de parasitos adultos obtidos a partir de infecções experimentais foram recentemente publicados (Pinto & Melo, 2010b) e por isso não foram aqui reproduzidos.*

*Comentários: Cercárias de *P. gralli* foram previamente relatadas em *M. tuberculata* na represa da Pampulha, sendo a identificação da espécie realizada a partir de parasitos adultos obtidos no saco conjuntival de *G. g. domesticus* experimentalmente infectados (Pinto, 2009; Pinto & Melo, 2010b). Posteriormente, outros registros de *P. gralli* em *M. tuberculata* não foram realizados no Brasil, contudo estes tiarídeos foram recentemente encontrados infectados pelo parasito na Costa Rica (Rojas *et al.*, 2013) e no Peru (Literak *et al.*, 2013). Os resultados aqui obtidos demonstram que o parasito permanece sendo mantido por *M. tuberculata* na região.*

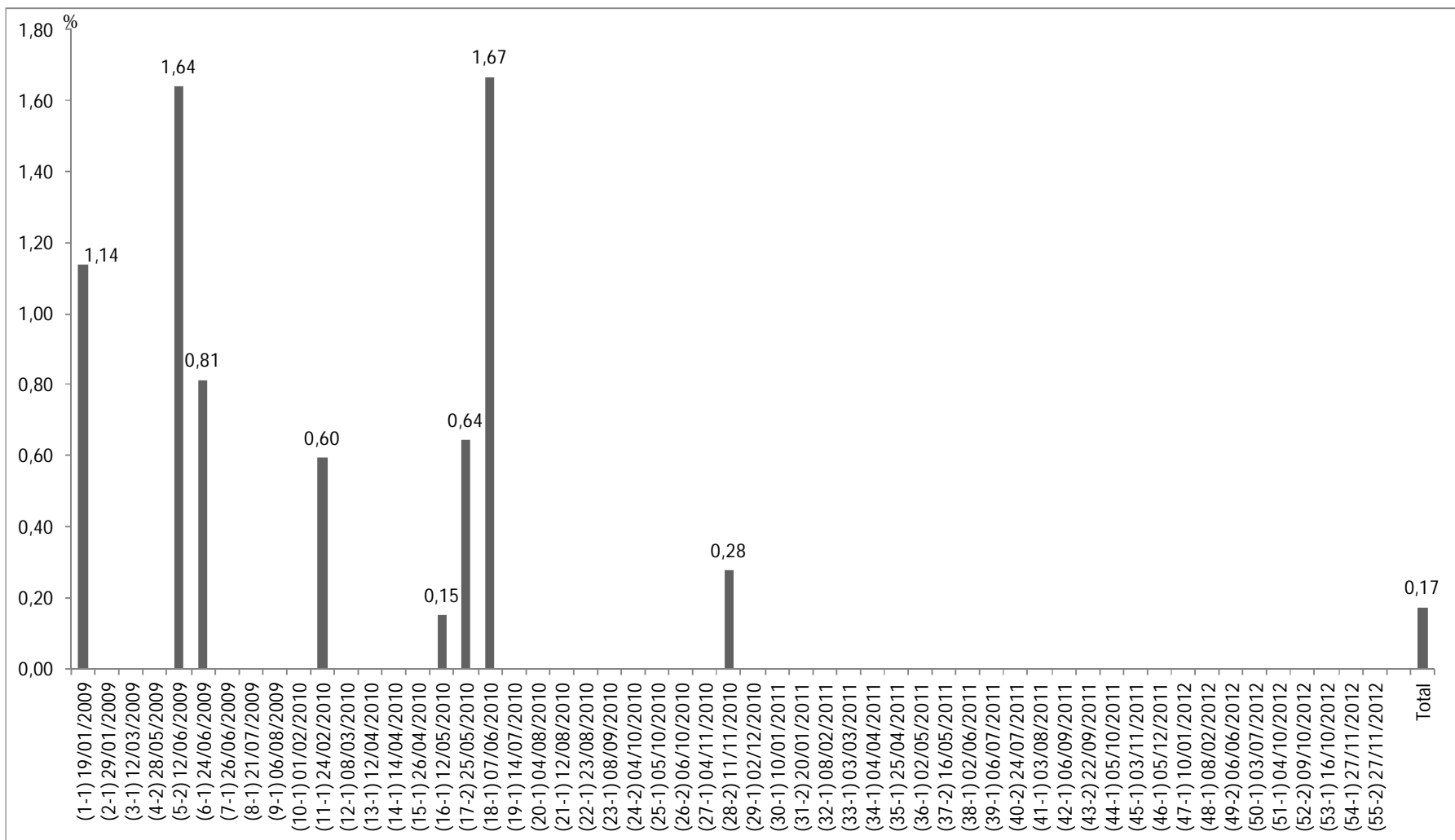


FIGURA 32 – Percentuais de infecção por *Philophthalmus gralli* verificados em *Melanoides tuberculata* durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012.

#### 4.3.14 *Renicola* sp. (Renicolidae)

*Hospedeiro intermediário: M. tuberculata.*

*Tipo cercariano: Gimnocéfala.*

*Percentual de infecção total: 0,12% (14/11.468).*

*Número e local de coletas positivas: 5/55 (9,1%), Ponto de Coleta 2.*

*Coletas positivas e percentuais de infecção: 12/05/2010 (0,08%), 25/05/2010 (0,29%); 06/10/2010 (0,33%); 25/04/2011 (0,24%); 16/05/2011 (0,20%).*

*Caracterização morfológica:* Larva (figura 33a-c) de cauda simples, sendo esta do mesmo tamanho do corpo. Corpo espinhoso repleto de grânulos com formato irregular e coloração amarronzada. Ventosa oral subterminal. Faringe pequena, inconspícua. Cecos intestinais não visualizados. Presença de grupamentos de glândulas de penetração na região anterior do corpo. Ventosa ventral levemente pré-equatorial. Primórdio genital pequeno, de formato irregular, localizado próximo à margem anterior da ventosa ventral. Vesícula excretora nítida, longa, em forma de Y, bifurcando-se próximo à ventosa ventral, originando braços que não ultrapassam esta. Quando em repouso, a cauda da larva se curva sobre a face ventral do corpo. São formadas por esporocistos (figura 33d) alongados de coloração amarronzada, com poucas cercárias formadas e várias massas germinativas. As medidas das cercárias e esporocistos obtidos no presente estudo e de larvas semelhantes encontradas em *M. tuberculata* por diferentes autores são apresentadas na tabela 23.

*Estudos experimentais:* Exemplares de *P. reticulata* foram expostos à solução contendo cercárias. Um exemplar necropsiado uma hora após infecção apresentou corpos cercarianos migrando para a região anterior do trato digestivo, além de caudas livres, sugerindo que a cauda é perdida antes do encistamento. Exemplares necropsiados aos 5 DPI apresentaram metacercárias (figura 33e) encistadas no fígado. Estas possuem formato ovalado e parede cística hialina e fina, sendo as medidas apresentadas na tabela 23. Tentativas de infecção de hospedeiros definitivos não foram realizadas.

*Comentários:* Larvas com morfologia semelhante à cercária de *Renicola* sp. foram encontradas em *M. tuberculata* por diferentes autores, sendo descritas como *Cercaria indica* XIV por Sewell (1922) e *Cercaria tandani* por Saxena (1982) na Índia, *Cercaria*

*leyteensis* n°10 por Ito (1977) nas Filipinas, *Cercaria levantina* 9 em Israel por Gold & Lengy (1974), *C. indica* XIV no Paquistão por Hasseb (1980), *Cercaria dimorpha* na RDC por Fain (1953), *Cercaria* sp. 1 na Colômbia por Vergara & Velasquez (2009) e *Cercaria marinoi* na Venezuela por Díaz *et al.* (2006). É possível que estas larvas pertençam a uma mesma espécie, a qual foi introduzida no continente americano. Larvas semelhantes também foram encontradas em *M. tuberculata* coletados em Natal, Rio Grande do Norte, na lagoa localizada no Centro Administrativo em Belo Horizonte e recentemente em Lagoa Santa, Minas Gerais (dados não publicados). Em relação a outras cercárias de *Renicola* descritas de outros moluscos prosobrânquios, a cercária encontrada em *M. tuberculata* no presente estudo assemealha-se à cercária de *Renicola lari* Timon-David, 1933 caracterizada por Prevot & Bártoli (1978) e *Cercaria kuwaitae* X descrita por Abdul-Salam & Sreelatha (1997), ambas espécies marinhas cujas larvas apresentam vesícula excretora em V.



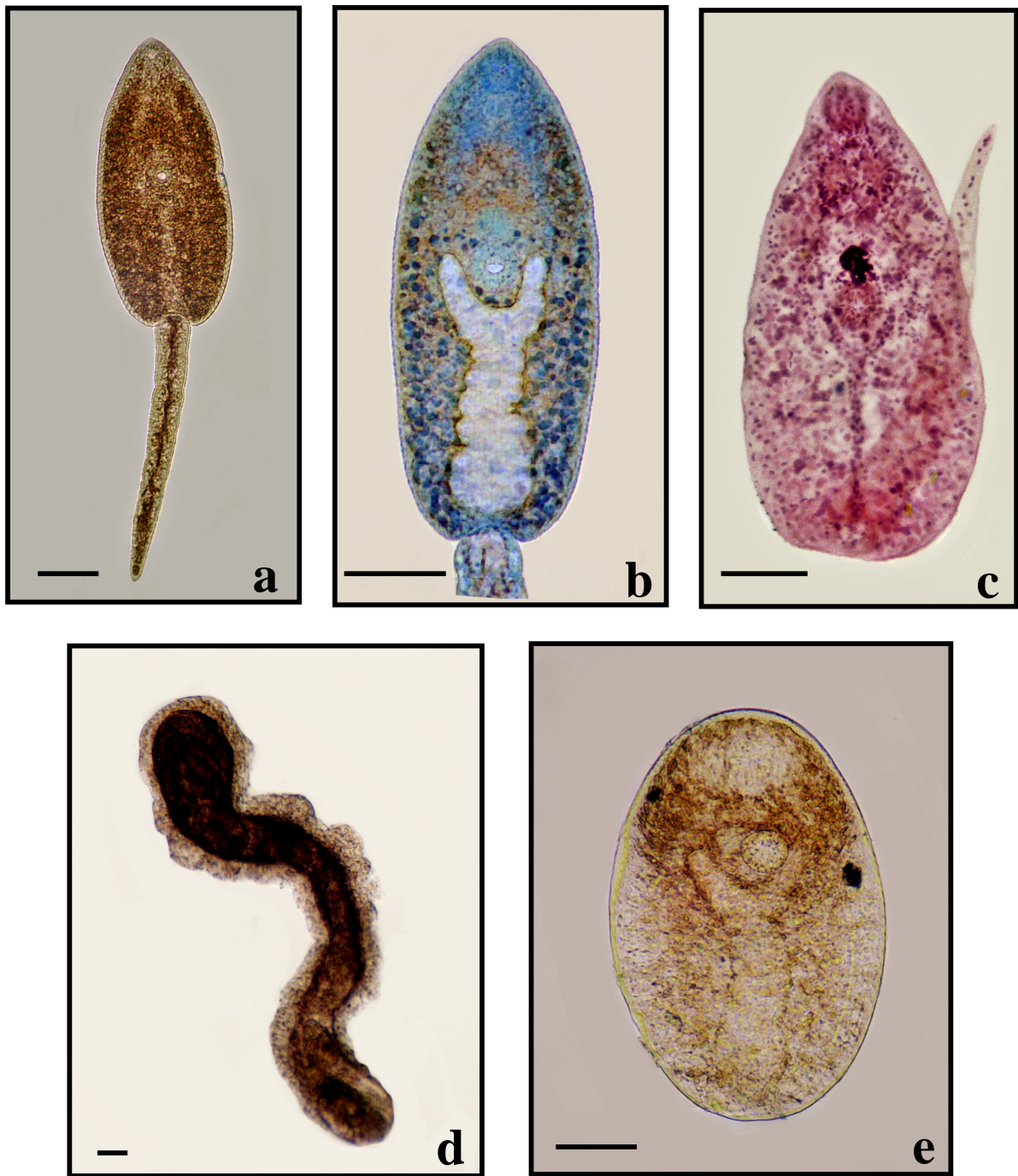


FIGURA 33 – *Renicola* sp.: (a) Cercária emergida de *Melanoides tuberculata* coletado na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Detalhe do corpo cercariano corado pelo sulfato azul do Nilo. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Esporocisto obtido em molusco infectado. (e) Metacercária encistada obtida em *Poecilia reticulata* experimentalmente infectado. Escalas: a-c, e = 50  $\mu$ m; d = 100  $\mu$ m.

TABELA 23 – Dados morfométricos de cercárias e esporocistos de *Renicola* sp. encontrados em *Melanoides tuberculata* coletados na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. Medidas de outras larvas semelhantes reportadas nestes tiarídeos por diferentes autores são apresentadas para comparação.

Espécie		<i>Renicola</i> sp.	<i>C. levantina</i> 9	<i>C. leyteensis</i> 10	<i>C. indica</i> XIV	<i>C. tandani</i>	<i>Cercaria</i> sp. 1
Referência		Presente estudo	Gold & Lengy, 1974	Ito, 1977	Haseeb, 1980	Saxena, 1982	Vergara & Velásquez, 2009
Localidade		Brasil	Israel	Filipinas	Paquistão	Índia	Colômbia
<i>Cercária</i>							
Corpo	C	301 ± 21 (253-328)	250-625	292 (260-340)	350 (255-400)	300-450	301 (235-408)
	L	112 ± 7 (102-130)	84-200	114 (100-130)	75 (55-85)	150-200	138 (110-157)
Ventosa oral	C	28 ± 2 (25-32)	35-50	33 (30-35)	32 (30-35)	40-48	37 (24-55)
	L	26 ± 2 (22-28)	-	44 (40-50)	32 (30-35)	-	36 (24-47)
Ventosa ventral	C	27 ± 2 (25-30)	37-55	38 (35-40)	25 (25-28)	40-48	35 (24-47)
	L	27 ± 2 (25-30)	-	43 (40-45)	25 (25-28)	-	35 (24-39)
Faringe	C	10 ± 1 (8-12)	14-18	16 (15-17)	10	8-12	-
	L	9 ± 1 (7-10)	-	20 (18-22)	10	-	-
Cauda	C	235 ± 15 (205-253)	150-400	195 (150-250)	150 (100-185)	270-370	200 (173-243)
	L	31 ± 3 (25-35)	38-54	37 (35-50)	-	45-60	40 (31-47)
<i>Metacercária</i>	C	232 ± 21 (205-273)	-	-	-	-	-
	L	147 ± 22 (109-177)	-	-	-	-	-
<i>Esporocisto</i>	C	1.088 ± 225 (860-1.633)	2.500-3.500	-	-	600-2.180	1.810 (1.205-2.610)
	L	211 ± 49 (137-273)	275-350	-	-	160-390	327 (241-421)

#### 4.3.15 *Ribeiroia* sp. (Psilostomidae)

*Hospedeiros intermediários: B. glabrata e B. straminea* (novos hospedeiros).

*Tipo cercariano: Gimnocéfala.*

*Percentual de infecção total: 1,19% (194/16.235) para B. straminea; 0,16% (1/606) para B. glabrata.*

*Número e local de coletas positivas: 35/55 (63,6%), Pontos de Coleta 1 e 2.*

*Coletas positivas e percentuais de infecção: as taxas de infecção variaram entre 0,12% e 11,11%. As datas e os respectivos percentuais de infecção verificados em B. straminea são apresentados na figura 34. Em relação à B. glabrata, verificou-se 1/12 (8,3%) infectado em 27/11/2012. Diferenças significativas entre os percentuais mensais de infecção de B. straminea por Ribeiroia sp. foram verificadas no Ponto de Coleta 1 em 2010 ( $G = 53,0898$ ;  $p < 0,0001$ ) e 2011 ( $G = 43,8870$ ;  $p < 0,0001$ ). Além disso, maiores percentuais de infecção foram observados nas estações secas de ambos os anos avaliados (2010:  $\chi^2 = 4,704$ ;  $p = 0,03$ ; 2011:  $\chi^2 = 10,008$ ;  $p = 0,0016$ ).*

*Caracterização morfológica.* Larva (figura 35a-c) de cauda simples. Corpo espinhoso. Ventosa oral subterminal. Faringe muscular. Ventosa ventral equatorial com margens apresentando membrana pregueada. Esôfago com um par de divertículos laterais. O esôfago se bifurca na região anterior à ventosa ventral, originando cecos que se estendem até a porção posterior do corpo. Uma região de coloração rósea é visualizada na porção anterior do corpo. Poucas células cistogênicas, dispostas na região lateral do corpo. Concreções circulares grandes e numerosas (cerca de 150) nos túbulos excretores principais. Primórdio genital formado por duas pequenas massas arredondadas localizadas na margem superior e posterior da ventosa ventral, as quais são conectadas por um canal. São produzidas por rédias (figura 35d) alongadas de coloração alaranjada, possuindo colar com quatro lóbulos na região anterior e apêndices locomotores no terço posterior. As cercárias emergiram durante a noite, na maioria das vezes em pequeno número (< 50 larvas/dia). A emergência cercariana é estimulada ao se colocar o molusco infectado ao abrigo da luz. As medidas das larvas obtidas no presente estudo e as relatadas para cercárias de *Ribeiroia* por outros autores são apresentadas na tabela 24.

*Estudos experimentais:* Exemplares de *P. reticulata* foram expostos à solução contendo cercárias. Aos 14 DPI os peixes foram mortos por comoção cerebral e metacercárias (figura 35e) foram recuperadas na cabeça e no opérculo. Os cistos possuem formato ovalado, apresentando em seu interior larva com espinhos no tegumento. Metacercárias obtidas experimentalmente foram inoculadas por via oral em camundongos e patos. Aos 10 DPI os animais foram mortos para a pesquisa de parasitos e quatro exemplares adultos encontrados no proventrículo de *C. moschata*. Camundongos imunossuprimidos pela dexametasona demonstraram-se suscetíveis à infecção experimental, sendo recuperados parasitos adultos no estômago destes animais.

Os parasitos adultos (figura 35h, i) são assim caracterizados: corpo ovalado e tegumento coberto por espinhos. Ventosa oral subterminal. Pré-faringe curta, faringe musculosa. Esôfago curto, com um par de divertículos laterais, bifurcando-se após estes e formando cecos que terminam à pouca distância da extremidade posterior do corpo. Ventosa ventral equatorial. Testículos grandes, ovalados, em tandem, na porção posterior do corpo. Ovário esférico, pré-testicular. Bolsa do cirro volumosa localizada na margem anterior da ventosa ventral. Vitelária folicular, bilateral, ocupando toda a porção posterior aos divertículos esofagianos. Útero ocupando a região entre o testículo anterior e a base da ventosa ventral. Poro genital mediano, próximo à bifurcação esofagiana. Poro excretor terminal. Ovos (figura 35f, g) liberados nas fezes imaturos, com coloração amarela. A incubação destes ovos à temperatura ambiente possibilitou a formação e eclosão, a partir de 25 dias de incubação, de miracídeos com ocelo pigmentado. A análise morfométrica de parasitos adultos obtidos experimentalmente no presente estudo e os dados reportados por diferentes autores são apresentados na tabela 25.

*Comentários:* As cercárias de espécies do gênero *Ribeiroia* Travassos, 1939 foram encontradas primeiramente em *H. anceps* nos EUA, sendo descritas como *Cercaria thomasi* por McMullen (1938). Posteriormente, Beaver (1939b), realizando estudos experimentais iniciados a partir da *C. thomasi*, elucidou o ciclo biológico de *Ribeiroia ondatrae* (Price, 1931). Desde então, vários autores relataram a interação entre *R. ondatrae* e moluscos planorbídeos na América do Norte (Johnson *et al.*, 2004; Peterson, 2007; Huffmann *et al.*, 2009). Na América do Sul, estudos relacionados aos moluscos transmissores de *Ribeiroia* são escassos, existindo o relato de *Ribeiroia* sp. em *Biomphalaria prona* (Martens, 1873) na Venezuela (Ostrowski de Nuñez, 1981b) e de *B.*

*occidentalis* na Argentina (Ostrowski de Nuñez *et al.*, 1991). Outra espécie relatada no continente americano, *Ribeiroia marini* (Faust & Hoffman, 1934), foi encontrada em *B. glabrata* de alguns países da América Central (Riggin Jr., 1956; Basch & Sturrock, 1969; Golvan *et al.*, 1974; Nassi, 1978). Além disso, larvas com morfologia sugestiva de *Ribeiroia* foram encontradas em *B. pfeifferi* na RDC (Fain, 1953) e em *B. kuhniiana* na Venezuela (Nasir & Díaz, 1973). A morfologia da larva obtida em *B. straminea* e *B. glabrata* no presente estudo está de acordo com a relatada para *R. ondatrae* e *Ribeiroia* sp. respectivamente na América do Norte e do Sul, e diferem das larvas de *R. marini* principalmente pela presença de uma área de coloração rósea na região anterior do corpo e pela presença de poucas células cistogênicas (Johnson *et al.*, 2004).

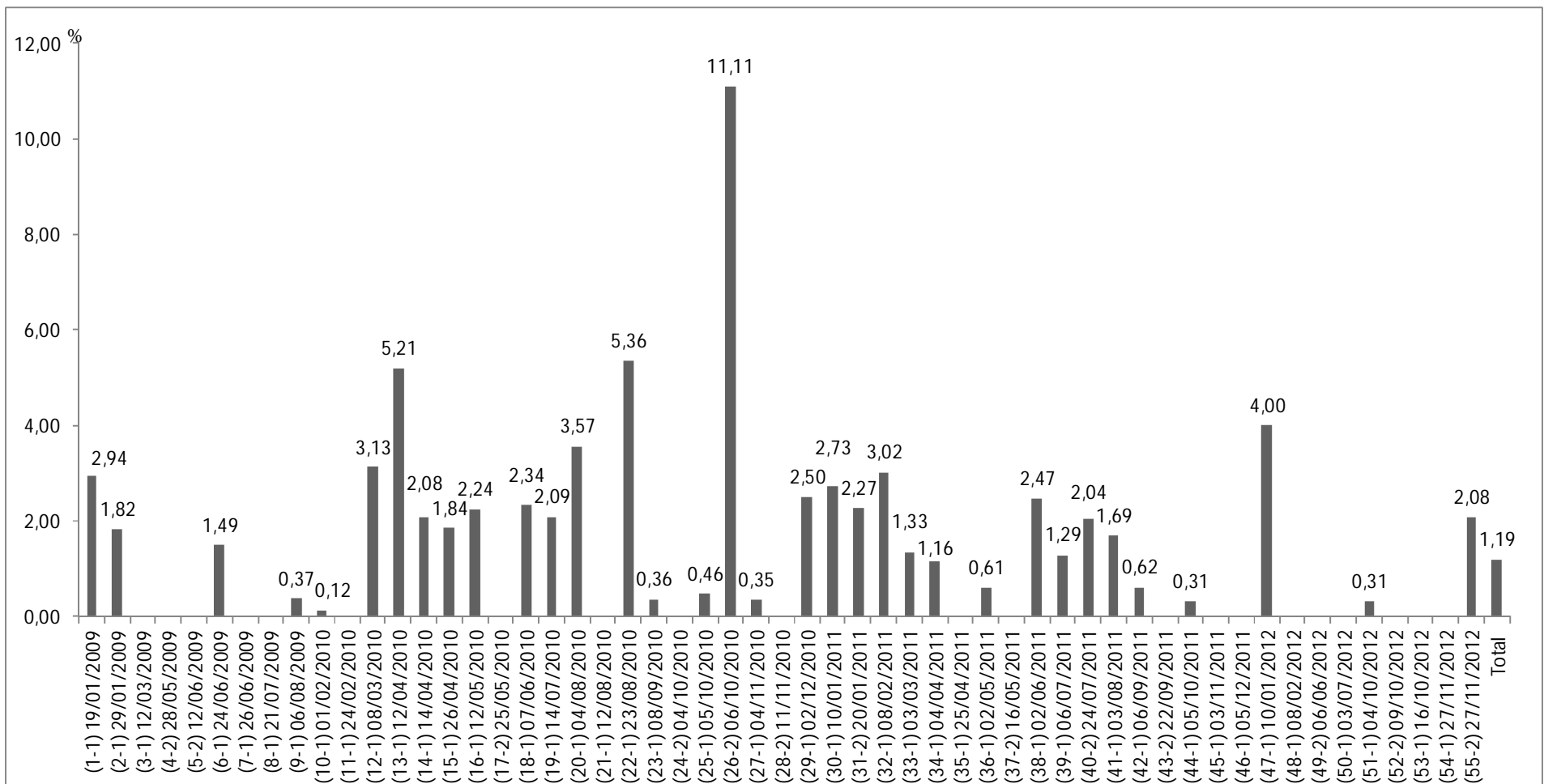


FIGURA 34 – Percentuais de infecção por *Ribeiroia* sp. verificados em *Biomphalaria straminea* durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012.

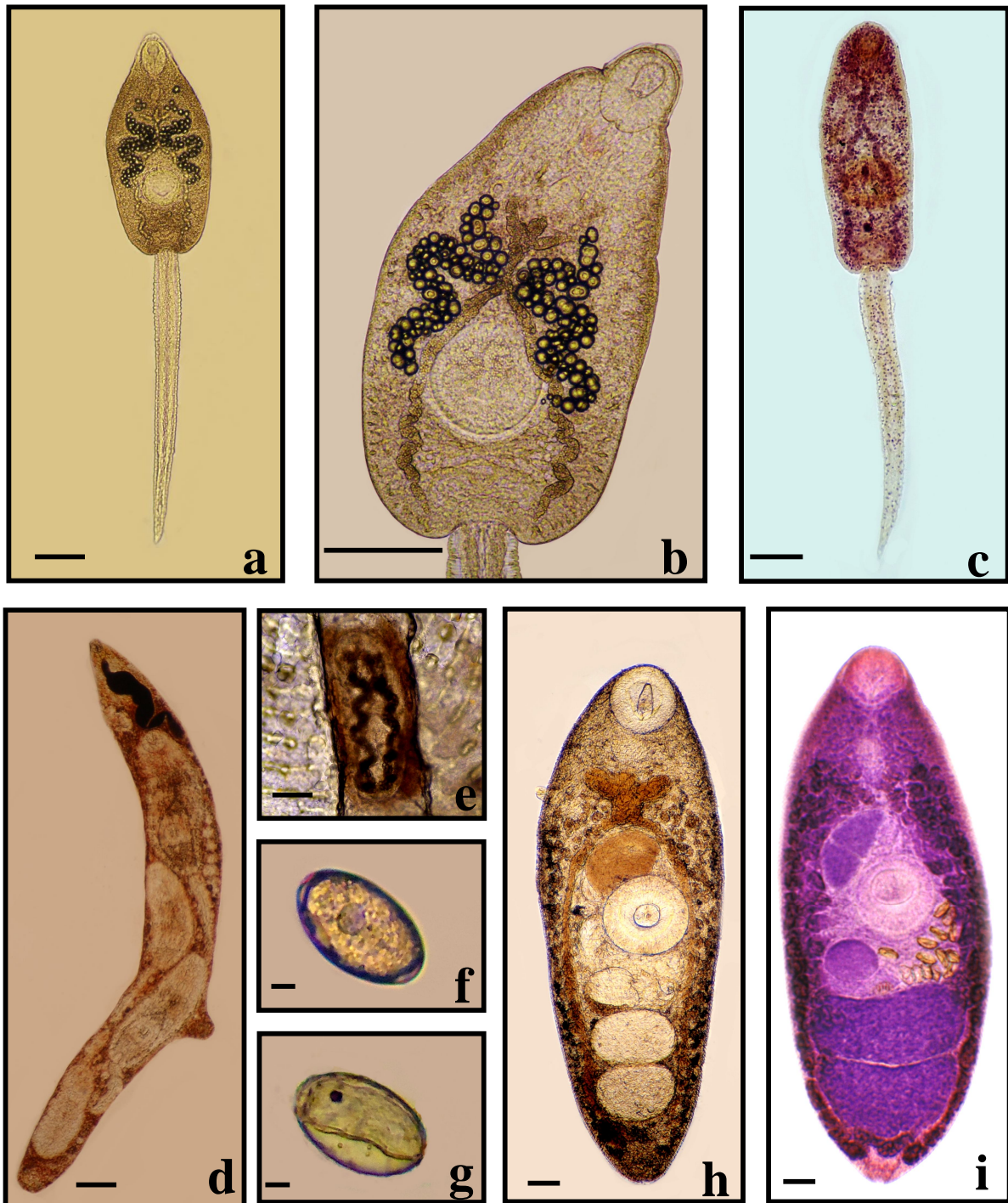


FIGURA 35 – *Ribeiroia* sp.: (a) Cercárias emergidas de *Biomphalaria straminea* coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Detalhe da região anterior. (c) Larva corada pelo carmin. (d) Rédia obtida em molusco infectado. (e) Metacercária encistada obtidas em *Poecilia reticulata*. (f) Ovo do parasito imaturo e (g) maduro obtido das fezes de *Cairina moschata* experimentalmente infectado. (h, i) Parasitos adultos obtidos em *C. moschata*. Escalas: a-e, h, i = 100  $\mu$ m; f, g = 10  $\mu$ m.

TABELA 24 – Dados morfométricos de cercárias e rédias de *Ribeiroia* sp. encontradas em *Biomphalaria straminea* na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e de metacercárias obtidas experimentalmente em *Poecilia reticulata*. Medidas de larvas de *Ribeiroia* spp. relatadas por outros autores são apresentadas para comparação.

Espécie		<i>Ribeiroia</i> sp.	<i>R. ondatrae</i>	<i>Ribeiroia</i> sp.	<i>R. marini</i>	<i>Cercaria lileta</i>	<i>C. armikuhniani</i>	
Referência		Presente estudo	McMullen 1938	Ostrowski de Núñez <i>et al.</i> , 1991	Basch & Sturrock, 1969	Golvan <i>et al.</i> , 1974 Nassi, 1978	Fain, 1953	Nasir & Díaz, 1973
Hospedeiro		<i>Biomphalaria</i> <i>Straminea</i>	<i>Helisoma</i> <i>anceps</i>	<i>B. occidentalis</i>	<i>B. glabrata</i>	<i>B. glabrata</i>	<i>B. pfeifferi</i>	<i>B. kuhniana</i>
Localidade		Brasil	EUA	Argentina	Santa Lucia	Guadalupe	RDC	Venezuela
<i>Cercária</i>								
Corpo	C	439 ± 25 (382-498)	470	512 ± 54 (416-589)	401 (360-520)	445	400	300-366
	L	233 ± 12 (198-246)	192	227 ± 28 (177-297)	183 (135-229)	175	90	122-159
Cauda	C	667 ± 56 (546-765)	800	569 ± 45 (468-648)	553 (474-690)	593	450-650	404-592
	L	60 ± 5 (51-75)	48	78 ± 9 (67-99)	55 (51-71)	60	45-55	28-65
Ventosa oral	C	77 ± 4 (67-84)	82	80 ± 4 (72-85)	56 (30-70)	65	70-80	48-69
	L	56 ± 3 (51-62)	45	70 ± 7 (58-81)	58 (44-67)	54	53	-
Ventosa ventral	C	84 ± 5 (77-94)	101	107 ± 9 (100-119)	70 (60-86)	81	112-130	69-111
	L	91 ± 6 (79-103)	71	-	-	84	-	-
<i>Metacercária</i>	C	392 ± 30 (328-491)	-	-	400	270-330	-	-
	L	189 ± 39 (143-389)	-	-	160	170-200	-	-
<i>Rédia</i>	C	1.164 ± 205 (774-1.547)	850	-	2.600	1.000-3.000	1.400-1.800	-
	L	159 ± 19 (130-191)	170	-	-	-	175-200	-
Faringe	C	38 ± 4 (33-45)	-	-	50-60	40-60	50	-
	L	32 ± 3 (25-37)	-	-	-	-	35	-
Ceco	C	372 ± 72 (273-478)	-	-	-	-	300	-
	L	53 ± 11 (34-68)	-	-	-	-	-	-



TABELA 25 – Dados morfométricos de *Ribeiroia* sp. obtidos experimentalmente em *Cairina moschata* no Brasil e medidas de *Ribeiroia* spp. reportadas por diferentes autores no continente americano. \*Hospedeiro experimental.

Referência	<i>Ribeiroia</i> sp.		<i>Ribeiroia ondatrae</i>					
	Presente estudo	Beaver, 1939b	Travassos, 1939	Dubois & Mahon, 1959	Ostrowski de Núñez, 1968a	Boero <i>et al.</i> , 1972a	Rietschel & Werding, 1978	
Hospedeiro	<i>Cairina moschata</i> *	Aves domésticas*	<i>Ardea alba</i>	<i>Phalacrocorax auritus</i>	<i>P. brasilianus</i>	<i>Spheniscus magellanicus</i>	<i>Sula leucogaster</i>	
Localidade	Brasil	EUA	Brasil	EUA	Argentina	Argentina	Colômbia	
Corpo	C	1.470 ± 67 (1.410-1.565)	1.400-4.200	3.000-3.200	1.800-2.100	806-1.495	3.200	1.600
	L	580 ± 75 (481-653)	467-1.400	960-1.000	570-700	351-650	960-1.050	530
Ventosa oral	C	188 ± 16 (171-205)	178-256	270-300	190-210	143-208	230	190
	L	191 ± 15 (171-205)	-	-	-	117-234	-	200
Faringe	C	92 ± 16 (75-109)	-	150-180	115	65-130	150-180	94
	L	81 ± 7 (75-89)	-	120	81-99	39-78	-	70
Ventosa ventral	C	253 ± 24 (225-273)	208-357	450	110-140	65-143	430	240
	L	249 ± 32 (205-273)	-	-	130-165	65-143	-	250
Ovário	C	89 ± 12 (75-102)	90-215	180	200-250	65-156	230	94
	L	147 ± 29 (109-177)	-	210	290-490	156-364	-	90
Testículo anterior	C	189 ± 23 (157-205)	-	300-540	-	65-182	560	160
	L	406 ± 122 (225-478)	-	450-600	-	117-312	750	220
Testículo posterior	C	189 ± 41 (153-239)	-	300-540	-	98-260	380	160
	L	358 ± 103 (212-444)	-	450-600	-	104-260	680	210
Ovos	C	76 ± 5 (67-82)	80-90	80-92	78-87	65-91	82	73-78
	L	41 ± 2 (38- 45)	45-50	48-61	47-60	39-52	54	54-56
Cirro evaginado	C	273	-	390	400	260	-	-
	L	20	-	60	60	26	-	-

#### 4.3.16 *Schistosoma mansoni* Sambon, 1907 (Schistosomatidae)

*Hospedeiro intermediário: B. glabrata.*

*Tipo cercariano: Brevifurcada.*

*Percentual de infecção total: 13/606 (2,14%).*

*Número e local de coletas positivas: 5/55 (9,1%), Ponto de Coleta 2.*

*Coletas positivas e percentuais de infecção: 04/10/2010 (11,1%); 06/10/2010 (4,35%); 22/09/2011 (1,55%); 4/10/2012 (6,66%); 9/10/2012 (2,1%).*

*Caracterização morfológica:* Larvas de cauda bifurcada, furcas curtas. Órgão anterior subterminal. Ventosa ventral equatorial. Faringe ausente. Esôfago bifurcando-se em cecos curtos. Presença de cinco pares de glândulas de penetração com canalículos direcionados para a região anterior. Ocelos ausentes. São produzidas por esporocistos alongados. As cercárias emergem após fotoestimulação. Os dados morfométricos das cercárias de *S. mansoni* encontradas em *B. glabrata* e as medidas relatadas por diferentes autores são apresentados na tabela 26.

*Estudos experimentais:* Camundongos foram inoculados por via subcutânea com 100 cercárias emergidas de moluscos naturalmente infectados. Todos os roedores apresentavam ovos do parasito nas fezes aos 40 DPI, sendo recuperados durante a perfusão do sistema porta-hepático  $25 \pm 8$  (18-39) vermes adultos. Ovos em diferentes estágios de desenvolvimento (maduros e imaturos) foram verificados no intestino durante a realização do oograma. As características biológicas, morfológicas e a oviposição dos parasitos recuperados foram compatíveis com o observado para outras linhagens de *S. mansoni* mantidas em laboratório.

*Comentários:* Embora as cercárias de *S. mansoni* tenham sido relatadas em moluscos no Brasil desde o início do século XX, a análise morfométrica destas larvas foi realizada por poucos autores no país. As medidas das cercárias de *S. mansoni* obtidas no presente estudo estão de acordo com as relatadas para larvas do parasito encontradas em *B. pfeifferi* na África do Sul (Porter, 1938) e na RDC (Fain, 1953), em *Biomphalaria alexandrina* (Ehrenberg, 1831) no Egito (Heikal & El-Sokkry, 1987) e em *B. tenagophila* no Brasil (Moraes *et al.*, 2009). Por outro lado, as medidas das larvas obtidas de *B. glabrata* em Porto Rico por Faust & Hoffman (1934) são relativamente maiores. As medidas fornecidas

na descrição da *Cercaria blanchardi* realizada por Pirajá da Silva (1912) são, em linhas gerais, inferiores às relatadas posteriormente para as cercárias de *S. mansoni*. As diferenças morfométricas verificadas por diferentes autores podem ser atribuídas à variações intraespecíficas, conforme discutido por diferentes autores.

TABELA 26 – Dados morfométricos de larvas de *Schistosoma mansoni* encontradas em *Biomphalaria glabrata* coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e medidas relatadas por diferentes autores.

Referência		Presente estudo	Pirajá da Silva	Faust & Hoffman, 1934	Porter, 1938	Fain, 1953	Hiekal & El-Sokkry, 1987	Moraes <i>et al.</i> , 2009
Hospedeiro		<i>Biomphalaria glabrata</i>	<i>B. glabrata</i>	<i>B. glabrata</i>	<i>B. pfeifferi</i>	<i>B. pfeifferi</i>	<i>B. alexandrina</i>	<i>B. tenagophila</i>
Localidade		Brasil	Brasil	Porto Rico	África do Sul	RDC	Egito	Brasil
Corpo	C	138 ± 5 (127-149)	55-110	214 (185-230)	120-180	130-160	120	125-130
	L	48 ± 2 (45-55)	-	92 (75-110)	40-70	48-60	28	72-76
Tronco caudal	C	219 ± 6 (212-232)	300	225 (185-300)	140-220	240-280	230	245-270
	L	27 ± 2 (23-30)	14	68 (60-75)	-	32-36	23	-
Furca	C	78 ± 5 (70-85)	56	104 (90-130)	40-70	105-120	80	110-118
	L	9 ± 1 (7-10)	-	-	-	-	8	-
Órgão anterior	C	42 ± 4 (33-50)	55-60	60	40-55	40-60	-	35-45
	L	26 ± 2 (25-30)	22-30	30	30-34	-	24	-
Ventosa ventral	C	15 ± 2 (12-18)	-	20	20-30	16-20	-	17-20
	L	15 ± 2 (13-18)	-	-	-	-	8	-

#### 4.3.17 Schistosomatidae gen. sp. 1

*Hospedeiro intermediário: B. straminea.*

*Tipo cercariano: Brevifurcada.*

*Percentual de infecção total: 0,34% (55/16.235).*

*Número e local de coletas positivas: 21/55 (38%), Pontos de Coleta 1 e 2.*

*Coletas positivas e percentuais de infecção: as taxas de infecção variaram entre 0,09% e 5,00%. As datas e os respectivos percentuais de infecção das coletas em que este tipo cercariano foi encontrado são apresentados na figura 36. Diferenças significativas entre os percentuais mensais de infecção de *B. straminea* por Schistosomatidae gen. sp. 1 foram verificadas no Ponto de Coleta 1 em 2010 ( $G = 28,3225$ ;  $p < 0,0016$ ) e 2011 ( $G = 30,7272$ ;  $p < 0,0012$ ). Além disso, foram verificadas diferenças nos percentuais de infecção entre as estações seca e chuvosa de 2010, com maior taxa de infecção nesta última estação ( $\chi^2 = 10,735$ ;  $p = 0,0011$ ), entretanto, não foram encontradas diferenças entre estas estações em 2011 ( $\chi^2 = 0,622$ ;  $p = 0,43$ ).*

*Caracterização morfológica: Larva (figura 37a-d) com cauda bifurcada. Furcas curtas com membranas natatórias dorso-ventrais e papila terminal. Corpo espinhoso, com um par de ocelos pigmentados na região anterior. Presença de 5 pares de glândulas de penetração com canaliculos direcionados para a região anterior, sendo dois pares pré-acetabulares. Órgão de penetração ovalado. Faringe ausente. Ventosa ventral subequatorial. Bifurcação esofágica próxima à região dos ocelos. Cecos curtos. Quando analisadas *in vivo*, o tronco caudal apresenta uma dilatação na região anterior. Primórdio genital esférico localizado na porção posterior do corpo. As cercárias permanecem a maior parte do tempo em repouso na superfície da água com as caudas ligeiramente curvadas para baixo. As larvas possuem elevada capacidade de aderência à superfícies, o que dificulta a manipulação das mesmas. São produzidas por esporocistos alongados de coloração amarronzada (figura 37e). As cercárias emergem no período da noite. As medidas das larvas obtidas no presente estudo e as relatadas para larvas semelhantes por diferentes autores são apresentadas na tabela 27.*

*Estudos experimentais: Exemplares de *C. moschata* foram colocados em contato com solução contendo cercárias emergidas dos moluscos. Apesar de terem sido verificados sinais de irritação cutânea nas primeiras horas após infecção não foram recuperados ovos*

dos parasitos ou vermes adultos, respectivamente, em exames parasitológico de fezes e na necropsia dos animais realizados até 60 DPI. Cercárias foram colocadas em contato com a pele da orelha de camundongos anestesiados, sendo verificada a presença de corpos cercarianos no interior do tecido subcutâneo após 60 minutos de exposição. Cercárias foram inoculadas por via subcutânea e por via intraperitoneal em camundongos, entretanto não foram recuperados parasitos adultos nestes roedores durante a necropsia realizada aos 60 DPI.

*Comentários:* As cercárias aqui identificadas como Schistosomatidae gen. sp. 1 assemelham-se às larvas de *Dendritobilharzia pulverulenta* (Braun, 1901), que foram descritas primeiramente de *Anisus vortex* (Linnaeus, 1758) e *Planorbis planorbis* (Linnaeus, 1758) na Polônia (Khalifa, 1976). Posteriormente, larvas desta espécie foram registradas em *B. straminea* no estado de Minas Gerais (Leite *et al.*, 1982), e recentemente em *Gyraulus parvus* (Say, 1817) nos EUA (Brant *et al.*, 2011). As cercárias de outra espécie, *Dendritobilharzia loosi* Skrjabin, 1924, foram descritas de *Anisus spirorbis* (Linnaeus, 1758) do Usbesquistão (Akramova *et al.*, 2011) e também possuem medidas semelhantes às das larvas obtidas em *B. straminea* no presente estudo. Duas outras larvas de Schistosomatidae foram encontradas em *Biomphalaria* na América do Sul: *Cercaria planorbicola*, descrita de *B. peregrina* na Argentina, onde foi relacionada a ocorrência de casos de dermatite cercariana em humanos (Szidat & Szidat, 1960), e *Cercaria yeuxisoma*, encontrada em *B. kuhniana* na Venezuela (Nasir & Díaz, 1973). A cercária denominada W1225, encontrada em *Biomphalaria alexandriana* Ehrenberg, 1831 (= *Biomphalaria sudanica*) no Quênia (Brant *et al.*, 2006), também assemelha-se às cercárias obtidas no presente estudo. As características morfológicas das cercárias de Schistosomatidae gen. sp. 1 estão, em linhas gerais, de acordo com as mencionadas pelos autores acima citados, exceto para o tamanho dos troncos caudais de *C. planorbicola* e *D. pulverulenta* reportado por Khalifa (1976), que são maiores. Tendo em vista que a infecção experimental de hospedeiros vertebrados não possibilitou a obtenção de parasitos adultos, estudos adicionais são necessários para a identificação desta larva.

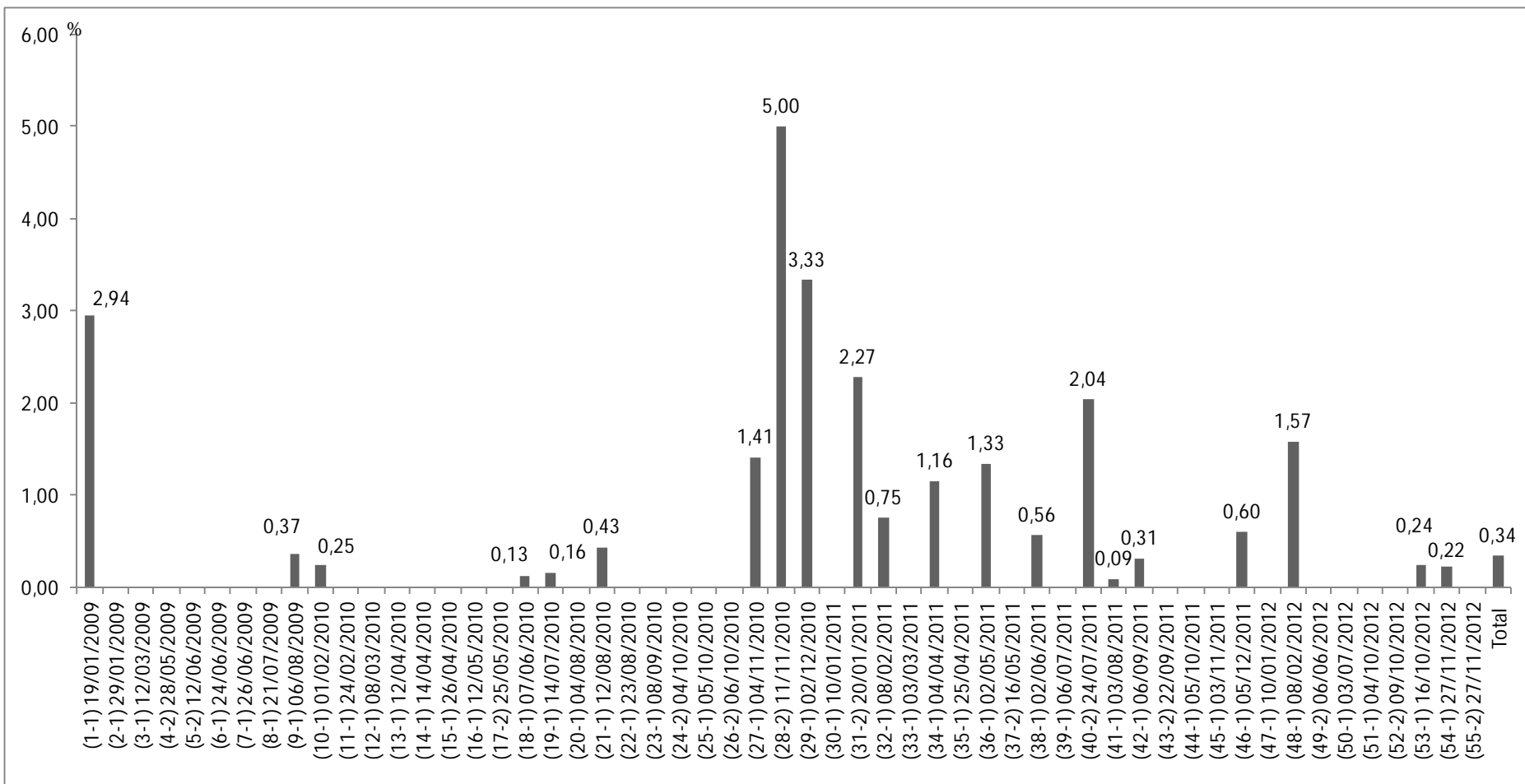


FIGURA 36 – Percentuais de infecção por Schistosomatidae gen. sp. 1 verificados em *Biomphalaria straminea* durante coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, entre janeiro de 2009 e novembro de 2012.

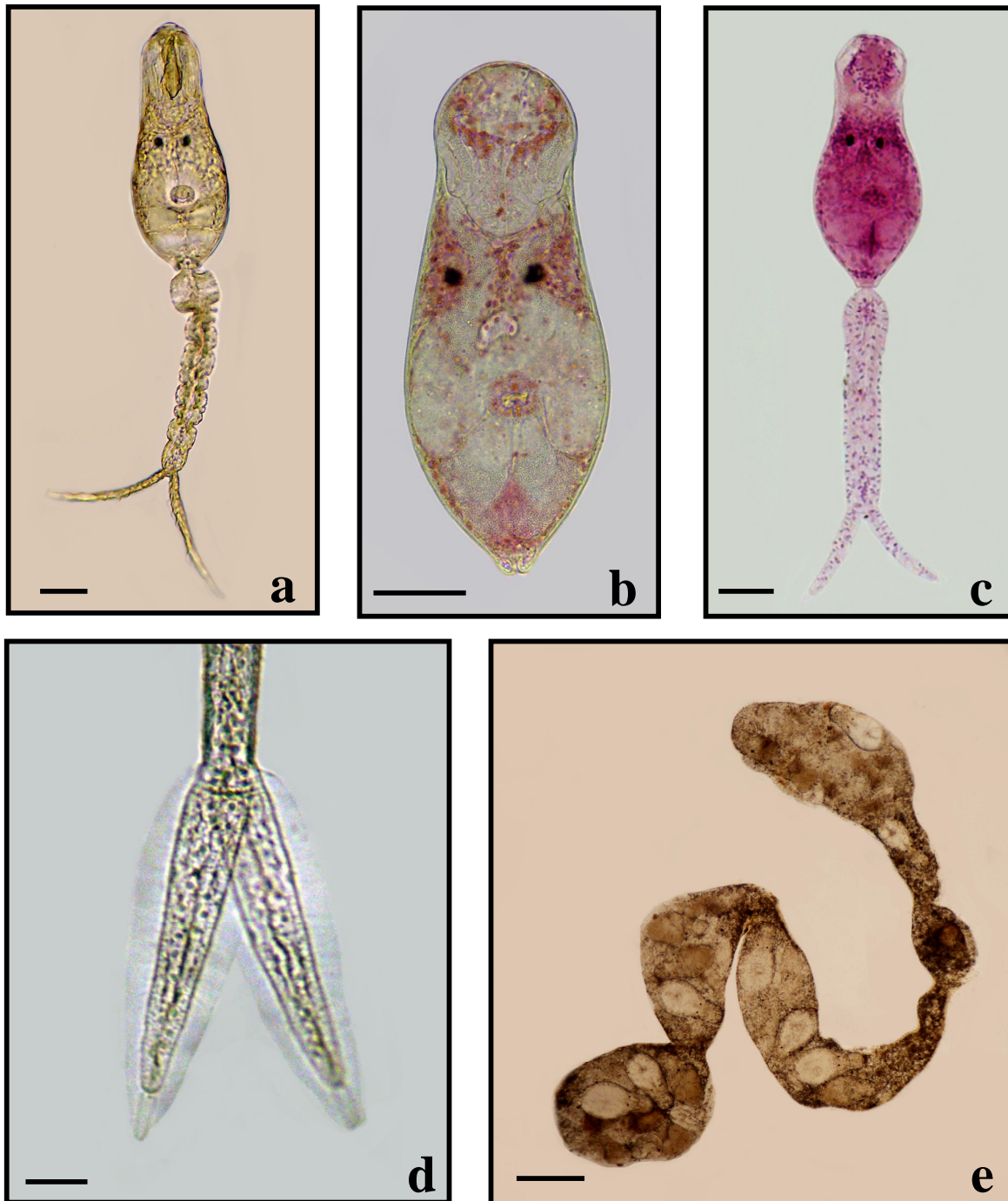


FIGURA 37 – Schistosomatidae gen. sp. 1: (a) Cercária emergida de *Biomphalaria straminea* coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Detalhe do corpo cercariano corado pelo Vermelho Neutro. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Detalhe das furcas. (e) Esporocisto obtido em molusco infectado. Escalas: a-d = 50  $\mu\text{m}$ ; e = 200  $\mu\text{m}$ .



TABELA 27 – Dados morfométricos de cercárias e esporocisto de Schistosomatidae gen. sp. 1 encontrados em *Biomphalaria straminea* coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. Medidas de larvas semelhantes obtidas por outros autores são apresentadas para comparação.

Espécie	Schistosomatidae gen. sp. 1	<i>C. planorbicola</i>	<i>C. yeuxisoma</i>	W1225	<i>Dendritobilharzia pulverulenta</i>			<i>D. loosi</i>	
Referência	Presente estudo	Szidat & Szidat, 1960	Nasir & Díaz, 1973	Brant <i>et al.</i> , 2006	Khalifa, 1976	Leite <i>et al.</i> , 1982	Brant <i>et al.</i> , 2011	Akramova <i>et al.</i> , 2011	
Hospedeiro	<i>Biomphalaria straminea</i>	<i>B. peregrina</i>	<i>B. kuhniiana</i>	<i>B. alexandrina</i>	<i>Planorbis planorbis</i>	<i>B. straminea</i>	<i>Gyraulus parvus</i>	<i>Anisus spirorbis</i>	
Localidade	Brasil	Argentina	Venezuela	Quênia	Polônia	Brasil	EUA	Usbesquistão	
<i>Cercária</i>									
Corpo	C	235 ± 17 (177-259)	240	192-234	254-305	232-244	232 (210-257)	237 ± 27 (200-260)	220-246
	L	91 ± 14 (61-109)	-	79-90	79-111	70-81	77 (64-90)	85 ± 17 (65-110)	63-78
Tronco caudal	C	211 ± 9 (191-225)	310	180-240	218-245	371	214 (183-253)	214 ± 27 (190-250)	260-370
	L	41 ± 5 (30-50)	-	28-36	38-48	23-29	35 (29-44)	40 ± 8 (25-50)	26
Furca	C	90 ± 8 (75-103)	110	75-135	99-125	128	86 (84-97)	122 ± 19 (100-150)	126-146
	L	15 ± 3 (8-23)	-	-	10-18	12-17	17 (13-20)	22 ± 7 (15-30)	10-16
Órgão anterior	C	82 ± 7 (58-92)	55	79-105	72,7	85-89	68 (62-73)	-	70-82
	L	60 ± 4 (45-67)	-	35-57	65,4	53-55	48 (34-56)	-	46-52
Ventosa ventral	C	25 ± 2 (20-28)	39	18-27	-	35	30 (27-33)	-	32-34
	L	25 ± 3 (18-33)	-	-	-	28	29 (27-33)	-	28-30
Ocelos	C	9 ± 1 (7-12)	-	-	7,2	9-11	7 (5-8)	-	-
	L	9 ± 1 (7-12)	-	-	7,5	-	6 (5-7)	-	-
<i>Esporocisto</i>	C	4.686 ± 374 (4.136-5.158)	-	-	-	-	-	-	-
	L	267 ± 42 (205-341)	-	-	-	-	-	-	-

#### 4.3.18 Schistosomatidae gen. sp. 2

*Hospedeiro intermediário: Pomacea sp.*

*Tipo cercariano: Brevifurcada.*

*Percentual de infecção total: 0,14% (1/717).*

*Número e local de coletas positivas: 1/55 (1,8%), Ponto de Coleta 1.*

*Coleta positiva e percentual de infecção: 16/05/2011 (0,56%).*

*Caracterização morfológica:* Larva (figura 38a, b, d-f) de cauda bifurcada. Furcas curtas apresentando membranas natatórias pregueadas em toda a sua extensão, cujas dobras dão a falsa impressão da presença de espinhos. Órgão de penetração ovalado. Ventosa ventral esférica localizada na porção posterior do corpo. Um par de ocelos pigmentados na região anterior, relativamente grandes, em forma de bastonete com a largura maior do que o comprimento. Cecos intestinais não visualizados. Faringe ausente. Cinco pares de glândulas de penetração de difícil visualização, com canalículos direcionados para a extremidade anterior. Primórdio genital ovalado, localizado próximo à ventosa ventral. São produzidas por esporocistos (figura 38c) alongados apresentando de 4 a 8 cercárias desenvolvidas e numerosas massas germinativas. As cercárias emergem após fotoestimulação. Os dados morfométricos das larvas são apresentados juntamente com outras medidas de cercárias semelhantes encontradas em *Pomacea* spp. no continente americano, na tabela 28.

*Estudos experimentais:* Devido à baixa frequência de ocorrência destas cercárias, estudos de infecção experimental não puderam ser realizados.

*Comentários:* A cercária de Schistosomatidae gen. sp. 2 encontrada em *Pomacea* sp. no presente estudo assemelha-se à *Cercaria II* descrita de *Pomacea canaliculata* (Lamarck, 1804) na Argentina (Ostrowski de Núñez, 1978a), sendo provavelmente coespecíficas. Outras duas larvas, *Cercaria pomaceae* descrita de *Pomacea paludosa* (Say, 1829) nos EUA (Leedom & Short, 1981) e *Cercaria heteroglandula* encontrada em *Pomacea glauca* (Linnaeus, 1758) na Venezuela (Nasir & Díaz, 1968), diferem da larva aqui caracterizada pelo menor tamanho do tronco caudal, pela localização da ventosa ventral na região equatorial e pelo formato esférico dos ocelos.

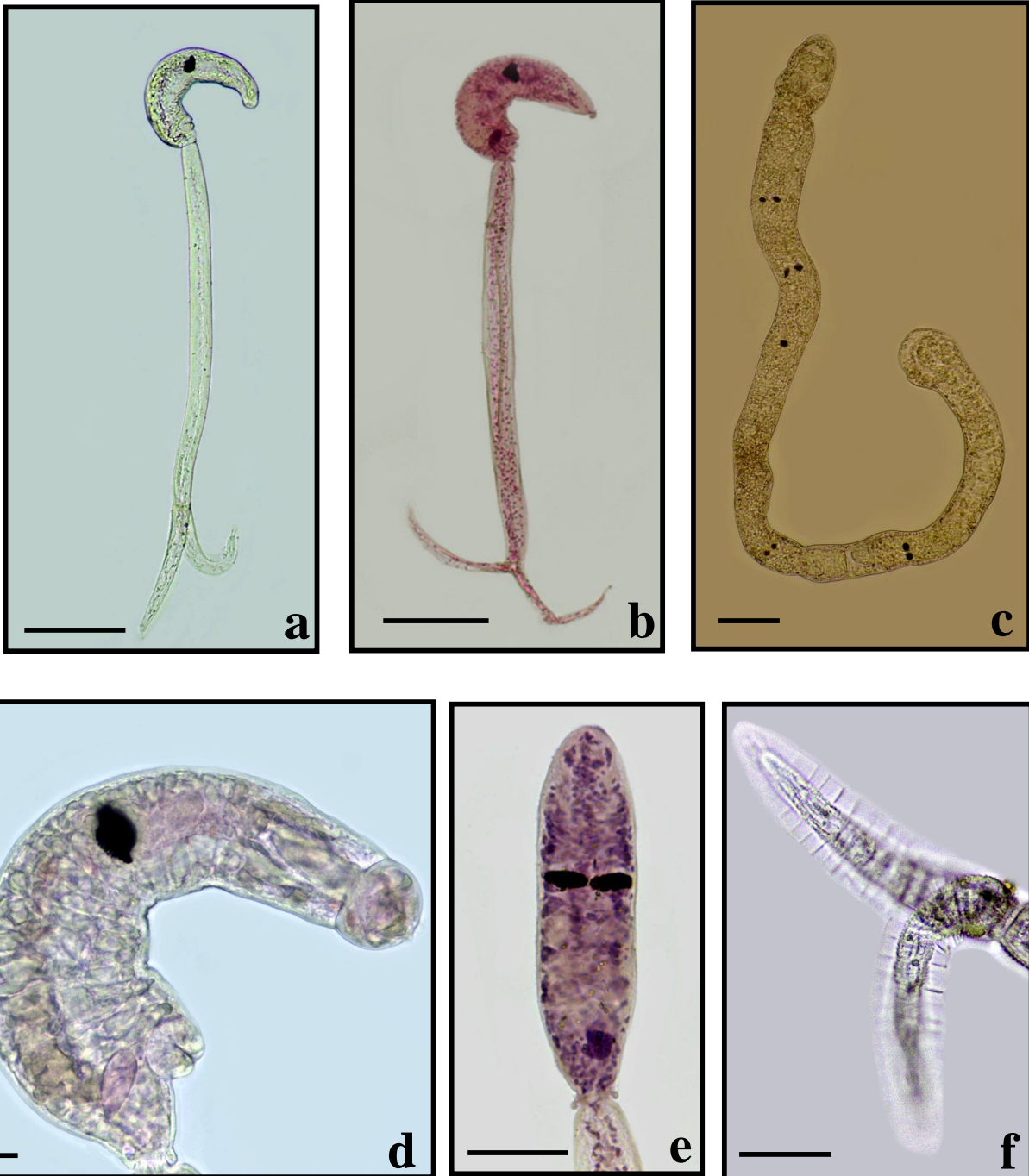


FIGURA 38 – Schistosomatidae gen. sp. 2: (a) Cercária emergida de *Pomacea* sp. coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Larva corada pelo vermelho neutro. (c) Esporocisto obtido em molusco infectado. (d, e) Detalhe do corpo cercariano. (f) Detalhe das furcas. Escalas: a-c = 100  $\mu$ m; d = 10  $\mu$ m; e, f = 50  $\mu$ m.

TABELA 28 – Dados morfométricos de cercárias e esporocistos de Schistosomatidae gen. sp. 2 encontrados em *Pomacea* sp. coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. Medidas de larvas semelhantes relatadas em *Pomacea* spp. por diferentes autores no continente Americano são apresentadas para comparação.

Espécie	Schistosomatidae gen. sp. 2	<i>Cercaria II</i>	<i>C. heteroglandula</i>	<i>C. pomaceae</i>	
Referência	Presente estudo	Ostrowski de Núñez, 1978a	Nasir & Díaz, 1968	Leedom & Short, 1981	
Hospedeiro	<i>Pomacea</i> sp.	<i>P. canaliculata</i>	<i>P. glauca</i>	<i>P. paludosa</i>	
Localidade	Brasil	Argentina	Venezuela	EUA	
<i>Cercária</i>					
Corpo	C	230 ± 16 (205-253)	233-265	187-242	272 ± 29 (232-337)
	L	41 ± 4 (36-50)	31-42	62-85	84 ± 9 (63-110)
Tronco caudal	C	378 ± 22 (334-410)	360-381	177-225	250 ± 31 (188-348)
	L	29 ± 3 (22-34)	31-42	30-47	31 ± 4 (20-45)
Furca	C	150 ± 8 (137-171)	106-148	80-140	125 ± 23 (80-175)
	L	15 ± 2 (10-19)	10-21	-	-
Órgão anterior	C	58 ± 6 (51-69)	-	70-102	103 ± 8 (83-125)
	L	30 ± 2 (27-34)	-	48-67	-
Ventosa ventral	C	20 ± 2 (14-22)	18-21	20-30	23 ± 2 (15-28)
	L	19 ± 2 (15-22)	-	-	27 ± 2 (23-35)
Ocelo	C	11 ± 1 (9-12)	11	-	-
	L	17 ± 1 (14-19)	25	-	-
<i>Esporocisto</i>	C	1.426 ± 229 (1.117-2.149)	-	-	-
	L	78 ± 18 (61-150)	-	-	-

#### 4.3.19 Spirorchiidae gen. sp.

*Hospedeiros intermediários: B. glabrata, B. straminea e B. tenagophila.*

*Tipo cercariano: Brevifurcada.*

*Percentual de infecção total: 1/606 (0,16%) para B. glabrata, 7/16.235 (0,04%) para B. straminea, 1/644 (0,15%) para B. tenagophila.*

*Número e local de coletas positivas: 6/55(10%), Pontos de Coleta 1 e 2.*

*Coletas positivas e percentuais de infecção: 12/08/2010 (0,87%); 08/09/2010 (0,18%); 24/07/2011 (1,39%); 05/10/2011 (0,15%); 06/06/2012 (0,42%) para B. straminea; 09/11/2012 (1,05%) para B. glabrata, 09/11/2012 (9,09%) para B. tenagophila.*

*Caracterização morfológica: Larva (figura 39a-c) de cauda bifurcada, furcas curtas apresentando membranas natatórias contendo espinhos em toda a sua extensão. Tronco caudal muito longo apresentando feixes de estrias longitudinais. Corpo com um par de ocelos pigmentados e esféricos na região anterior. Órgão anterior ovalado. Ventosa ventral equatorial. Esôfago longo que se bifurca em cecos curtos após os ocelos. Faringe ausente. Seis pares de glândulas de penetração dispostas lateralmente ao corpo, apresentando canalículos direcionados para a extremidade do órgão anterior. Primórdio genital de oval a esférico, localizado na região posterior do corpo. Quando em repouso, a cauda permanece curvada em forma de U. As cercárias emergem após fotoestimulação. São produzidas por esporocistos muito longos que ficam extremamente aderidos aos tecidos do hospedeiro, o que impossibilitou a remoção de espécimes íntegros para a análise morfométrica. Os dados morfométricos das larvas obtidas no presente estudo e medidas de larvas semelhantes relatadas por diferentes autores são apresentados na tabela 29.*

*Estudos experimentais: Devido a impossibilidade de obtenção e manutenção dos potenciais hospedeiros definitivos em laboratório (quelônios), infecções experimentais não foram realizadas.*

*Comentários: Esta cercária apresenta características gerais compatíveis com as descritas para larvas de trematódeos da família Spirorchiidae, principalmente pela presença de membrana natatória sustentada por espinhos nas furcas. Assemelha-se as larvas de *Spirorchis* spp. descritas de moluscos planorbídeos na América do Norte por diferentes*

autores (Wall, 1941; Goodchild & Kirk, 1960; Holliman & Fisher, 1968) e *Vasotrema robustum* encontrada em *Physa* spp. também nos EUA. As cercárias de Spirorchiidae encontradas em *Bulinus globosus* (Morelet, 1866) em Togo (Bayssade-Dufour *et al.*, 1989) é menor do que a cercária relatada no presente estudo. Larvas de Spirorchiidae não foram até o momento identificadas na América do Sul. Larvas semelhantes foram encontradas em *Biomphalaria* spp. coletadas em diferentes localidades do estado de Minas Gerais (Caeté, Montes Claros, Januária) (dados não publicados). Uma outra larva com características compatíveis com Spirorchiidae, denominada cercária ocelífera B8, foi encontrada em *B. tenagophila* do estado de Minas Gerais (Silva, 1992), contudo possui medidas superiores às da larva obtida no presente estudo.

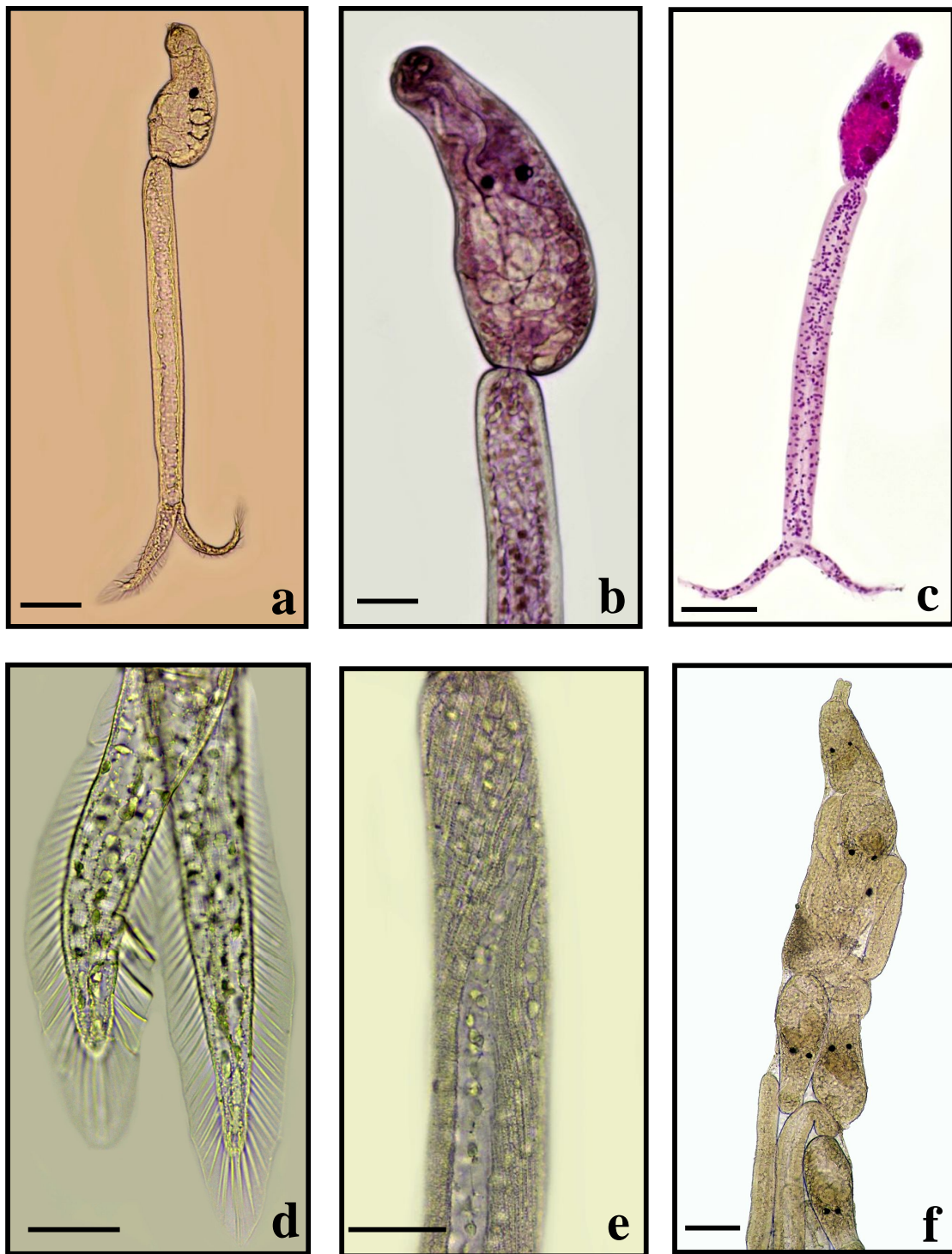


FIGURA 39 – Spirotrichiidae gen. sp.: (a) Cercária emergida de *Biomphalaria straminea* coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Detalhe da região anterior corada pelo vermelho neutro. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Detalhe das furcas. (e) Detalhe do tronco caudal. (f) Esporocisto, região anterior. Escalas: a, c, f = 100  $\mu\text{m}$ ; b, d, e = 50  $\mu\text{m}$ .

TABELA 29 – Dados morfométricos de cercárias de Spirorchiidae gen. sp. encontradas em *Biomphalaria straminea* na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais e de outras larvas semelhantes reportadas por diferentes autores no continente americano.

Espécie	Spirorchiidae gen. sp.	<i>Spirorchis scripta</i>	<i>S. elephantis</i>	<i>S. elegans</i>	Spirorchiidae	<i>Vasotrema robustum</i>	Cercária ocelífera B8	
Referência	Presente estudo	Holliman & Fisher, 1968	Wall, 1941	Goodchild & Kirk, 1960	Bayssade-Dufour <i>et al.</i> , 1989	Wall, 1951	Silva, 1992	
Hospedeiro	<i>Biomphalaria straminea</i>	<i>Helisoma anceps</i>	<i>Planorbella trivolvis</i> <i>P. campanulata</i>	<i>H. anceps</i> <i>Menetus dilatatus</i>	<i>Bulinis globosus</i>	<i>Physa gyrina</i> <i>P. integra</i>	<i>B. tenagophila</i>	
Localidade	Brasil	EUA	EUA	EUA	Togo	EUA	Brasil	
Corpo	C	230 ± 16 (205-259)	209 (173-241)	219 (194-233)	209 (175-224)	165 (150-178)	220 (189-260)	233 ± 15 (199-253)
	L	91 ± 7 (81-109)	67 (54-85)	71 (65-91)	64 (49-84)	-	96 (86-119)	64 ± 6 (53-73)
Tronco caudal	C	695 ± 17 (655-717)	553 (532-607)	652 (620-734)	605 (534-658)	460 (440-482)	573 (520-722)	756 ± 13 (738-785)
	L	64 ± 7 (46-72)	49 (46-53)	45 (35-56)	-	-	50 (34-60)	46 ± 4 (40-50)
Furca	C	255 ± 16 (225-287)	160 (137-194)	220 (196-225)	174 (133-203)	170 (168-178)	243 (206-258)	227 ± 11 (213-239)
	L	45 ± 5 (36-53)	31 (30-33)	56 (48-62)	-	-	37 (31-43)	-
Órgão anterior	C	81 ± 5 (68-86)	65 (44-81)	71 (48-81)	-	-	59 (46-65)	39 ± 4 (29-47)
	L	53 ± 4 (43-58)	39 (34-41)	33 (29-38)	-	-	34 (31-42)	39 ± 5 (29-47)
Ventosa ventral	C	27 ± 1 (24-29)	29 (25-31)	28 (24-33)	-	-	23 (17-38)	27-28
	L	28 ± 3 (26-34)	-	-	-	-	24 (19-31)	27-28
Ocelo	C	12 ± 2 (10-17)	-	17 (15-19)	-	-	14 (12-19)	13
	L	13 ± 2 (8-17)	-	12 (11-13)	-	-	-	13



#### 4.3.20 Xifidiocercária

*Hospedeiro intermediário:* *Pomacea* sp.

*Tipo cercariano:* Xifidiocercária (grupo Microcotile).

*Percentual de infecção total:* 0,28% (2/717).

*Número e local de coletas positivas:* 2/55 (3,6%), Pontos de Coleta 1 e 2.

*Coletas positivas e percentuais de infecção:* 07/06/2010 (2,22%); 04/04/2011 (2,77%).

*Caracterização morfológica:* Larva (figura 40a-c) de cauda simples. Corpo pequeno, ovalado, coberto por espinhos. Ventosa oral subterminal, com estilete na região anterior. Ventosa ventral rudimentar na região equatorial. Faringe muscular. Esôfago e cecos não visualizados. Dois pares de glândulas de penetração, um par na região anterior e outro lateralmente à ventosa ventral, com canalículos direcionados para a região anterior. Cauda do mesmo tamanho do corpo, que se curva sobre a face ventral quando a larva encontra-se em posição de repouso. São produzidas por esporocistos (figura 40d) com formato oval. Os dados morfométricos das larvas e medidas de outras cercárias semelhantes relatadas por diferentes autores são apresentados na tabela 30.

*Estudos experimentais:* Cercárias foram colocadas em contato com naiádes de Odonata, sendo verificada a presença de corpos cercarianos (figura 40e) na hemocele destes insetos após 24 horas. O desenvolvimento posterior do parasito não foi acompanhado.

*Comentários:* As características morfológicas destas larvas são compatíveis com o grupo Microcotile, formado por xifidiocercárias pequenas (menores que 200 µm de comprimento total), com ventosa oral maior que a ventosa ventral, sistema digestivo não desenvolvido e com até 4 pares de glândulas de penetração localizadas em duas fileiras disposta lateralmente à ventosa ventral (Dawes, 1946). A cercária obtida no presente estudo assemelha-se, apesar do menor tamanho, à outras larvas descritas na Venezuela: *Cercaria fausti* encontrada em *Pomacea crassa* (Swainson, 1823) (Uribe, 1925), *Cercaria cumanensis* e *Cercaria paracumanensis* em *Marisa cornuarietis* (Linnaeus, 1758) (Nasir, 1965, 1971), e *Cercaria guanipensis* em *Pomacea crassa* (Swainson, 1823) (Nasir & Díaz, 1973). Assemelham-se ainda às larvas de *Eumegacetes artamii* Mehra, 1935 e *Orthetrotrema monostomum* Macy & Basch, 1972, espécies transmitidas por *M. tuberculata* na Índia (Kumari & Madhavi, 1994; Madhavi & Kumari, 1995).

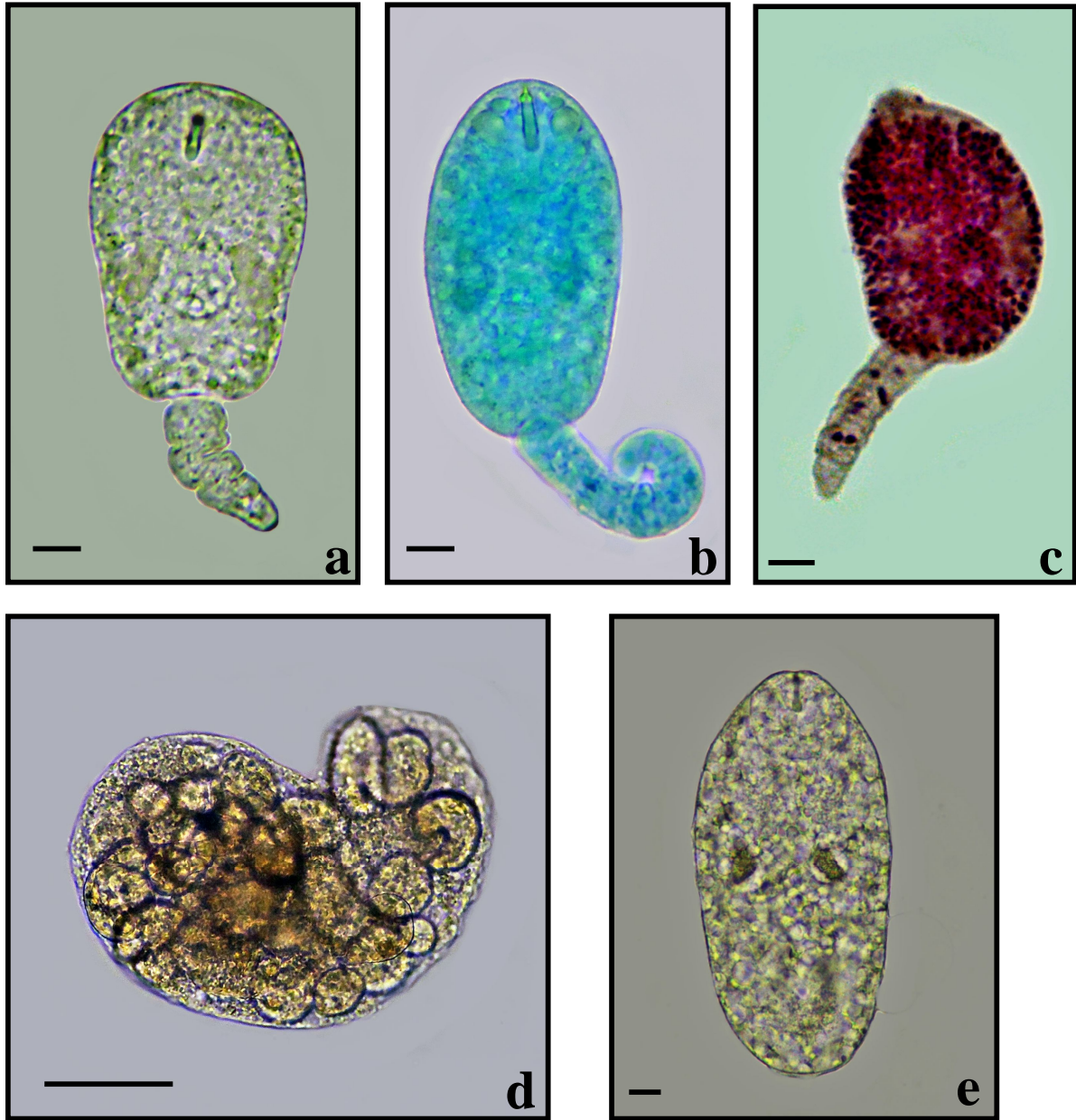


FIGURA 40 – Xifidiocercária: (a) Cercária emergida de *Pomacea* sp. coletada na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (b) Cercária corada pelo sulfato azul do Nilo. (c) Larva corada pelo carmim. (d) Esporocisto obtido em molusco infectado. (e) Forma pré-cística obtida experimentalmente em larva de Odonata. Escalas: a-c, e = 10  $\mu$ m; d = 100  $\mu$ m.

TABELA 30 – Dados morfométricos de xifidiocercária e seus esporocistos encontrados em *Pomacea* sp. na represa da Pampulha. Medidas de larvas semelhantes relatadas por diferentes autores são apresentadas para comparação.

Espécie	Xifidiocercária	<i>Cercaria fausti</i>	<i>C. cumanensis</i>	<i>C. paracumanensis</i>	<i>C. guanipensis</i>	<i>Eumegacetes artammi</i>	<i>Orthetrotrema monostomum</i>	
Referência	Presente estudo	Uribe, 1925	Nasir, 1965	Nasir, 1971	Nasir & Díaz, 1973	Kumari & Madhavi, 1994	Madhavi & Kumari, 1995	
Hospedeiro	<i>Pomacea</i> sp.	<i>P. crassa</i>	<i>Marisa cornuarietis</i>	<i>M. cornuarietis</i>	<i>P. glauca</i>	<i>Melanoides tuberculata</i>	<i>M. tuberculata</i>	
Localidade	Brasil	Venezuela	Venezuela	Venezuela	Venezuela	Índia	Índia	
<i>Cercária</i>								
Corpo	C	56 ± 7 (43-73)	80-95	63-75	84-96	72-84	72-86	80-92
	L	34 ± 5 (25-42)	55-65	30-39	52-60	27-50	48-56	48-62
Cauda	C	62 ± 9 (50-77)	70-115	60-87	72-80	88-110	70-80	76-84
	L	8 ± 2 (5-10)	18	12-15	12-20	15-18	14-18	14-18
Ventosa oral	C	18 ± 1 (17-20)	27	18-24	28-36	20-27	24-36	24-28
	L	18 ± 1 (17-20)	25	-	-	-	-	-
Ventosa ventral	C	8 ± 2 (5-10)	16-17	10-12	16-20	10-14	-	-
	L	8 ± 2 (5-12)	-	-	-	-	-	-
<i>Esporocisto</i>	C	312 ± 45 (239-396)	-	72-228	-	-	210-255	520-560
	L	188 ± 19 (150-218)	-	36-84	-	-	170-190	200-220

## 4.4 Trematódeos recuperados em hospedeiros naturalmente infectados

### 4.4.1 Metacercárias encontradas em peixes

De uma amostra de 60 exemplares de *P. reticulata* coletados no Ponto de Coleta 1 e examinados quanto a infecção por trematódeos, 51 (85,0%) apresentaram-se infectados por metacercárias de pelo menos uma espécie destes parasitos. A análise morfológica das metacercárias encontradas possibilitou a identificação de *Apharyngostrigea* sp. (figura 41a), *C. formosanus* (figura 41b-d), *Clinostomum* sp. (figura 41j), *Posthodiplostomum nanum* Dubois, 1937 (Diplostomidae) (figura 41f, g) e *Renicola* sp. (figura 41h). Os dados referentes à prevalência, intensidade, intensidade média, abundância média e os respectivos órgãos parasitados para cada espécie de trematódeo encontrada são apresentados na tabela 31.

Todos os 50 exemplares de *A. facetus* analisados apresentavam metacercárias nas brânquias identificadas como *C. formosanus*. Verificou-se intensidade média de infecção de 134 (4-2.510) metacercárias/peixe.

O exemplar de *Geophagus brasiliensis* analisado apresentou-se infectado por metacercárias de *Clinostomum heluans* Braun, 1899 (figura 41i), sendo dois cistos encontrados aderidos à nadadeira caudal.

De um total de 61 exemplares de *O. niloticus* avaliados, 51 (85,0%) apresentaram-se infectados por metacercárias de 4 espécies de trematódeos: *A. compactum* (figura 41l), *C. formosanus*, Echinostomatidae gen. sp. (figura 41k) e *Ribeiroia* sp. (figura 41m). Os dados de prevalência, intensidade, intensidade média, abundância média e os respectivos órgãos parasitados para cada espécie de trematódeo encontrada nestes hospedeiros são apresentados na tabela 32.

As medidas das metacercárias encontradas em peixes naturalmente infetados são apresentadas na tabela 33.

TABELA 31 – Prevalência, intensidade, intensidade média, abundância média e local de infecção de metacercárias encontradas em *Poecilia reticulata* coletados na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil, entre março e abril de 2011.

Parasitas	Prevalência	Intensidade	Intensidade	Abundância	Local de Infecção
			Média	Média	
<i>Apharyngostrigea</i> sp.	8/60 (13,3%)	1-5	2,2 ± 1,4	0,3 ± 0,9	Abdome
<i>Centrocestus formosanus</i>	30/60 (50,0%)	1-127	28,0 ± 30,0	14,0 ± 25,3	Brânquias
<i>Clinostomum</i> sp.	2/60 (3,3%)	1	1	0,03 ± 0,2	Cauda
<i>Posthodiplostomum nanum</i>	21/60 (35,0%)	1-17	2,7 ± 3,4	0,8 ± 2,3	Abdome
<i>Renicola</i> sp.	12/60 (20,0%)	1-6	2,8 ± 1,6	0,6 ± 1,3	Fígado

TABELA 32 – Prevalência, intensidade, intensidade média, abundância média e local de infecção de metacercárias encontradas em alevino de *Oreochromis niloticus* coletados na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil em junho de 2013.

	Prevalência	Intensidade	Intensidade	Abundância	Local de Infecção
			Média	Média	
<i>Austrodiplostomum compactum</i>	18/61 (29,51%)	1-2	1,27 ± 0,46	0,34 ± 0,64	Globo ocular
<i>Centrocestus formosanus</i>	19/61 (31,15%)	1-16	3,42 ± 3,3	1,06 ± 2,43	Brânquias
Echinostomatidae gen. sp.	5/61 (8,20%)	1	1	0,08 ± 0,27	Cavidade oral
<i>Ribeiroia</i> sp.	1/61 (1,64%)	1	1	0,02 ± 0,13	Cavidade oral

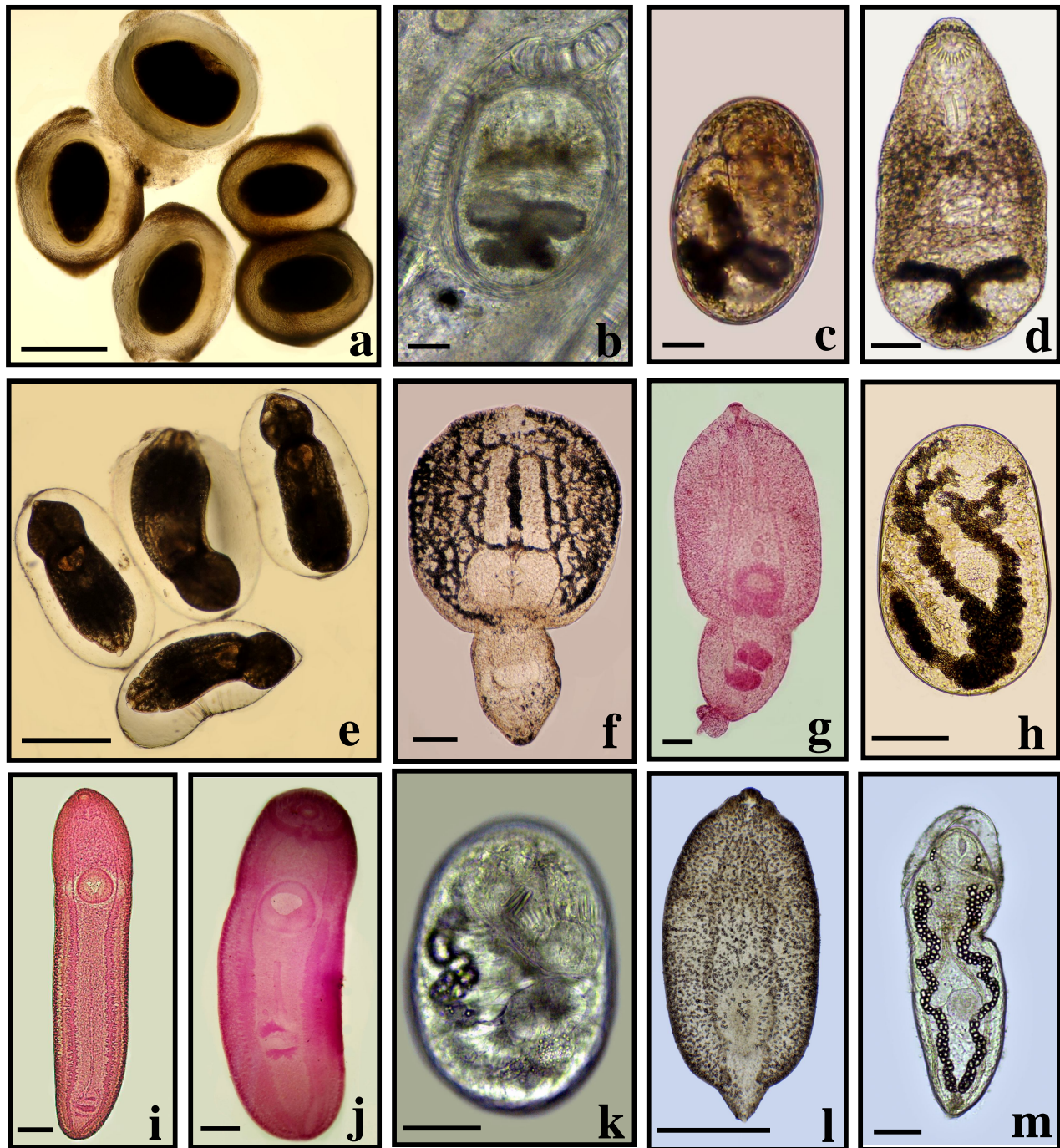


FIGURA 41 – Metacercárias verificadas em peixes coletados na represa da Pampulha. (a) *Apharyngostrigea* sp., (e-g) *Posthodiplostomum nanum* e (h) *Renicola* sp. encontradas em *Poecilia reticulata*; (b-d) *Centrocestus formosanus* em *P. reticulata*, *Australoheros facetus* e *Oreochromis niloticus*, (i) *C. heluans* em *Geophagus brasiliensis*; (j) *Clinostomum* sp. em *P. reticulata*; (k) Echinostomatidae gen. sp., (l) *Austrodiplostomum compactum* e (m) *Ribeiroia* sp. em *O. niloticus*. Metacercárias encontradas encistadas (a, b, c, e, h, k), livre (l), e desencistadas mecanicamente (d, f, g, i, j, m). Escalas: a, e, i, j, l = 500  $\mu$ m; f, g, h, m = 100  $\mu$ m; b, c, d, k = 50  $\mu$ m.

TABELA 33 – Dados morfométricos de metacercárias encontradas em peixes coletados na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais Brasil durante coletas malacológicas realizadas entre 2009 e 2013. NP = não possui.

Espécie		<i>Apharyngostrigea</i> sp.	<i>Austrodiplostomum compactum</i>	<i>Centrocestus formosanus</i>	<i>Clinostomum marginatum</i>	<i>Clinostomum heluas</i>
Hospedeiros		<i>Poecilia reticulata</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Australoheros facetus</i> , <i>P. reticulata</i> <i>O. niloticus</i>	<i>P. reticulata</i>	<i>Geophagus brasiliensis</i>
Cisto	C	870 ± 83 (722-997)	-	220 ± 11 (191-239)	-	-
	L	779 ± 136 (516-894)	-	145 ± 10 (123-171)	-	-
Metacercária desencistada	C	680 ± 67 (618-790)	1464 ± 70 (1.375-1.581)	-	4.470	4.500
	L	461 ± 37 (412-499)	702 ± 59 (602-808)	-	1.512	1.100
Ventosa oral	C	65 ± 10 (51-77)	68 ± 7 (61-82)	-	184	189
	L	74 ± 12 (61-92)	70 ± 6 (61-82)	-	273	195
Ventosa ventral	C	93 ± 7 (86-103)	NP	-	696	484
	L	99 ± 11 (86-111)	NP	-	696	494
Órgão tribocítico	C	341 ± 64 (287-409)	345 ± 22 (300-375)	-	NP	NP
	L	290 ± 14 (237-307)	180 ± 17 (164-212)	-	NP	NP

TABELA 33 – *Continuação...*

Espécie	Echinostomatidae gen. sp.	<i>Posthodiplostomum nanum</i>	<i>Renicola</i> sp.	<i>Riberioia</i> sp.	
Hospedeiros	<i>O. niloticus</i>	<i>P. reticulata</i>	<i>P. reticulata</i>	<i>O. niloticus</i>	
Cisto	C	193 ± 7 (186-200)	1063 ± 59 (962-1063)	364 ± 24 (314-382)	432
	L	125 ± 3 (121-128)	616 ± 81 (550-616)	219 ± 21 (198-252)	205
Metacercária desencistada	C	-	1.049 ± 83 (911-1.117)	-	623
	L	-	478 ± 28 (447-516)	-	201
Ventosa oral	C	-	43 ± 5 (38-51)	-	85
	L	-	39 ± 4 (34-43)	-	83
Ventosa ventral	C	-	60 ± 15 (43-77)	-	75
	L	-	63 ± 13 (48-77)	-	77
Órgão tribocítico	C	NP	176 ± 20 (150-205)	-	NP
	L	NP	184 ± 20 (157-205)	-	NP



#### ***4.4.2 Metacercárias encontradas em insetos***

De um total de 50 espécimes de larvas de Odonata examinadas, 1/30 (3,33%) de *O. discolor* e 1/20 (5%) de *P. mooma*, apresentaram-se infectadas por metacercárias identificadas como *Eumegacetes medioxinus* Braun, 1901 (figura 42). As medidas das metacercárias obtidas no presente estudo e as relatadas por outros autores são apresentadas, juntamente com dados morfométricos de *E. medioxinus* adultos encontrados em aves no Brasil, na tabela 34.

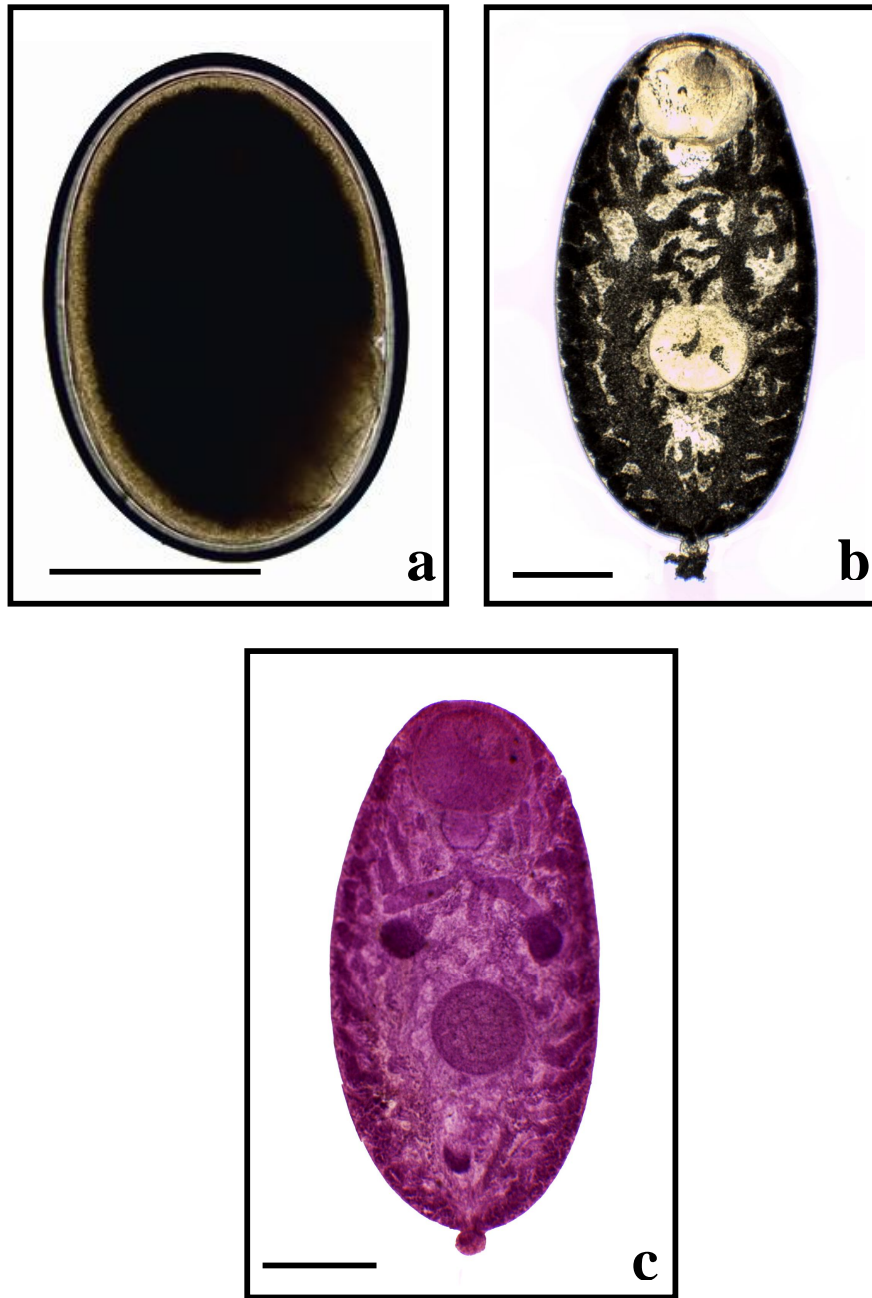


FIGURA 42 – Metacercárias de *Eumegacetes medioximus* encontradas em larvas de Odonata, *Orthemis discolor* e *Perithemis mooma*, coletadas na represa da Pampulha. (a) Encistada. (b) Desencistada. (c) Corada pelo carmim. Escalas: 500  $\mu$ m.

TABELA 34 – Dados morfométricos de metacercárias de *Eumegacetes medioximus* encontradas em larvas de Odonata coletadas na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais Brasil durante coletas malacológicas realizadas entre 2009 e 2013. Medidas de metacercárias de *Eumegacetes* spp. e de *E. medioximus* adultos são apresentados para comparação. \* Parasitos adultos.

Espécie	<i>Eumegacetes medioximus</i>		<i>Eumegacetes</i> sp.		<i>E. artamii</i>	
Referência	Presente estudo	Travassos, 1928a*	Hall, 1960	Rao & Madhavi, 1961	Kumari & Madhavi, 1994	
Hospedeiros	<i>Orthemis discolor</i> <i>Perithemis mooma</i>	<i>Piaya cayana</i>	<i>Gomphus</i> sp.	Libellulidae	Odonata	
Localidade	Brasil	Brasil	EUA	Índia	Índia	
Cisto	C	1.254 ± 60 (1.117-1.375)	-	1.200-1.600	-	1.348-1.364
	L	1.080 ± 147 (840-1.375)	-	700-1.100	-	670-682
Corpo	C	1.953 ± 136 (1.812-2.137)	2.000	1.086-1.710	1.550	1.420-1.440
	L	1.224 ± 211 (937-1.428)	1.300	510-823	500	624-640
Ventosa oral	C	530 ± 119 (363-643)	530	178-528	230	-
	L	530 ± 134 (362-643)	530	207-524	260	-
Faringe	C	203 ± 28 (163-226)	220	78-185	110	-
	L	242 ± 72 (157-302)	220	114-250	160	-
Ventosa ventral	C	355 ± 71 (283-432)	530	228-570	210	-
	L	407 ± 134 (296-590)	530	257-620	210	-
Testículo direito	C	263 ± 78 (154-326)	410	71-121	100	88-96
	L	237 ± 73 (142-314)	450-500	51-160	100	-
Testículo esquerdo	C	234 ± 68 (142-307)	410	71-121	130	88-96
	L	233 ± 72 (135-289)	450-500	51-160	100	-
Ovário	C	176 ± 53 (115-227)	310	36-91	83	78-84
	L	173 ± 44 (110-204)	310	43-82	83	-

#### 4.4.3 Trematódeos encontrados em *Butorides striata*

O exemplar de *B. striata* encontrado morto às margens da represa da Pampulha em maio de 2010 apresentou-se infectado por nove espécies de trematódeos listadas, juntamente com a intensidade de infecção e o local parasitado, na tabela 35. As características morfológicas gerais dos parasitos obtidos podem ser visualizadas na figura 43. Adicionalmente, duas espécies de cestódeos e quatro de nematódeos foram também encontradas e fixadas para estudos posteriores. As medidas dos parasitos adultos recuperados de *B. striata* são apresentadas na tabela 36

TABELA 35 – Espécies de trematódeos recuperadas de exemplar de *Butorides striata* oriundo da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil. <sup>M</sup> = metacercárias.

Espécie	Família	Intensidade de infecção	Local de Infecção
<i>Ascocotyle (Phagicola) angrense</i> (Travassos, 1916)	Heterophyidae	7	Intestino delgado
<i>Ascocotyle (Phagicola) pindoramensis</i> (Travassos, 1928)	Heterophyidae	3	Intestino delgado
<i>Centrocestus formosanus</i> (Nishigori, 1924)	Heterophyidae	10	Intestino delgado
<i>Clinostomum heluans</i> Braun, 1899	Clinostomidae	1	Esôfago
<i>Clinostomum marginatum</i> Rudolphi, 1819	Clinostomidae	1	Esôfago
<i>Eumegacetes medioximus</i> Braun, 1901 <sup>M</sup>	Eumegacetidae	6	Proventrículo
<i>Posthodiplostomum nanum</i> Dubois, 1937	Diplostomidae	183	Intestino delgado
<i>Prosthogonimus ovatus</i> (Rudolphi, 1803)	Prosthogonimidae	1	Cloaca

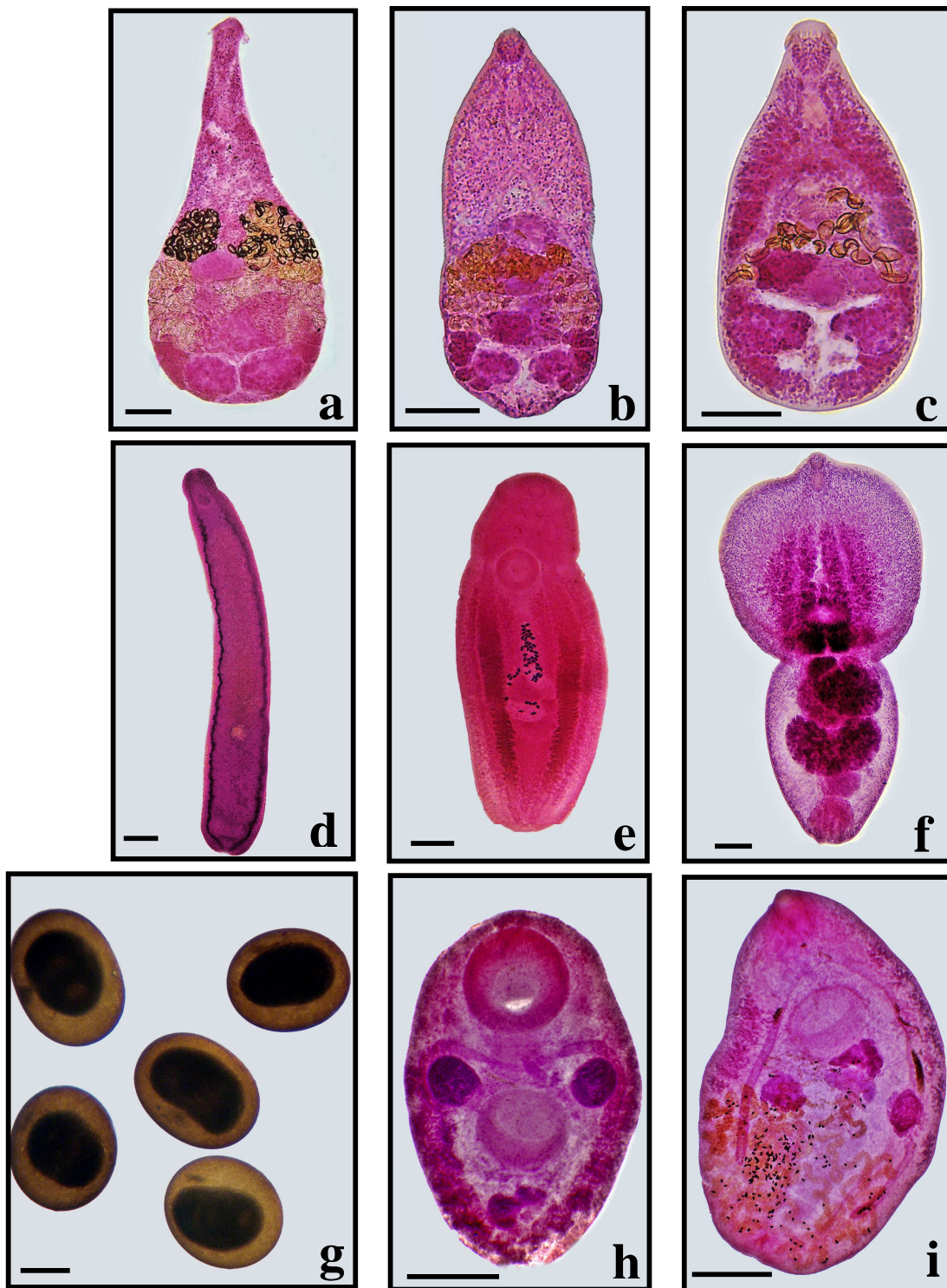


FIGURA 43 – Trematódeos encontrados em exemplar de *Butorides striata* da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais. (a) *Aphryngostrigea* sp., (b) *Ascocotyle angrense*, (c) *Ascocotyle pindoramensis*, (d) *Centrocestus formosanus*, (e) *Clinostomum heluans*, (f) *C. marginatum*, (g) *Eumegacetes medioximus*, (h) *Posthodiplostomum nanum* e (i) *Prosthogonimus ovatus*. Escalas: a-d, f = 100 µm; d, e = 1 cm; g, h, i = 500 µm.

TABELA 36 – Dados morfométricos de trematódeos recuperados em *Butorides striata* encontrado morto às margens da represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais Brasil em março de 2010. NP = não possui; a/d = anterior/direito, p/e = posterior/esquerdo.

Espécie		<i>Ascocotyle</i> ( <i>Phagicola</i> ) <i>angrense</i>	<i>Ascocotyle</i> ( <i>Phagicola</i> ) <i>pindoramensis</i>	<i>Centrocestus</i> <i>formosanus</i>	<i>Clinostomum</i> <i>heluans</i>	<i>Clinostomum</i> <i>marginatum</i>	<i>Posthodiplostomum</i> <i>nanum</i>	<i>Prosthogonimus</i> <i>ovatus</i>
Corpo	C	609 ± 9 (601-618)	496 ± 87 (422-657)	352 ± 27 (334-423)	1.4400	8.200	1.021 ± 113 (751-1.256)	2.231
	L	280 ± 21 (257-298)	228 ± 26 (196-270)	146 ± 26 (109-205)	2.400	3.300	499 ± 106 (280-669)	1.415
Ventosa oral	C	66 ± 1 (65-67)	43 ± 6 (37-51)	42 ± 4 (35-52)	307	307	54 ± 5 (45-62)	181
	L	46 ± 9 (38-56)	40 ± 6 (32-49)	42 ± 5 (35-50)	375	409	50 ± 3 (42-53)	171
Faringe	C	36	40 ± 3 (37-44)	27 ± 2 (25-28)	NP	NP	52 ± 5 (42-58)	401
	L	24	25 ± 6 (20-34)	20 ± 2 (18-22)	NP	NP	32 ± 4 (25-40)	441
Ventosa ventral	C	45 ± 5 (36-52)	45 ± 6 (40-54)	33 ± 5 (27-42)	601	945	52 ± 5 (42-62)	116
	L	44 ± 11 (32-52)	48 ± 6 (42-56)	36 ± 4 (33-42)	464	911	54 ± 6 (42-67)	102
Ovário	C	79 ± 7 (72-86)	50 ± 13 (38-72)	40 ± 8 (30-58)	68	239	143 ± 41 (48-205)	306
	L	93 ± 12 (79-102)	62 ± 7 (54-71)	51 ± 12 (35-72)	354	307	166 ± 42 (82-239)	220
Testículo a/d	C	66 ± 4 (63-68)	49 ± 12 (35-71)	40 ± 6 (33-50)	68	184	182 ± 36 (116-266)	284
	L	89 ± 1 (88-89)	72 ± 14 (56-98)	55 ± 11 (45-75)	320	395	246 ± 58 (130-341)	197
Testículo p/e	C	61 ± 15 (50-71)	49 ± 9 (41-67)	37 ± 5 (27-43)	143	143	64 ± 10 (48-102)	223
	L	90 ± 8 (84-96)	72 ± 11 (60-87)	53 ± 7 (37-58)	197	150	103 ± 16 (68-130)	253
Órgão tribocítico	C	NP	NP	NP	NP	NP	128 ± 20 (96-171)	NP
	L						146 ± 27 (82-197)	
Ovos	C	19 ± 1 (18-21)	22 ± 1 (20-23)	32 ± 2 (30-35)	119 ± 8 (115-128)	119 ± 3 (115-128)	83 ± 4 (75-91)	23 ± 2 (20-25)
	L	11 ± 1 (11-12)	11 ± 1 (10-13)	18 ± 2 (17-20)	70 ± 1 (68-70)	65 ± 3 (60-68)	52 ± 6 (41-63)	15 ± 2 (13-18)

## 5 DISCUSSÃO

Desde a construção da represa da Pampulha no final da década de 1930, vários estudos malacológicos foram conduzidos neste reservatório urbano. O primeiro registro da ocorrência de moluscos infectados por trematódeos nesta represa, especificamente pelo *S. mansoni*, foi realizado por Martins & Versiani (1938), que encontraram *B. glabrata* albergando larvas deste parasito. Estes mesmos autores, realizando inquérito coproparasitológico de pessoas que frequentavam a represa da Pampulha, constataram a ocorrência de transmissão de *S. mansoni* neste local, resultando em um aumento substancial da prevalência da esquistossomose na capital mineira, que passou de 0,5% em 1919 (Melo-Teixeira, 1919) para 11,7% em 1938 (Martins & Versiani, 1939). Entre as medidas visando extinguir este foco de transmissão da parasitose, o esvaziamento temporário do reservatório foi realizado em 1940, entretanto, a recolonização por moluscos planorbídeos foi verificada rapidamente, o mesmo ocorrendo após o rompimento da barragem em 1954 e sua reinauguração em 1958 (Milward-de-Andrade, 1959, 1969).

Dada a existência de um foco urbano de transmissão de *S. mansoni* no local, a represa da Pampulha foi palco de vários estudos malacológicos, incluindo a avaliação da infecção de planorbídeos pelo parasito (Martins & Versiani, 1938; Martins & Falcão 1953; Souza *et al.*, 1981a; Carvalho *et al.*, 1985a), estudos sobre dinâmica populacional de moluscos (Freitas *et al.*, 1987) e a interação biológica entre *Biomphalaria* spp. e moluscos prosobrânquios (*M. tuberculata* e *Pomacea* sp.) como possível forma de controle biológico dos transmissores da esquistossomose (Paulinyi & Paulini, 1971, 1972; Milward-de-Andrade *et al.*, 1978; Guimarães, 1981, 1983; Freitas *et al.*, 1987; Bedê, 1992; Freitas *et al.*, 1992, Freitas & Santos, 1995). Apesar disso, pouco enfoque foi dado à participação de moluscos na transmissão de outros trematódeos que não *S. mansoni* neste reservatório. De fato, apenas recentemente foram realizados estudos sobre outros trematódeos encontrados na represa da Pampulha (Pinto, 2009; Pinto & Melo, 2010a, b, presente estudo).

Em relação às espécies de moluscos que ocorrem atualmente na represa da Pampulha, as coletas malacológicas realizadas no presente estudo demonstraram que as três espécies de *Biomphalaria* com importância epidemiológica na transmissão do *S.*

*mansoni* no Brasil ocorrem atualmente no local, contudo com distribuição distinta da relatada em inquéritos malacológicos anteriores (Milward-de-Andrade, 1959, 1969; Carvalho *et al.*, 1985a; Freitas *et al.*, 1987, 1992).

Dentre os planorbídeos, *B. glabrata* é a principal transmissora de *S. mansoni* no Brasil, dada a sua ampla distribuição e elevada suscetibilidade ao parasito (Paraense, 1975). Esta espécie foi encontrada no interior da represa da Pampulha logo após a sua construção e permaneceu como a única espécie transmissora da esquistossomose encontrada no local até o início da década de 1970. Quando do esvaziamento temporário da represa realizado na década de 1940, estimou-se que cerca de 15 milhões de exemplares de *B. glabrata* foram destruídos (Milward-de-Andrade, 1959) e desde então esta espécie foi encontrada em baixa densidade populacional, contudo ainda albergando larvas de *S. mansoni* (Martins & Falcão, 1953; Milward-de-Andrade, 1959, 1969; Souza *et al.*, 1981a; Carvalho *et al.*, 1985a). No início da década de 1990, *B. glabrata* foi considerada ausente no interior da represa, embora presente nos córregos tributários (Freitas *et al.*, 1992; Freitas & Santos, 1995), sendo discutido que os encontros ocasionais de exemplares desta espécie no reservatório eram em decorrência do carreamento provocado pelas chuvas. Contudo, os resultados obtidos no presente estudo, sugerem a ocorrência de pelo menos uma população de *B. glabrata* estabelecida no interior da represa, tendo em vista que moluscos foram coletados e encontrados infectados principalmente nas estações secas ao longo dos três anos avaliados. Os dados obtidos demonstram que *B. glabrata* não apenas permanece presente no local em estudo, mas também participa do ciclo biológico de oito espécies de trematódeos, incluindo *S. mansoni*.

*Biomphalaria tenagophila*, espécie considerada de suscetibilidade intermediária ao *S. mansoni* (Paraense, 1975), foi incriminada como espécie transmissora da esquistossomose em algumas regiões do estado de São Paulo (Paraense & Deslandes, 1956; Ramos *et al.*, 1961; Chieff & Waldman, 1988), além de ter sido responsabilizada por focos isolados em localidades dos estados do Rio de Janeiro (Baptista *et al.*, 1989) e de Minas Gerais (Melo & Pereira, 1985; Carvalho *et al.*, 1985a,b; Silva *et al.*, 1994). Na represa da Pampulha, *B. tenagophila* foi registrada pela primeira vez por Milward-de-Andrade (1972), tornando-se após pouco tempo a espécie de planorbídeo predominante, ocupando toda a orla da represa entre os inícios das décadas de 1980 e 1990 (Carvalho *et al.*, 1985a; Freitas *et al.*, 1992; Freitas & Santos, 1995). Os dados obtidos no presente estudo demonstram que mudanças significativas ocorreram na distribuição de *B.*



*tenagophila* na represa da Pampulha nas últimas décadas. Até o início da década de 1990, este planorbídeo predominava no Ponto de Coleta 1 do presente estudo (Freitas *et al.*, 1992). Atualmente a espécie parece ter distribuição restrita, sendo encontrada em baixa densidade populacional no Ponto de Coleta 2 e albergando quatro espécies de outros trematódeos que não *S. mansoni*.

*Biomphalaria straminea*, espécie amplamente distribuída pelo país, é, entre os moluscos transmissores do *S. mansoni*, o menos suscetível, porém responsável pela manutenção da endemia em localidades da região nordeste do país (Paraense, 1975). A sua ocorrência e expansão em coleções aquáticas das regiões Sudeste e Centro-Oeste do Brasil deve servir de alerta. Embora no panorama atual, a participação de *B. straminea* na transmissão do parasito pareça remota, é possível que no futuro esta espécie venha a ter também importância na transmissão e expansão da esquistossomose em localidades destas regiões (Souza *et al.*, 1996; Massara *et al.*, 2002; Teles, 2005; Fernandez *et al.*, 2010). A espécie foi relatada primeiramente na bacia hidrográfica da Pampulha (próximo ao córrego Baraúnas) por Souza *et al.* (1981a), sendo que até o início da década de 1990, a sua ocorrência permaneceu restrita ao local de introdução, não sendo verificada no interior da represa (Freitas *et al.*, 1992). Os dados obtidos no presente estudo demonstram que *B. straminea* colonizou o interior da represa da Pampulha ao longo das últimas décadas, sendo encontrada, na maioria das vezes, em elevadas densidades populacionais.

Os fatores relacionados à substituição das outras espécies de *Biomphalaria*, especificamente de *B. tenagophila*, a espécie dominante segundo os últimos dados disponíveis, por *B. straminea*, a espécie atualmente dominante, são desconhecidos para a represa da Pampulha. Contudo, em outras localidades do país, a competição e eliminação de *B. glabrata* por *B. straminea* foi relatada (Barbosa, 1973, 1981, 1987; Kawazoe, 1980; Barbosa *et al.*, 1993), sendo possível que as vantagens competitivas de *B. straminea* também existam em relação a *B. tenagophila*. Por outro lado, o aumento contínuo da poluição da represa ao longo das últimas décadas e o atual estado de degradação e baixa qualidade das águas (Pinto-Coelho *et al.*, 2012), pode ter criado uma condição ambiental desfavorável à manutenção desta espécie. É importante mencionar que o encontro de duas espécies transmissoras da esquistossomose em um mesmo local é raro, o qual foi registrado apenas em ambientes urbanos (Freitas & Santos, 1995), sendo a ocorrência das três espécies de *Biomphalaria* transmissoras do *S. mansoni* no Brasil em um mesmo ponto de coleta é aqui relatada pela primeira vez no país.

Além dos transmissores do *S. mansoni* no país, outros planorbídeos, *B. schrammi*, *Drepanotrema cimex* (Moricandi, 1837), *Drepanotrema lucidum* (Pfeiffer, 1839), além de ancilídeos (*Ancylus* sp.), ampularídeos (*Pomacea haustum* Reeve, 1856), fisídeos (*Physa* sp.), limnédeos (*Lymnaea* sp.), tiarídeos (*M. tuberculata*) e moluscos bivalves (*Pisidium* sp.) já haviam sido registrados na represa da Pampulha (Milward-de-Andrade, 1969; Freitas *et al.*, 1992).

No presente estudo foi verificada a presença de duas espécies de *Physa*, *P. acuta* e *P. marmorata*, sendo as populações da primeira (espécie introduzida no Brasil) bastante elevadas em ambos os pontos de coleta avaliados, em contraste com a segunda espécie, que foi encontrada em baixas densidades populacionais no Ponto de Coleta 2. Apesar da elevada população de *P. acuta*, não foi verificada a ocorrência de larvas de trematódeos nestes moluscos, ao passo que larvas de *E. exile* emergiram de *P. marmorata*. Em relação à espécie do gênero *Lymnaea* Lamarck, 1799, foi verificada a ocorrência de *L. columella*, espécie anteriormente relatada para Belo Horizonte (Paraense, 1982; Souza *et al.*, 1998a), sendo confirmada a sua ocorrência e participação na transmissão de Haematoloeciidae gen. sp. na represa da Pampulha.

Duas espécies de moluscos prosobrânquios foram encontradas em ambos os pontos de coleta avaliados no presente estudo. Uma delas, *M. tuberculata*, é uma espécie invasora introduzida no Brasil em meados da década de 1960 que se encontra disseminada pelo país (Vaz *et al.*, 1986; Fernandez *et al.*, 2003). A espécie foi relatada pela primeira vez na represa da Pampulha por Carvalho (1986) e anos mais tarde já apresentava elevadas densidades populacionais (Bedê, 1992; Freitas *et al.*, 1992; Freitas & Santos, 1995), fenômeno verificado em outros locais do país (Silva *et al.*, 1994; Paz *et al.*, 1995; Fernandez *et al.*, 2003; Santos & Eskinazi-Sant'Anna, 2010). Desde o início da década de 2000, registros da infecção de *M. tuberculata* por larvas de trematódeos foram realizados em diferentes estados brasileiros (Thiengo *et al.*, 2001; Boaventura *et al.*, 2002; Bogéa *et al.*, 2005; Paula-Andrade *et al.*, 2012), sendo duas espécies (*C. formosanus* e *P. gralli*) anteriormente registradas nestes tiarídeos na represa da Pampulha (Pinto, 2009; Pinto & Melo, 2010a, b). No presente estudo, além destas duas espécies, *Renicola* sp. foi encontrada pela primeira vez em *M. tuberculata* no Brasil.

Já os ampularídeos do gênero *Pomacea* Perry, 1810 foram registrados na represa da Pampulha desde o início da década de 1940, alcançando elevadas densidades populacionais após a reconstrução da barragem no final da década de 1950, quando a espécie foi

identificada como *P. haustum* (Milward-de-Andrade, 1959), nome utilizado por outros autores em estudos sobre estes moluscos no reservatório (Milward-de-Andrade, 1978; Souza *et al.*, 1981a; Freitas *et al.*, 1987, 1992; Guimarães *et al.*, 1981). Contudo, de acordo com Paulinyi & Paulini (1972), existem dúvidas quanto a esta identificação, tendo em vista que outros autores identificaram exemplares oriundos do mesmo reservatório como *Pomacea insularum* (d'Orbigny, 1839), espécie recentemente colocada em sinonímia com *Pomacea maculata* Perry, 1810 por Hayes *et al.* (2012). De fato, evidências biológicas, relacionadas à coloração das desovas, verde em *P. haustum* e rosa na espécie encontrada na represa da Pampulha, sugerem que outra espécie que não a primeira ocorre no reservatório. Contudo, a morfologia da concha dos moluscos avaliados no presente estudo também difere de *P. maculata* (= *P. insularum*). Nesse sentido, os ampularídeos da represa da Pampulha foram aqui identificados como *Pomacea* sp. Esta espécie foi encontrada em elevadas densidades populacionais e albergando cercárias de Schistosomatidae gen. sp. 2 e Xifidiocercária, ambas registradas pela primeira vez no país.

Exemplares de *B. schrammi*, *Drepanotrema* spp., ancilídeos e bivalves não foram encontrados nos locais avaliados durante as coletas malacológicas realizadas na represa da Pampulha no presente estudo. A possibilidade de ocorrência de populações destes moluscos em outros locais deste reservatório assim como suas participações na transmissão de trematódeos não pode ser descartada. Por outro lado, é possível que as alterações das condições ambientais e poluição verificadas atualmente na represa da Pampulha seja um fator limitante para a ocorrência de algumas espécies de moluscos.

Foram encontradas 27 espécies de trematódeos nos diferentes tipos de hospedeiros (moluscos, peixes, insetos e ave) coletados na represa da Pampulha, indicando a ocorrência de uma ampla riqueza de espécies destes parasitos no local, a qual pode estar relacionada ao atual estado de eutrofização verificado neste reservatório. O elevado teor de matéria orgânica lançada com o esgoto no interior da represa, associado à fatores bióticos (proliferação de algas fitoplanctônicas e macrófitas aquáticas) e abióticos (nutrientes, condutividade, oxigênio) pode favorecer o crescimento, reprodução, sobrevivência e conseqüentemente o estabelecimento de maiores densidades populacionais de moluscos, fator relacionado à maiores prevalências de infecção por trematódeos verificados nestes hospedeiros (Rumi *et al.*, 2002; Kloss *et al.*, 2004; Johnson *et al.*, 2002, 2004, 2007; Johnson & Chase, 2004; Rollinson, 2011; Souza & Melo, 2012b). De fato, uma maior abundância de trematódeos em moluscos em coleções aquáticas eutrofizadas foi relatada

na Europa e nos EUA (Lafferty, 1997; Johnson *et al.*, 2007; Blonar *et al.*, 2009; Soldánová *et al.*, 2010; Soldánová & Kostadinova, 2011; Brown *et al.*, 2011).

Além disso, o efeito da poluição nos ciclos biológicos de parasitos, incluindo trematódeos, tem sido discutido, podendo favorecer ou prejudicar a manutenção das espécies, dependendo do tipo de poluente, parasito e hospedeiros (revisado por Sures, 2005). Alguns poluentes como metais pesados, relatados para a represa da Pampulha e seus tributários (Rietzler *et al.*, 2001; Friese *et al.*, 2010), podem acarretar alterações fisiológicas e imunológicas nos moluscos hospedeiros intermediários aumentando a suscetibilidade destes à infecção por trematódeos (revisado por Morley *et al.*, 2006).

Outro fator relacionado à elevada diversidade e taxas de infecção por trematódeos em moluscos é a presença e abundância de hospedeiros definitivos. Tal tipo de associação foi relatada para espécies de trematódeos de aves, tendo sido verificada correlação positiva entre a riqueza e abundância deste grupo de hospedeiros definitivos e os mesmos parâmetros em relação às larvas de trematódeos encontradas em moluscos (Smith, 2001; Skirnisson *et al.*, 2004; Hechinger & Lafferty, 2005; Fredensborg *et al.*, 2006).

Na represa da Pampulha, é possível que várias das alterações ambientais resultantes do processo de eutrofização estejam relacionadas aos resultados obtidos no presente estudo. Além da ocorrência de elevadas densidades de moluscos verificadas nas últimas décadas (Carvalho *et al.*, 1985a; Freitas *et al.*, 1992) e no presente estudo, populações de algumas espécies de peixes, em especial de *O. niloticus* e *P. reticulata*, são também elevadas em ambientes alterados como a represa da Pampulha, o que associado a outros fatores como o assoreamento e eutrofização verificados nas últimas décadas, favoreceu o estabelecimento de grande diversidade e densidade populacional de aves aquáticas (Pimenta *et al.*, 2007; Pinto-Coelho *et al.*, 2012). De fato, peixes são os segundos hospedeiros intermediários de no mínimo 12 espécies de trematódeos encontradas na represa da Pampulha, e as diferentes espécies de aves aquáticas potenciais hospedeiros definitivos da maioria dos parasitos verificados no presente estudo (com exceção do *S. mansoni* e Haematoloechiidae gen. sp.). Nesse sentido, a cadeia epidemiológica de transmissão dos trematódeos encontrados na represa da Pampulha encontra-se favorecida pelas condições alteradas deste ambiente.

A maior parte dos estudos malacológicos com ênfase em larvas de outros trematódeos que não *S. mansoni* foi realizada no Brasil a partir de dados obtidos de amostras pontuais, sendo que um estudo temporal das taxas de infecção geralmente não é

realizado. Em linhas gerais, os resultados relacionados à abundância dos moluscos e às taxas de infecção por trematódeos são semelhantes aos relatados para *S. mansoni* por diferentes autores, que também registram maiores abundâncias e percentuais de infecção por este parasito na estação seca (Paraense & Santos, 1953; Freitas *et al.*, 1987, 1992; Silva *et al.*, 1994; Giovanelli *et al.*, 2001; Teles *et al.*, 2002).

Os fatores relacionados à ocorrência de variação estacional nos percentuais de infecção por larvas de trematódeos verificadas nos moluscos no presente estudo são ainda desconhecidos. Ao certo, variações de fatores abióticos como temperatura e pluviosidade, já relatados para *S. mansoni* no Brasil, podem estar relacionadas aos resultados obtidos para as outras espécies de trematódeos. Além disso, fatores bióticos, incluindo variações estacionais na abundância dos diferentes hospedeiros envolvidos nos diferentes ciclos biológicos de trematódeos podem ter influenciado as taxas de infecção e a riqueza de espécies de trematódeos observadas nos moluscos. Por outro lado, embora no presente estudo não tenham sido realizadas análises relacionadas à abundância de aves na represa da Pampulha, outros autores demonstraram a ocorrência de variação temporal na presença de aves aquáticas em locais da região sudeste do Brasil, incluindo coleções aquáticas localizadas na Região Metropolitana de Belo Horizonte, com aumentos substancial na abundância de diferentes espécies destes hospedeiros na estação seca (Rodrigues & Michelim, 2005; Alves *et al.*, 2011), o que poderia estar relacionado aos maiores percentuais de infecção e riqueza de trematódeos encontradas nesta estação em ambos os anos avaliados no presente estudo. Na represa da Pampulha, *P. brasiliensis*, *E. thula* e *A. alba*, potenciais hospedeiros de várias das espécies de trematódeos avaliadas no presente estudo, ocorrem em elevadas densidades populacionais e apresentam maiores abundâncias nas estações secas (Pimenta *et al.*, 2007; Rodrigues *et al.*, 2009).

Entre as larvas das 22 espécies de trematódeos verificadas em moluscos na represa da Pampulha, quatro cercárias de cauda bifurcada, longifurcada e faringeada foram encontradas em moluscos do gênero *Biomphalaria*: *A. compactum*, *Apharyngostrigea* sp. 1, *Apharyngostrigea* sp. 2 e *H. triloba*. As cercárias destas espécies são produzidas por esporocistos e desenvolvem-se em metacercárias em peixes, sendo os adultos parasitos intestinais de aves aquáticas.

As cercárias de *Apharyngostrigea* spp. diferem das outras duas larvas longifurcadas pela presença de tronco caudal alargado ou globoso. Metacercárias de ambas as espécies

foram obtidas na cavidade abdominal de *P. reticulata* submetidos à infecção experimental, sendo este mesmo hospedeiro encontrado infectado na represa da Pampulha.

Os trematódeos pertencentes ao gênero *Apharyngostrigea* Ciurea, 1924 são parasitos principalmente de aves da família Ardeidae com mais de 20 espécies nominais descritas (oito consideradas válidas) em diferentes partes do mundo, sendo o ciclo biológico conhecido para cinco espécies (Dubois, 1968; Combes *et al.*, 1980; Ostrowski de Núñez, 1989; Niewiadomska, 2002). No Brasil, três espécies foram registradas: *Apharyngostrigea brasiliiana* (Szidat, 1928), encontrada em *B. striata* e *Nyctanassa violacea* (Linnaeus, 1758) (Arruda *et al.*, 2001), *Apharyngostrigea cornu* (Zeder, 1800) relatada em *Trigrisoma lineatum mamoratum* (Vieillot, 1817) e em *A. alba* (Travassos *et al.* 1969; Dubois, 1970a, b), e *Apharyngostrigea multiovata* (Pérez-Vigueras, 1944) também encontrada em *E. alba* (Dubois, 1968, 1970a).

A cercária aqui identificada como *Apharyngostrigea* sp. 1 apresenta morfologia e medidas compatíveis com as larvas de *Apharyngostrigea simplex* (Johnston, 1904), espécie descrita da Austrália e encontrada em *Egretta thula* (Molina, 1782) na Argentina por Ostrowski de Núñez (1989). Esta autora demonstrou a suscetibilidade experimental de *B. straminea* à infecção por este parasito, além de obter metacercárias em *P. reticulata*. Embora larvas semelhantes tenham sido registradas em *Biomphalaria* spp. por diferentes autores no Brasil (Espíndola *et al.*, 1992; Boaventura *et al.*, 2002; Dias *et al.*, 2002), estudos experimentais visando a elucidação do ciclo biológico completo e a identificação específica destes parasitos não foram ainda realizados.

Já as cercárias de *Apharyngostrigea* sp. 2 assemelham-se às larvas encontradas em *B. tenagophila* coletadas no Rio de Janeiro por Lutz (1931), que também realizou a infecção experimental de *Poecilia vivipara* Bloch & Schneider, 1801 e de girinos de *Leptodactylus ocellatus* (Linnaeus, 1758), e obteve metacercárias semelhantes às recuperadas no presente estudo. Outra espécie, *A. pipientis*, foi descrita a partir de metacercárias recuperadas em larvas de anfíbios nos EUA, onde *P. armigera* foi identificada como o primeiro hospedeiro intermediário (Hughes, 1928; Olivier, 1940), não podendo ser descartada a possibilidade de ser coespecífica com *Apharyngostrigea* sp. 2. Embora larvas semelhantes tenham sido registradas em *Biomphalaria* spp. na América Latina (Nasir & Díaz, 1973; Nassi, 1987; Ostrowski de Núñez *et al.*, 1991; Silva, 1992), os respectivos parasitos adultos são também desconhecidos.

Quanto aos estudos experimentais, as características biológicas das larvas observadas no presente estudo estão de acordo com as relatadas para *Apharyngostrigea* spp., tendo sido observada uma fase de parasitismo pré-cística, com duração de aproximadamente duas semanas, seguida pelo encistamento. Diferenças morfométricas significativas foram verificadas no desenvolvimento dos cistos e das metacercárias desencistadas de ambas as espécies de *Apharyngostrigea* avaliadas no presente estudo. Além disso, exemplares de *P. reticulata* foram encontrados naturalmente infectados por metacercárias com medidas que sugerem tratar-se de *Apharyngostrigea* sp. 2, sendo este o primeiro relato da infecção destes poecilídeos por metacercárias destes parasitos. O encontro de metacercárias de *Apharyngostrigea* em seus segundos hospedeiros intermediários é relativamente raro, existindo relatos em peixes e anfíbios no México (Scholz *et al.*, 1995; Cabrera-Guzmán *et al.*, 2007) e EUA (Goldberg *et al.*, 2001; Locke *et al.*, 2011).

As estrigeocercárias identificadas como *A. compactum* e *H. triloba* diferem entre si, além da morfometria, pela disposição das glândulas de penetração e pelos corpos caudais. São produzidas por esporocistos e após emergirem formam metacercárias em peixes. Juntamente com outros membros da família Diplostomidae Poirier, 1886, estes parasitos estão entre os causadores de diplostomose, doença ocasionada pelo desenvolvimento de metacercárias no globo ocular, cérebro ou musculatura de peixes. A ocorrência destas metacercárias nestes hospedeiros pode ocasionar alterações patológicas como cegueira, atraso no desenvolvimento ou até mesmo mortalidade, podendo gerar prejuízos à piscicultura (Chappell, 1995; Overstreet & Curran, 2004).

Os diplostomídeos do gênero *Austrodiplostomum* Szidat & Nani, 1951 são parasitos, quando adulto, do intestino de aves ictiófagas do gênero *Phalacrocorax* Brisson, 1760 no continente americano, existindo atualmente três espécies nominais descritas: *A. compactum*, *Austrodiplostomum mordax* Szidat & Nani, 1951 e *Austrodiplostomum ostrowskiae* Dronen Jr, 2009 (Lutz, 1928; Ostrowski de Núñez, 1970, 1982; Dubois, 1970b; Niewiadomska, 2002; Dronen Jr, 2009). O primeiro ciclo biológico destes parasitos, especificamente o de *A. mordax*, considerado à época um sinônimo júnior de *A. compactum*, foi elucidado na Argentina por Szidat & Nani (1951) e por Ostrowski de Núñez (1968b, 1977), sendo metacercárias obtidas no cérebro de peixes. Posteriormente, Ostrowski de Núñez (1982), ao estudar o ciclo biológico de *A. compactum* a partir de cercárias emergidas de *B. prona* na Venezuela, obteve metacercárias no globo ocular

destes hospedeiros vertebrados e baseando-se em diferenças morfológicas e biológicas, considerou *A. compactum* e *A. mordax* espécies distintas. Recentemente, Dronen Jr (2009), ao avaliar exclusivamente as figuras dos parasitos adultos apresentadas por Ostrowski de Núñez (1982), sugeriu a ocorrência de *A. ostrowskiae* na América do Sul, considerando ainda *A. compactum* como sinônimo de *A. mordax*. Contudo, tendo em vista que características dos estádios larvares e do ciclo biológico são consideradas importantes no estudo taxonômico de trematódeos, conhecimentos adicionais sobre a morfologia das cercárias, os moluscos transmissores, bem como a determinação do local de formação das metacercárias (cérebro ou globo ocular de peixes) de *A. ostrowskiae* são necessários. Ainda assim, caso seja confirmada a sinonímia propostas por Dronen Jr (2009), *A. compactum* deve ser considerada a espécie válida, tendo em vista a lei da prioridade.

*Austrodiplostomum compactum* parece ser uma espécie amplamente distribuída pela região neotropical, já tendo sido relatada em *P. brasiliensis* no Brasil (Noronha *et al.*, 2009; Monteiro *et al.* 2011), Colômbia (Rietschel & Werding, 1978), Cuba (Dubois & Macko, 1972), México (Ramos-Ramos, 1995; Violante-González *et al.*, 2009, 2011) e Venezuela (Nasir & Díaz, 1972), sendo este também o potencial hospedeiro definitivo do parasito na represa da Pampulha.

Quanto aos moluscos transmissores, além de *B. prona*, previamente relatada como hospedeira intermediária de *A. compactum* na Venezuela (Ostrowski de Núñez, 1982), *Biomphalaria havanensis* (Pfeiffer, 1839) foi incriminada como transmissora do parasito no México (Violante-González *et al.*, 2009). No presente estudo, cercárias emergidas de *B. straminea* e *B. glabrata*, dois novos hospedeiros intermediários relatados para *A. compactum*, apresentaram morfologia semelhante à das larvas caracterizadas por Ostrowski de Núñez (1982), sendo a identificação confirmada pela obtenção experimental de metacercárias no globo ocular de peixes experimentalmente infectados. Tendo em vista que ambas as espécies de moluscos são amplamente distribuídas pelo Brasil, é possível que estejam envolvidas na manutenção de *A. compactum* em outras localidades do país. Além disso, a ocorrência de outra espécie de *Austrodiplostomum*, possivelmente *A. mordax*, em moluscos, aves e peixes no Brasil é muito provável. De fato, duas espécies destes parasitos foram identificadas em *P. brasiliensis* na Argentina (Drago *et al.*, 2011) e no Brasil (Monteiro *et al.*, 2011).

Várias espécies de peixes têm sido relatadas apresentando metacercárias de *A. compactum* no globo ocular. No Brasil, desde o primeiro registro do parasito em peixes



(Kohn *et al.*, 1995), mais de 30 espécies foram relatadas infectadas em diversas localidades (Martins *et al.*, 1999; Machado *et al.*, 2005; Azevedo *et al.*, 2006; 2010; Novaes *et al.*, 2006; Yamada *et al.*, 2008; Zica *et al.*, 2009; 2010, 2011; Morais *et al.*, 2011; Kohn *et al.*, 2011; Santos *et al.*, 2012; Carvalho *et al.*, 2012). A morfologia e as medidas das metacercárias obtidas experimentalmente em *C. carpio*, bem como as recuperadas de *O. niloticus*, um novo hospedeiro relatado para o país, estão de acordo com as descritas para *A. compactum*. Apesar da ampla distribuição e do crescente número de casos de diplostomose ocular em peixes brasileiros, os possíveis impactos à ictiofauna nacional e os potenciais prejuízos à piscicultura causados por este parasito são ainda desconhecidos.

Quanto à *H. triloba*, espécie descrita de *Phalacrocorax carbo* (Linnaeus, 1758) na Áustria e que possui ampla distribuição mundial, foi também relatada em *Phalacrocorax* spp. na Europa, Ásia e Américas (Yamaguti, 1958; Dubois, 1968, 1970a). O gênero *Hysteromorpha* foi proposto por Lutz (1931) para incluir parasitos adultos recuperados de *P. brasiliensis* naturalmente infectados no Brasil. Posteriormente, a espécie foi registrada também em *P. brasiliensis* na Argentina (Ostrowski de Núñez, 1970; Drago *et al.*, 2011) e Brasil (Noronha *et al.*, 2009; Monteiro *et al.*, 2011), e em *Phalacrocorax auritus* Lesson, 1831 nos EUA (Chandler & Rausch, 1948; Huggins, 1956; Flowers *et al.*, 2004; Overstreet & Curran, 2004; Locke *et al.*, 2011) e México (Salgado-Maldonado, 2006; Pérez-Ponce de León *et al.*, 2007). As metacercárias de *H. triloba* foram encontradas em peixes pela primeira vez em *Ameiurus melas* (Rafinesque, 1820) e *Ameiurus nebulosus* (Lesueur, 1819) nos EUA e descritas como *Diplostomulum corti* por Hughes (1929), sendo a associação desta larva com os parasitos adultos realizada por Ciurea (1930). Posteriormente, metacercárias de *H. triloba* foram encontradas em espécies de peixes pertencentes a diferentes famílias (Catostomidae, Cyprinidae, Ictaluridae, Heptapteridae, Pimelodidae) nos EUA (Huggins, 1956; Hoffman, 1960, 1999; Overstreet & Curran, 2004), México (Salgado-Maldonado, 2006; Pérez-Ponce de León *et al.*, 2007) e Canadá (Locke *et al.*, 2011), entretanto não foram ainda relatadas na América do Sul.

O ciclo biológico de *H. triloba* foi elucidado por Huggins (1954a, b) em estudos experimentais iniciados a partir de ovos do parasito recuperados de *P. auritus* nos EUA. Cercárias foram obtidas experimentalmente em *Gyraulius hirsutus* (Gould, 1840), metacercárias recuperadas da musculatura de peixes, *A. melas* e *Pimephales notatus* (Rafinesque, 1820), e parasitos adultos em *P. auritus* infectados experimentalmente (Huggins, 1954a, b). Estes estudos demonstraram que, embora Lutz (1931) tenha obtido

*H. triloba* em hospedeiro naturalmente infectado, as cercárias e os parasitos obtidos experimentalmente no Brasil não correspondem a esta espécie, mas a uma espécie indeterminada de *Apharyngostrigea*, conforme mencionado anteriormente. Outros moluscos planorbídeos foram registrados como hospedeiros intermediários de *H. triloba*: *Gyraulus* sp. e *Gyraulus parvus* (Say, 1817) nos EUA (Hugghins, 1956; Overstreet & Curran, 2004), e *B. peregrina* no Brasil (Souza *et al.*, 2008), sendo *B. straminea* aqui registrada como um novo hospedeiro intermediário do parasito.

As tentativas de obtenção de metacercárias de *H. triloba* em *P. reticulata* não lograram sucesso no presente estudo. Além disso, a infecção natural destes poeciliídeos por metacercárias de *H. triloba* não foi verificada. De fato, Hugghins (1954a) não obteve sucesso ao infectar *Poecilia* sp. por cercárias do parasito. No presente estudo, embora outros estágios de desenvolvimento não tenham sido obtidos, as medidas e as características morfológicas das cercárias, principalmente a disposição das glândulas de penetração, são compatíveis com as descritas para as larvas de *H. triloba*. Dada a possível especificidade deste parasito para aves do gênero *Phalacrocorax* e os relatos prévios da ocorrência do parasito em *P. brasilianus* no país, este também é o potencial hospedeiro definitivo da espécie na localidade estudada.

Cinco espécies de trematódeos com cercárias de cauda brevifurcada foram observadas nos moluscos durante o presente estudo: *Clinostomum* sp. encontrado em *B. straminea*, *B. glabrata* e *B. tenagophila*; Schistosomatidae gen. sp. 1 em *B. straminea*; Schistosomatidae gen. sp. 2 em *Pomacea* sp.; Spirorchidae gen. sp. em *B. straminea* e *B. glabrata*; e *S. mansoni* em *B. glabrata*.

A cercária de *Clinostomum* sp. difere das outras larvas brevifurcadas pela presença de uma membrana pregueada na região dorsal do corpo, ceco em forma de bulbo, além de serem produzidas por rédias e necessitarem de um segundo hospedeiro intermediário para continuação do ciclo.

Os trematódeos do gênero *Clinostomum* Leyd, 1856 são parasitos da cavidade oral, faringe e esôfago de aves ictiófagas (Kanev *et al.*, 2002), contudo já relatado infectando acidentalmente seres humanos na Ásia (Chung *et al.*, 1995; Yoshimura *et al.*, 1991; Park *et al.*, 2009). Mais de 50 espécies nominais foram descritas, sendo 13 espécies consideradas válidas atualmente (Ukoli, 1966; Matthews & Cribb, 1998; Vianna *et al.*, 2003). Apesar de algumas revisões terem sido realizadas, a complexa taxonomia do grupo permanece sendo revista, mais recentemente com o auxílio de ferramentas moleculares (Dzikowski *et al.*,

2004; Gustinelli *et al.*, 2010; Caffara *et al.*, 2011; Sereno-Uribe *et al.*, 2013). No Brasil, três espécies, *C. marginatum*, *C. heluans* e *Clinostomum detruncatum* Braun, 1899, foram relatadas principalmente em ardeídeos (Travassos *et al.*, 1969), entretanto, aspectos do ciclo biológico destas espécies não foram completamente elucidados.

A formação de metacercárias de *Clinostomum* spp. em peixes está relacionada à ocorrência da doença dos pontos amarelos, a qual pode estar associada com a ocorrência de prejuízos à piscicultura em todo o mundo. No Brasil, mais de 20 espécies de peixes foram registradas albergando metacercárias de *Clinostomum* (Vicente *et al.*, 1978; Thatcher, 1981; Castelo, 1984; Jeraldo e Cordeiro, 1993; São Clemente *et al.*, 1998; Eiras *et al.*, 1999; Moreira, 2000; Alves *et al.*, 2001; Fernandes & Kohn, 2001; Dias *et al.*, 2003, 2006; Pavanelli *et al.*, 2004; Abdallah *et al.*, 2004, 2006; Silva-Souza & Ludwig, 2005; Vianna *et al.*, 2003, 2005; Ferrari-Hoeinghaus *et al.*, 2007; Lacerda *et al.*, 2008; Silva *et al.*, 2008; Tavernari *et al.*, 2009; Azevedo *et al.*, 2010; Mesquita *et al.*, 2011; Morais *et al.*, 2011). Apesar do elevado número de registros de peixes naturalmente infectados, estudos avaliando a participação de moluscos na transmissão destes parasitos são escassos no país.

No presente estudo, a infecção experimental de *P. reticulata* por cercárias de *Clinostomum* sp. resultou em baixa intensidade de infecção, o que impossibilitou a realização de um estudo morfológico detalhado e conseqüentemente a identificação específica do parasito. Entretanto, metacercárias obtidas aos 60DPI e as obtidas neste mesmo hospedeiro naturalmente infectado apresentaram características como a posição do poro genital e as medidas, em especial a largura e distância entre as ventosas, compatíveis com as relatadas para *C. marginatum* por Caffara *et al.* (2011). Entretanto, dados moleculares preliminares demonstraram uma grande divergência entre *Clinostomum* sp. obtidas aqui do Brasil e *C. marginatum* da América do Norte (dados não apresentados).

Entre as espécies de *Clinostomum* relatadas no Brasil, *C. marginatum* é a que possui o maior número de registros no país, tendo sido relatada até o presente em 13 espécies de aves (Travassos *et al.*, 1969; Arruda *et al.*, 2001; Dias *et al.*, 2003). É uma espécie amplamente distribuída pelo continente americano, já relatada em aves na Argentina (Lunaschi & Drago, 2009) e México (Ramos-Ramos, 1995; Perez-Ponce de León *et al.*, 2007; Sereno-Uribe *et al.*, 2013). *Clinostomum marginatum* foi considerado sinônimo júnior de *Clinostomum complanatum* (Rudolphi, 1809), contudo, estudos morfológicos e moleculares demonstraram tratar-se de espécies distintas, sendo *C. marginatum* a espécie ocorrente no continente americano e *C. complanatum* na Europa

(Dzikowski *et al.*, 2004; Caffara *et al.*, 2011; Sereno-Uribe *et al.*, 2013). O ciclo biológico de *C. marginatum* envolve moluscos dos gêneros *Biomphalaria* na América do Sul, e *Helisoma* Swainson, 1840 na América do Norte (Lutz, 1934; Krull, 1934; Dias *et al.*, 2003). Outra espécie, *Clinostomum golvani* Nassi & Bayssade-Dufour, 1980, foi descrita também de estágios larvais obtidos em *B. glabrata* e *P. reticulata* na América Central (Nassi & Bayssade-Dufour, 1980), entretanto, as medidas das rédias desta espécie são maiores do que as obtidas para *Clinostomum* sp. Recentemente, *Clinostomum tataxumui* Sereno-Uribe *et al.*, 2013 foi descrito a partir de parasitos adultos e metacercárias encontradas respectivamente em *A. alba* e *Dormitator maculatus* (Bloch 1792) no México (Sereno-Uribe *et al.*, 2013), contudo suas metacercárias são menores do que as encontradas em *Clinostomum* sp.

O parasito adulto recuperado de *B. striata* no presente estudo apresenta as características morfológicas e morfométricas diferenciais, em especial a largura do corpo, distância entre as ventosas e formato dos órgãos sexuais, descritas para *C. marginatum* por Caffara *et al.* (2011). Além disso, as medidas são bastante superiores às relatadas recentemente para *C. tataxumui* por Sereno-Uribe *et al.* (2013). *Clinostomum marginatum* foi previamente encontrado em *B. striata* no estado do Mato Grosso por Travassos (1945) e desde então não havia sido novamente registrado neste hospedeiro. Embora os resultados obtidos em hospedeiros naturalmente infectados apontem para a possibilidade das cercárias emergidas de *Biomphalaria* spp. da represa da Pampulha serem coespecíficas com *C. marginatum*, os dados experimentais não permitiram esta confirmação.

Outra espécie, *C. heluans*, foi descrita de *Egretta caerulea* (Linnaeus, 1758) no Brasil e depois relatada em *Ardea cocoi* Linnaeus, 1766 e *N. violacea* no país e em diferentes espécies de aves em Cuba (Pérez-Vigueras, 1955), México (Bravo-Hollis, 1947; Perez-Ponce de León *et al.*, 2007), Venezuela (Caballero & Díaz-Ungría, 1958) e recentemente na República Tcheca (Sitko, 2012). A espécie difere das outras espécies de *Clinostomum* relatadas no Brasil principalmente pela disposição das estruturas reprodutivas na porção final do corpo. *Butorides striata*, encontrado infectado por *C. heluans* na represa da Pampulha, representa um novo hospedeiro definitivo conhecido para a espécie. Registros de peixes albergando metacercárias de *C. heluans* são menos comuns no Brasil, existindo relatos do parasito em *Cichla temensis* Humboldt, 1821 do estado do Pará (Vicente *et al.*, 1978), em *Astronotus ocellatus* (Agassiz, 1831) de Minas Gerais (Moreira, 2000) e em *Geophagus proximus* (Castelnau, 1855) do estado de São Paulo

(Zago *et al.*, 2012). As características e as medidas das metacercárias de *C. heluans* encontradas em *G. brasiliensis*, um novo hospedeiro intermediário registrado para a espécie, estão em concordância com as descritas pelos autores acima.

Larvas de cauda brevifurcada identificadas como Spirorchiidae gen. sp. foram encontradas em *Biomphalaria* spp. da represa da Pampulha, sendo pela primeira vez identificadas nestes hospedeiros no Brasil e na América do Sul. Estas cercárias apresentam corpo e cauda relativamente maiores do que as verificadas em outras larvas brevifurcadas e possuem furcas com espinhos que sustentam membranas natatórias, características estas relatadas para larvas desta família de trematódeos (Combes *et al.*, 1980; Ostrowski de Níñez, 1992).

Os trematódeos pertencentes à família Spirorchiidae Stunkard, 1921 são parasitos do sistema circulatório de quelônios com ampla distribuição mundial, existindo atualmente 19 gêneros e mais de 100 espécies descritas (Smith, 1997; Platt, 2002; Synder, 2004). O ciclo biológico, conhecido para poucas espécies norte-americanas, envolve moluscos gastrópodes pulmonados, dos quais cercárias produzidas em esporocistos emergem e penetram a mucosa oral e ocular de quelônios hospedeiros definitivos (Platt, 2002). No Brasil, seis espécies destes parasitos foram recentemente registradas em tartarugas marinhas: *Amphiorchis caborojoensis* Fischthal & Acholonu, 1976; *Amphiorchis indicus* Mehrotra, 1973; *Amphiorchis solus* (Simha & Chattopadhyaya, 1970); *Carettacola stunkardi* Martin & Bamberger, 1952; *Learedius learedi* Price 1934; *Monticellius indicum* Mehra, 1939 (Werneck *et al.*, 2006, 2008a, b, 2011; Werneck & Silva, 2013), todas com ciclo biológico desconhecido. Nenhuma espécie de Spirorchiidae foi registrada até o momento em quelônios de água doce no Brasil, certamente pela ausência de estudos helmintológicos destes hospedeiros.

As cercárias de Spirorchiidae gen. sp. encontrada em moluscos planorbídeos no presente estudo são possivelmente larvas de parasitos de cágados da família Chelidae Gray, 1825, sendo exemplares visualizados durante as coletas malacológicas realizadas no local. A morfologia e comportamento das cercárias são compatíveis com as descritas para espécies do gênero *Spirorchis* MacCallum, 1919 cujos ciclos biológicos foram estudados na América do Norte (Wall, 1941; Goodchild & Kirk, 1960; Holliman & Fisher, 1968). Dados moleculares preliminares obtidos a partir de cercárias de Spirorchiidae gen. sp. confirmaram a identificação da família, entretanto, dada a existência de poucas sequências para comparação, não foi possível a obtenção de conclusões adicionais (dados não

demonstrados). Além disso, são inexistentes estudos avaliando se larvas de Spirorchiidae seriam capazes de penetrar a pele humana e ocasionar casos de dermatite cercariana, como é observado em Schistosomatidae de aves.

Larvas de três espécies de Schistosomatidae foram encontradas durante as coletas malacológicas: *S. mansoni* e Schistosomatidae gen. sp. 1, emergidas respectivamente de *B. glabrata* e *B. straminea*, e Schistosomatidae gen. sp. 2 encontrada em *Pomacea* sp.

As cercárias de *S. mansoni* podem ser diferenciadas das outras larvas brevifurcadas encontradas em moluscos na represa da Pampulha principalmente pela ausência de ocelos pigmentados. As taxas de infecção natural de *B. glabrata* obtidas no presente estudo, 2,5% (1,5-11,1%), são compatíveis com as relatadas para outras áreas endêmicas para a esquistossomose, sendo em linhas gerais maiores que as reportadas previamente para a espécie na represa da Pampulha, incluindo 0,6% (1/176) por Martins & Falcão (1953) e 0,5% (2/467) por Carvalho *et al.* (1985a). Apenas no estudo pioneiro de Martins & Versiani (1938), a taxa de infecção de *B. glabrata* pelo *S. mansoni* (2,4%; 1/42) foi semelhante à observada no presente estudo. Quanto aos dados de suscetibilidade experimental a este trematódeo, taxas de infecção de 30% e 49% foram obtidas em *B. glabrata* oriundas de diferentes locais da represa da Pampulha (Souza *et al.*, 1981b; Souza *et al.*, 1982). Já *B. tenagophila* foi encontrada infectada por *S. mansoni* por Carvalho *et al.* (1985a), que encontraram uma taxa de infecção natural extremamente baixa, 0,005% (1/3.695), embora a infecção experimental por diferentes cepas do parasito tenham revelado taxas variando entre 4% e 68% (Correa *et al.*, 1979; Souza *et al.*, 1987; Souza *et al.*, 1995; Jannotti-Passos & Souza, 2000). Embora até o presente momento *B. straminea* não tenha sido encontrada infectada por *S. mansoni* no local, Souza *et al.* (1981b), ao realizarem a infecção experimental destes moluscos oriundos do córrego Baraúnas, obtiveram taxas de infecção variando entre 5,7% e 19%, valores superiores aos relatados para a espécie de outras de localidades do país.

A fonte de infecção para os moluscos está provavelmente relacionada ao lançamento direto de esgoto não tratado no interior da represa da Pampulha, o qual pode conter material fecal de pessoas infectadas pelo *S. mansoni*. Apesar do grande número de registros de moluscos infectados por este trematódeo no Brasil, estudos morfológicos e morfométricos de suas cercárias são relativamente escassos. A variação morfométricas entre as cercárias descritas por diferentes autores podem resultar de diferença entre cepas do parasito, espécies de moluscos hospedeiros, ou mesmo técnicas de estudo (fixação e

montagem). De fato, Pino *et al.* (1999) verificaram polimorfismo no tamanho da cauda da cercária de uma cepa venezuelana de *S. mansoni*, enquanto Machado-Silva *et al.* (2000), ao avaliarem as áreas de estruturas de larvas de diferentes linhagens brasileiras deste parasito, encontraram que as cercárias da cepa BH possuem estruturas com áreas maiores que as observadas em larvas das cepas SMO e SJ.

As duas outras larvas de Schistosomatidae encontradas em moluscos no presente estudo são possivelmente parasitos de aves. O estudo destas cercárias tem adquirido importância, uma vez que podem estar envolvidas na ocorrência de dermatite cercariana em humanos, doença que nos últimos tempos vem apresentado um significativo aumento em sua frequência (Gentile *et al.*, 1996; Kolářová, 2007; Mas-Coma *et al.*, 2007; Horák & Kolářová, 2011; Soldánová *et al.*, 2013). No Brasil, pouco enfoque tem sido dado aos ciclos biológicos, moluscos transmissores e à possibilidade de ocorrência de dermatite cercariana por outros esquistossomatídeos que não *S. mansoni*.

A cercária de Schistosomatidae gen. sp. 1 apresenta características gerais semelhantes as de outras larvas de esquistossomatídeos de aves relatadas em moluscos planorbídeos de diferentes partes do mundo (Khalifa, 1976; Leite *et al.*, 1982; Brant *et al.*, 2006, 2011). Embora não tenham possibilitado a recuperação de parasitos adultos, os estudos experimentais demonstraram a capacidade de penetração destas cercárias quando colocadas em contato com a pele de roedores, levantando assim a possibilidade de estarem envolvidas na ocorrência de dermatite cercariana em humanos. Apesar de a morfologia das cercárias de Schistosomatidae gen. sp. 1 ser compatível com a descrita para as larvas de *D. pulverulenta*, espécie registrada previamente em *B. straminea* do estado de Minas Gerais (Leite *et al.*, 1982), a análise molecular preliminar das cercárias obtidas no presente estudo (dados não apresentados) revelou sequências distintas de *D. pulverulenta*, sendo mais próxima da larva W1225 relatada em *B. alexandrina* do Quênia (Brant *et al.*, 2006).

A cercária de Schistosomatidae gen. sp. 2 encontrada em *Pomacea* sp. difere de outras larvas de Schistosomatidae cujos os ciclos biológicos são conhecidos por apresentar ventosa ventral localizada próxima à extremidade posterior do corpo e ocelos em forma de bastonete. A *Cercaria II* descrita por Ostrowski de Núñez (1978a) é possivelmente coespecífica com as cercárias encontradas na represa da Pampulha. A baixa frequência desta cercária sugere que se trata de um parasito de ave migratória ou visitante deste reservatório.

Um total de 12 larvas de trematódeos com cauda simples pertencentes a sete diferentes tipos cercarianos foram encontradas em sete espécies de moluscos coletados na represa da Pampulha. Duas destas larvas apresentam características morfológicas, em especial, a ausência de estruturas acessórias no corpo, que permitem agrupá-las como larvas do tipo gimnocéfala: *Ribeiroia* sp. encontrada em *B. straminea* e *B. glabrata*, e *Renicola* sp. observada em *M. tuberculata*.

A cercária de *Ribeiroia* sp. apresenta como característica diferencial a presença de um par de divertículos esofagianos. Estas larvas formaram metacercárias em peixes e parasitos adultos foram recuperados no proventrículo de patos experimentalmente infectados e no estômago de camundongos imunossuprimidos.

Os trematódeos pertencentes ao gênero *Ribeiroia* são parasitos intestinais de aves e mamíferos registrados nas Américas e África (Kostadinova, 2005). O ciclo biológico destes parasitos envolve moluscos planorbídeos dos gêneros *Biomphalaria*, *Planorbella* Haldeman, 1843 e *Helisoma*, dos quais emergem cercárias que se desenvolvem em metacercárias em peixes e anfíbios (Johnson *et al.*, 2004; Johnson & McKenzie, 2009). Na última década, estes parasitos adquiriram importância, tendo em vista a possível associação entre *R. ondatrae* e a ocorrência de mortalidade e malformação em anfíbios de algumas localidades dos EUA (Johnson *et al.*, 1999, 2002, 2004). Fatores como a eutrofização, redução da biodiversidade, contaminação de ambientes aquáticos por pesticidas e fertilizantes agrícolas, além de mudanças climáticas, podem estar associados ao aumento na frequência destes parasitos em anfíbios da América do Norte (Johnson *et al.*, 2007; Johnson & McKenzie, 2009; Szuroczki & Richardson, 2009).

As cercárias de *Ribeiroia* foram encontradas primeiramente em *H. anceps* nos EUA, sendo descritas como *Cercaria thomasi* por McMullen (1938). Posteriormente, Beaver (1939b), realizando estudos experimentais iniciados a partir desta larva, elucidou o ciclo biológico de *R. ondatrae*. Desde então vários autores relataram a interação entre este parasito e moluscos planorbídeos na América do Norte (Johnson *et al.*, 2004; Peterson, 2007; Huffmann *et al.*, 2009). Estudos relacionados aos moluscos transmissores de *Ribeiroia* são escassos na América do Sul. Wilson *et al.* (2005) sugeriram uma possível especificidade de *R. ondatrae* para planorbídeos do gênero *Helisoma* e consideram que os registros prévios de *Ribeiroia* na América do Sul apresentam características ecológicas e geográficas relacionadas a *Ribeiroia marini* (Faust & Hoffman, 1934), espécie encontrada



em *B. glabrata* em alguns países da América Central (Riggin Jr, 1956; Basch & Sturrock, 1969; Golvan *et al.*, 1974; Nassi, 1978).

No Brasil, parasitos pertencentes a este gênero foram primeiramente encontrados em *Ardea alba* Linnaeus, 1758 e descritos como *Ribeiroia insignis* Travassos, 1939, espécie tipo do gênero que foi posteriormente considerada sinônimo júnior de *R. ondatrae* (Travassos, 1939; Dubois & Mahon, 1959; Johnson *et al.*, 2004). Posteriormente parasitos identificados como *R. ondatrae* foram também encontrados em *A. alba*, *P. brasiliensis* e *Spheniscus magellanicus* (Forster, 1781) na Argentina (Ostrowski, 1968a; Boero *et al.*, 1972a; Labriola & Suriano, 1998; Drago *et al.*, 2011), em *Sula leucogaster* (Boddaert, 1783) na Colômbia (Rietschel & Werding, 1978), e em *P. brasiliensis* no Brasil (Monteiro *et al.*, 2011). Estudos relacionados aos hospedeiros intermediários destes parasitos na América do Sul são escassos, existindo apenas o registro de *Ribeiroia* sp. em *Biomphalaria occidentalis* Paraense, 1981 na Argentina (Ostrowski de Núñez *et al.*, 1991). Apesar de *Ribeiroia* ter sido relatada em hospedeiros vertebrados no Brasil, os estágios larvares e os moluscos transmissores destes parasitos foram, no presente estudo, identificados pela primeira vez no país.

As cercárias aqui registradas em *B. straminea* e *B. glabrata* apresentam morfologia compatível com *R. ondatrae*, diferindo das larvas de *R. marini* principalmente pela presença de uma área de coloração rósea na região anterior do corpo e poucas células cistogênicas. Apesar da semelhança entre os estágios larvais e dos parasitos adultos obtidos no presente estudo com os relatados para *R. ondatrae* na América do Norte, estudos moleculares preliminares (dados não demonstrados) revelaram significativas diferenças entre *Ribeiroia* sp. e *R. ondatrae*. Nesse sentido, a validade taxonômica de *R. insignis*, bem como a ocorrência de *R. ondatrae* na América do Sul, necessitam serem avaliadas.

A participação de outras sete espécies de planorbídeos na transmissão de *Ribeiroia* na América do Norte (Johnson *et al.*, 2004; Johnson & McKenzie, 2009), associada ao encontro de *Biomphalaria* spp. naturalmente infectadas pelo parasito no Brasil, sugere uma relativa inespecificidade quanto aos moluscos hospedeiros intermediários destes parasitos. Este fator, somado aos registros prévios da ocorrência de *Ribeiroia* na América do Sul, sugere que outras espécies de *Biomphalaria* podem estar envolvidas na transmissão do parasito em diferentes localidades do continente. Nesse sentido, estudos experimentais visando avaliar a suscetibilidade destes planorbídeos podem contribuir para a determinação dos potenciais hospedeiros intermediários do parasito. Entre os poucos estudos avaliando a

interação entre *R. ondatrae* e moluscos, Redmond *et al.* (2011) demonstraram, a partir de estudos experimentais realizados nos EUA, que *P. trivolvis* é um hospedeiro altamente suscetível à infecção por *R. ondatrae*, sendo *B. glabrata* uma espécie refratária. Entretanto, *B. glabrata* oriunda da represa da Pampulha foi encontrada apresentando infecção natural por *Ribeiroia* sp. A ocorrência de estacionalidade nos percentuais de infecção de *B. straminea* por larvas deste parasito verificada no presente estudo está de acordo com o relatado para *R. ondatrae* em *P. trivolvis* nos EUA, onde maiores prevalências de infecção nas estações secas também foi relatada (Peterson, 2007).

Poucos estudos avaliaram a participação de anfíbios na transmissão de trematódeos na América do Sul (Kehr & Hamann, 2003; Hamann & González, 2009), não sendo até o momento relatada a ocorrência de metacercárias de *Ribeiroia* em anfíbios na região neotropical. Entretanto, a possibilidade de ocorrência de malformação em anfíbios provocada por *Ribeiroia* sp. no Brasil não pode ser descartada. O encontro de metacercária de *Ribeiroia* sp. em *O. niloticus* oriundo da represa da Pampulha representa o primeiro registro destes parasitos em peixes na América do Sul. Os possíveis impactos provocados por estes trematódeos neste grupo de hospedeiros permanecem desconhecidos.

A cercária de *Renicola* sp. aqui registrada pela primeira vez em *M. tuberculata* no Brasil, assemelha-se, devido principalmente à ausência de estilete na ventosa oral, presença de cauda sem membranas natatória e vesícula excretora em Y com braços que não ultrapassam o acetábulo, à outras larvas descritas desses tiarídeos na Ásia (Sewell, 1922; Gold & Lengy, 1974; Saxena, 1982; Ito, 1977; Hasseb, 1980); África (Fain, 1953) e na América do Sul (Díaz *et al.*, 2006; Vergara & Velásquez, 2009). É possível que estas larvas registradas em *M. tuberculata* por diferentes autores sejam coespecíficas ou de espécies próximas de *Renicola* sp.

As espécies pertencentes ao gênero *Renicola* Cohn, 1904 são parasitos renais de aves que apresentam ciclos biológicos e formas larvais bastante variáveis (Gibson, 2008). Embora cerca de 40 espécies nominais tenham sido descritas (Yamaguti, 1958; Stunkard, 1964; Munyer & Holloway, 1990), uma grande similaridade morfológica entre os parasitos adultos de diferentes espécies é relatada. No Brasil, *Renicola cruzi* Wright, 1954 e *Renicola mirandaribeiroi* Freitas, 1955 foram descritas de aves (Wright, 1954; Freitas, 1955; Travassos *et al.*, 1969), contudo aspectos do ciclo biológico destes parasitos são ainda desconhecidos. Por outro lado, a possibilidade de *M. tuberculata* estar participando do ciclo biológico de uma espécie introduzida não pode ser desconsiderada.

Estudos relacionados aos moluscos transmissores de *Renicola* spp. foram iniciados por Rothschild (1935), que descreveu seis espécies de cercárias em *Turritella communis* Risso, 1826, criando o grupo cercariano Rhodometopa, que anos mais tarde, devido à similaridade entre o sistema excretor de larvas e adultos jovens, foi associado aos trematódeos do gênero *Renicola* (Wright, 1953). Desde então, um grande número de larvas de trematódeos apresentando uma expressiva variabilidade morfológica foi descrito de moluscos prosobrânquios sendo associadas aos trematódeos do gênero em questão.

Quanto ao ciclo biológico, conhecido para poucos representantes do gênero, existem espécies que apresentam moluscos bivalves como segundo hospedeiro intermediário, como *Renicola roscovita* (Stunkard, 1932) e *Renicola thaidus* Stunkard, 1964 (Stunkard, 1964; Werding, 1969), enquanto outras formam metacercárias em diferentes órgãos (brânquias, fígado ou mesentério, ceco pilórico) de peixes, como *Renicola cerithidicola* Martin, 1971, *Renicola buchamani* (Martin & Gregory, 1951), *R. lari* (Martin, 1971; Prevot & Bártoli, 1978) e *Renicola* sp. avaliada no presente estudo.

A participação de peixes como segundos hospedeiros intermediários de *Renicola* foi relatada, sendo dois morfotipos de metacercárias descritos (cistos do tipo “Pythionike” e do tipo “Doricha”) (Wright, 1956; Mackenzie, 1975). As metacercárias obtidas em *P. reticulata* apresentam uma mistura de características de ambos os tipos, sendo semelhante às descritas para *R. lari* (Prevot & Bartoli, 1978). O encontro de *P. reticulata* naturalmente infectados representa o primeiro registro de metacercárias de *Renicola* para o país.

Seis espécies de trematódeos apresentando cercárias do tipo equinostoma foram encontradas em moluscos na represa da Pampulha: *E. exile* transmitida por *P. marmorata*; *Cercaria macrogranulosa*, Echinostomatidae gen. sp. 1, Echinostomatidae gen. sp. 2, *P. segregatum* e *Petasiger* sp. observadas em *Biomphalaria* spp.

Estudos experimentais iniciados a partir das cercárias do tipo equinostoma encontradas em *P. marmorata* possibilitaram a obtenção de parasitos adultos identificados como *E. exile*, espécie descrita de parasitos obtidos em *C. livia* e *Porphyryla martinica* (Linnaeus, 1766) inoculados com metacercárias recuperadas de moluscos naturalmente infectados (Lutz, 1924).

Os trematódeos do gênero *Echinostoma* Rudolphi, 1809 são parasitos intestinais de aves e mamíferos, existindo atualmente mais de 120 espécies nominais descritas (Kostadinova & Gibson, 2000; Kostadinova, 2005). O ciclo biológico destes parasitos envolve três hospedeiros. Cercárias são produzidas por rédias em moluscos gastrópodes

dulciaquícolas e após emergirem formam metacercárias em moluscos ou larvas de anuros, às quais desenvolvem-se em parasitos adultos após serem ingeridas pelos hospedeiros definitivos (Esteban & Muñoz-Antoli, 2009; Toledo *et al.*, 2009). Apesar da diversidade de espécies descritas, poucas possuem o ciclo biológico completo conhecido, sendo que a maior parte destas pertencem ao complexo ‘*revolutum*’, no qual os representantes possuem 37 espinhos no colar cefálico (Fried & Graczyk, 2004).

No Brasil, apesar de cerca de 20 espécies de *Echinostoma* terem sido relatadas em hospedeiros vertebrados (Travassos *et al.*, 1969; Thatcher, 1993), os moluscos transmissores são conhecidos para poucas espécies. Adolpho Lutz, um dos pioneiros no estudo de ciclos biológicos de Echinostomatidae no Brasil, elucidou aspectos do ciclo de vida de algumas espécies encontradas em moluscos e aves no país (Lutz, 1924). Posteriormente, contribuições para o conhecimento de ciclos biológicos de espécies de *Echinostoma* ocorrentes na América do Sul foram realizadas (Nasir, 1960, 1964b; Hsu *et al.*, 1968; Lie & Basch, 1966, 1967; Martorelli, 1987; Maldonado Jr *et al.*, 2003).

No presente estudo, *P. marmorata* é relatada como primeiro hospedeiro intermediário natural do *E. exile* e os estágios larvais deste parasito são descritos pela primeira vez. As características biológicas e morfológicas dos parasitos adultos obtidos experimentalmente estão de acordo com as relatadas para *E. exile* por Lutz (1924) e por Kohn & Fernandes (1975). Outras quatro espécies de *Echinostoma* que também apresentam 45 espinhos no colar cefálico são conhecidas: *Echinostoma gotoi* Ando & Ozaki, 1923, *Echinostoma macrorchis* Ando & Ozaki, 1923 e *Echinostoma murinum* (Tubanguí, 1931), relatadas em mamíferos na Ásia (Ando & Ozaki, 1923; Yamaguti, 1958), e *Echinostoma siticulosum* Dietz, 1909 descrita de aves (*Crypturellus* spp.) no Brasil (Travassos *et al.*, 1969). Esta última espécie difere de *E. exile* por diferenças nos espinhos tegumentares, pela posição dos testículos e por apresentar colar cefálico com quatro espinhos angulares (Lutz, 1924; Travassos *et al.*, 1969). Outra espécie brasileira, *Echinostoma neglectum* Lutz 1924, também obtida experimentalmente, apresenta uma ampla variação no número de espinhos cefálicos (37 a 45), além de apresentar uma área de confluência da vitelária na região posterior aos testículos (Kohn & Fernandes, 1975), características não verificadas nos exemplares obtidos no presente estudo. Quanto aos demais estágios de desenvolvimento, apenas *E. macrorchis* e *E. murinum* possuem ciclos biológicos conhecidos, sendo transmitidas por moluscos planorbídeos, respectivamente *Gyraulus chinensis* (Dunker, 1848) e *Gyraulus convexiusculus* (Hutton, 1849), na Ásia e

possuem cercárias com medidas menores que as obtidas para *E. exile* (Joe, 1967; Lo, 1995). Metacercárias com 45 espinhos no colar cefálico e medidas semelhantes às obtidas para *E. exile* foram relatadas em *B. glabrata* do estado de Minas Gerais (Ruiz, 1952b), sendo possivelmente coespecíficas com *E. exile*.

Três cercárias do tipo equinostoma com 27 espinhos no colar cefálico foram encontradas em *Biomphalaria* spp. Uma delas apresenta como característica diferencial a presença de grânulos refringentes na base da ventosa oral, característica que associada às medidas, possibilitou a identificação de *P. segregatum*.

Os trematódeos do gênero *Paryphostomum* Dietz, 1909, atualmente com oito espécies consideradas válidas, são parasitos intestinais principalmente de aves da família Phalacrocoracidae Reichenbach, 1849. São caracterizados pela presença de colar cefálico reniforme com 27 espinhos, sendo os quatro angulares maiores que os marginais e os espinhos dorsais dispostos em fileira dupla (Kostadinova *et al.*, 2002; Kostadinova, 2005a).

*Paryphostomum segregatum* foi descrito a partir de parasitos encontrados em *Cathartes burrovianus* Cassin, 1845, *Sarcoramphus papa* (Linnaeus, 1758), *Coragyps atratus* (Bechstein, 1793) e *Cathartes aura ruficollis* Spix, 1824 no Brasil (Dietz, 1909; Travassos *et al.*, 1969), sendo a única espécie do gênero relatada no país. Posteriormente foi registrada em *P. brasilianus* e *C. atratus* (Bechstein, 1793) na Argentina (Ostrowski de Núñez, 1968a; Drago & Lunaschi, 2011; Drago *et al.*, 2011), em *C. a. ruficollis* e *C. atratus* na Venezuela (Lutz, 1928; Caballero & Díaz-Ungría, 1958), e em *C. atratus* no Paraguai (Kostadinova *et al.*, 2002). Aspectos do ciclo biológico deste parasito foram primeiramente estudados por Lutz (1924), que obteve metacercárias experimentalmente em girinos e peixes, além de parasitos adultos em urubus. Desde então, vários autores encontraram a espécie ou larvas semelhantes em *Biomphalaria* spp. no Brasil, Argentina e na RDC (Fain, 1953; Ruiz, 1953; Joe & Basch 1967; Ostrowski de Núñez *et al.*, 1990, 1991). É possível que espécies de catartídeos, possivelmente *C. atratus*, e *P. brasilianus*, sejam também os hospedeiros definitivos de *P. segregatum* na represa da Pampulha.

Além de *P. segregatum*, outras quatro espécies de Echinostomatidae com 27 espinhos no colar cefálico foram registradas na América do Sul, todas em *P. brasiliensis*: *Paryphostomum fragosum* (Dietz, 1909), *Paryphostomum parvicephalus* (Rietschel & Werding, 1978), encontradas respectivamente na Argentina e Colômbia (Ostrowski de Núñez, 1968a; Rietschel & Werding, 1978; Drago *et al.*, 2011), *Drepanocephalus*

*olivaceus* Nasir & Marval, 1968 e *Drepanocephalus spathans* Dietz, 1909, registradas na Argentina, Brasil e Venezuela (Nasir & Marval, 1968; Travassos *et al.*, 1969; Monteiro *et al.*, 2011; Drago *et al.*, 2011). As larvas aqui identificadas como Echinostomatidae gen. sp. 1 e Echinostomatidae gen. sp. 2 podem ser coespecíficas com algumas destas espécies. De fato, as características biológicas e as medidas de Echinostomatidae gen. sp. 2 sugerem que se trata de um espécie do gênero *Drepanocephalus*.

Alguns autores registraram metacercárias de *Drepanocephalus* sp. em peixes no México (Jiménez-García, 1993; Salgado-Maldonado, 2006; Pérez-Ponce de Leon *et al.*, 2007) e recentemente nos EUA (Griffin *et al.*, 2012). No presente estudo, metacercárias de Echinostomatidae com 27 espinhos no colar cefálico foram encontradas em peixes (*O. niloticus*) pela primeira vez no país. As características morfológicas diferenciais entre as metacercárias de *Paryphostomum* e *Drepanocephalus* não são ainda conhecidas, o que impossibilita a identificação do parasito. Além disso, durante os estudos experimentais verificou-se a mortalidade de exemplares de *P. reticulata* submetidos a infecção experimental por larvas destes parasitos, o que pode indicar a possibilidade de ocorrência de prejuízos à piscicultura.

As cercárias pertencentes ao grupo Magnacauda encontradas em *B. straminea* na represa da Pampulha foram identificadas como *Petasiger* sp., diferindo das demais espécies pela presença de cauda longa e colar cefálico com 19 espinhos.

As espécies do gênero *Petasiger* Dietz, 1909 são pequenos trematódeos intestinais de aves aquáticas, principalmente da família Podicipedidae Bonaparte, 1831, apresentando atualmente 19 espécies válidas entre as mais de 30 espécies nominais descritas (Kostadinova, 2005a; Faltýnkova *et al.*, 2008; Lunaschi & Drago, 2010). O ciclo biológico, conhecido para poucas espécies principalmente da América do Norte e Europa, envolve moluscos planorbídeos nos quais são formadas cercárias pertencentes ao grupo Magnacauda, caracterizado pela presença de cauda longa e robusta e colar cefálico com 19 a 27 espinhos, sendo quatro angulares maiores e os laterais e dorsais dispostos em fileira única. As cercárias apresentam movimentação em S, atraindo os segundos hospedeiros intermediários, que são diferentes espécies de peixes. Após serem ingeridas, estas larvas formam metacercárias na cavidade oral e esôfago destes hospedeiros (Azim, 1935; Beaver, 1939a; Abdel-Malek, 1952, 1953; Nasir *et al.*, 1972; Kostadinova & Chipev, 1992; Georgieva *et al.*, 2012).

Na América do Sul, duas espécies de *Petasiger* são conhecidas até o momento: *Petasiger novemdecim* Lutz, 1928, descrita de *Tachybaptus dominicus* (Linnaeus, 1766) (= *Podiceps dominicus*) na Venezuela, e *Petasiger argentinensis* Lunaschi & Drago, 2010 recentemente encontrada em *Podiceps major* (Boddaert, 1783) e *Rollandia rolland* (Quoy & Gaimard, 1824) na Argentina (Drago & Lunaschi, 2011). Outras duas espécies ainda não identificadas, *Petasiger* sp. 1 e *Petasiger* sp. 2, foram relatadas respectivamente em *A. cooi* e *C. atratus* também na Argentina (Drago & Lunaschi, 2011). Destas espécies, somente *P. novemdecim* teve seu ciclo biológico elucidado, sendo as cercárias encontradas em *B. glabrata* na Venezuela, metacercárias obtidas em *P. reticulata* e parasitos adultos em *T. dominicus* submetidos à infecção experimental (Nasir *et al.*, 1972).

Na América Central, *Petasiger caribbensis* Nassi, 1980, foi descrita a partir de parasitos adultos obtidos em canários experimentalmente infectados, sendo as cercárias emergidas de *B. glabrata* em Guadalupe (Nassi, 1980). Apesar de diferenças morfológicas entre os estádios larvais de *P. caribbensis* e *P. novemdecim*, Faltýnkova *et al.* (2008), ao realizar a revisão do gênero, consideraram, baseando-se exclusivamente em características morfológicas dos adultos, ambas as espécies sinônimas. Contudo, as cercárias e metacercárias de *P. novemdecim* e *P. caribbensis* apresentam medidas com diferenças significativas que sugerem tratar-se de espécies distintas.

Vários autores relataram sucesso na obtenção experimental de metacercárias de *Petasiger* spp. em *P. reticulata*, entretanto, ao realizarem infecções experimentais de roedores e aves domésticas (*G. gallus*, *C. moschata* e *C. livia*) não obtiveram sucesso, enquanto outros, ao utilizarem canários como modelos experimentais, verificaram baixa prevalência e intensidade de infecção (Beaver, 1939a; Abdel-Malek, 1953; Nasir *et al.*, 1972; Nassi, 1980; Kostadinova, 1997; Kostadinova & Chipev, 1992). Quanto a *P. novemdecim*, parasitos adultos foram encontrados em exemplares de *T. dominicus* oriundos de Bocaiúva, cidade localizada ao norte do estado de Minas Gerais, e cercárias com medidas semelhantes às relatadas para a espécie por Nasir *et al.* (1972) foram obtidas recentemente em *Biomphalaria intermedia* Paraense & Deslandes, 1962 coletadas no município de Sete Lagoas, Minas Gerais (dados não publicados). Estes resultados sugerem que no mínimo duas espécies destes parasitos ocorrem em aves no país.

Entre as cercárias do tipo equinostoma observadas no presente estudo, *Cercaria macrogranulosa* apresenta como características diferenciais a presença de colar cefálico sem espinhos e duas ou três concreções circulares grandes no interior dos túbulos

excretadores principais, tendo sido registrada em diferentes espécies de planorbídeos no Brasil (Milward-de-Andrade & Campos, 1969; Souza *et al.*, 1981a; Espíndola *et al.*, 1992; Souza *et al.*, 1998a). Os resultados obtidos durante a infecção experimental de *P. reticulata* por *C. macrogranulosa* demonstraram que, embora o contato com esta espécie de peixe estimule o encistamento das larvas, os cistos se destacam ou morrem após um curto intervalo de tempo, sugerindo que os poecilídeos utilizados no presente estudo não sejam hospedeiros adequados ao trematódeo. Metacercárias com morfologia semelhante foram encontradas na cavidade oral e faringe de diferentes espécies de anfíbios na Argentina: *Rhinella arenarum* (Hensel, 1867), *Hylla pulchella* Duméril & Bibron, 1841, *Pseudis minuta* Günther, 1858, *Scinax nasicus* Cope, 1862 e *Odontophrynus americanus* (Duméril & Bibron, 1841) (Ostrowski de Núñez, 1981a; Hamann & González, 2009).

Segundo Schell (1970), larvas do tipo equinostoma com colar cefálico sem espinhos são produzidas por representantes da família Psilostomidae Looss, 1900. No Brasil, quatro espécies destes parasitos foram registradas em aves: *Psilochasmus oxyurus* (Creplin, 1825), *Pseudopsilostoma suspensum* (Braun, 1901), *Trifolium trifolium* Travassos, 1922, além de *R. ondatrae* (Travassos *et al.*, 1969). Com exceção de *Ribeiroia* sp., cujas larvas não possuem colar cefálico e pertencem a outro tipo cercariano (gimnocéfala), os ciclos biológicos das demais espécies de psilostomídeos permanecem desconhecidos no Brasil. Novos estudos experimentais ou moleculares poderão contribuir para a elucidação da posição taxonômica de *C. macrogranulosa*.

Outro tipo cercariano, larvas do tipo monostoma, foram observadas em *B. straminea*, podendo ser produzidas por representante da família Notocotylidae Luhe, 1909, parasitos do ceco intestinal de aves e mamíferos com ampla distribuição mundial (Barton & Blair, 2005). No Brasil, quatro espécies destes trematódeos foram relatadas em aves e mamíferos: *Paramonostomum ionorme* Travassos, 1921 encontrado em *Pardirallus sanguinolentus* (Swainson, 1838), *Porphyrio martinica* (Linnaeus, 1766), *Jacana spinosa* (Linnaeus, 1758); *Notocotylus breviserialis* (Stunkard 1967) em *Anas bahamensis* Linnaeus, 1758 e *Amazonetta brasiliensis* (Gmelin, 1789) (Muniz-Pereira & Amato, 1995); *Hippocrepis fuelleborni* Travassos & Vogelsang, 1930 e *Hippocrepis hippocrepis* (Diesing, 1850) em *Hydrochoerus hydrochaeris* (Linnaeus, 1766) (Travassos *et al.*, 1969).

Poucas espécies de Notocotylidae tiveram seus ciclos biológicos elucidados na América do Sul, todas na Argentina. Entre estas, cercárias do tipo monostoma emergidas de *B. peregrina* foram identificadas como *H. fuelleborni*, sendo adultos recuperados em



ratos experimentalmente infectados (Ostrowski de Núñez, 1976b). Outra espécie, *Notocotylus biomphalariae* Flores & Brugni, 2005 foi descrita de cercárias também encontradas em *B. peregrina* e de parasitos adultos obtidos após infecção experimental de *Anas* sp. e *G. g. domesticus*. As larvas do tipo monostoma encontradas no presente estudo, além de serem menores do que as obtidas para *H. fuelleborni* e *N. biomphalariae*, não infectaram roedores e aves submetidos à infecção experimental.

Os hospedeiros definitivos de Notocotylidae gen. sp. encontrados no presente estudo permanecem desconhecidos. Entretanto, recentemente durante a análise preliminar de amostras fecais de um exemplar adulto de *H. hydrochaeris* oriundo da represa da Pampulha, ovos apresentando filamentos polares, característicos de Notocotylidae, foram observados. Embora capivaras sejam os possíveis hospedeiros definitivos da espécie transmitida por *B. straminea* no local, a possibilidade de Notocotylidae gen. sp. ser um parasito de aves não pode ser descartada.

Além das cercárias de *Renicola* sp., outros dois tipos cercarianos emergiram de *M. tuberculata*: larvas do tipo pleurolofocerca e megalura, identificadas respectivamente como *C. formosanus* e *P. gralli* (Pinto, 2009; Pinto & Melo, 2010a, b).

Os representantes do gênero *Centrocestus* Looss, 1899 são parasitos intestinais de aves e mamíferos, havendo casos humanos relatados na Ásia (Scholz & Salgado-Maldonado, 2000). *Centrocestus formosanus*, espécie introduzida nas Américas no final da década de 1950, foi registrado nas últimas décadas em *M. tuberculata* em cinco países deste continente (revisado por Pinto & Melo, 2011). Além disso, o parasito foi encontrado em dezenas de espécies de peixes no México, Colômbia, Venezuela e Costa Rica (Scholz & Salgado-Maldonado, 2000; Hernández *et al.*, 2003; Mitchell *et al.*, 2005; Velásquez *et al.*, 2006; Aguilar-Aguilar *et al.*, 2009; Ortega *et al.*, 2009; Arguedas-Cortés *et al.*, 2010). A formação de metacercárias nos arcos e filamentos branquiais pode ocasionar alterações patológicas como proliferação cartilaginosa e reação inflamatória ao redor do cisto, que podem levar à diminuição da capacidade respiratória e, dependendo do número de parasitos, ocasionar mortalidade e conseqüentemente prejuízos à piscicultura (Mitchell *et al.*, 2005).

No Brasil, *C. formosanus* foi previamente relatado em *M. tuberculata* do estado de Minas Gerais e no Distrito Federal (Pinto & Melo, 2010a; Paula-Andrade *et al.*, 2012). Os dados obtidos no presente estudo demonstram que o parasito permanece presente na represa da Pampulha. Além disso, estudos sobre a participação de peixes e de potenciais

hospedeiros definitivos de *C. formosanus* não haviam sido até então realizados no Brasil. No presente estudo, três espécies de peixes, *A. facetus*, *O. niloticus* e *P. reticulata*, são relatados pela primeira vez infectados por *C. formosanus* no país. Entre os trematódeos encontrados nestes hospedeiros, este heterofídeo foi a espécie mais prevalente e com maior intensidade média de infecção. *Poecilia reticulata* foi encontrada albergando o parasito no México (Scholz & Salgado-Maldonado, 2000; Pineda-Lopez *et al.*, 2005), Colômbia (Velásquez *et al.*, 2006) e Turquia (Yildiz, 2005). A suscetibilidade experimental de *P. reticulata* à infecção por cercárias de *C. formosanus* emergidas de *M. tuberculata* coletados na represa da Pampulha foi verificada por Pinto & Melo (2010a). A espécie de peixe nativa, *A. facetus*, demonstrou-se altamente suscetível à infecção pelo parasito, sendo verificadas elevadas prevalência e intensidade média de infecção. Quanto à *O. niloticus*, o único registro baseia-se na infecção experimental realizada na Costa Rica, onde foi relatada mortalidade destes hospedeiros após exposição às cercárias de *C. formosanus* (Arguedas-Cortés *et al.*, 2010).

*Centrocestus formosanus* é considerada uma espécie com baixa especificidade para o segundo hospedeiro intermediário, embora a suscetibilidade seja diferente entre as espécies de peixes. De fato, relatos existentes na literatura registraram intensidades médias de infecção entre 1 e 5.935 metacercárias deste parasito (Chen, 1942; Scholz & Salgado-Maldonado, 2000), diferenças estas provavelmente resultantes de variações interespecíficas entre os peixes hospedeiros (como por exemplo características estruturais das brânquias e aspectos imunológicos), ou de distintas dinâmicas de transmissão nos locais avaliados, resultado de diferentes prevalências e intensidades de infecção de outros hospedeiros, tanto definitivos quanto intermediários.

Apesar deste heterofídeo ser registrado em hospedeiros intermediários nas Américas, estudos relacionados aos hospedeiros definitivos naturais são escassos, sendo o único registro realizado em ave identificada como *B. striata* no México (Scholz & Salgado-Maldonado, 2000; Pérez-Ponce de León *et al.*, 2007). Contudo, tendo em vista o atual conhecimento da distribuição de *Butorides* spp., o hospedeiro do registro acima é possivelmente *Butorides virescens* (Linnaeus, 1758), espécie endêmica na América do Norte, sendo a ocorrência de *B. striata* restrita a América do Sul e parte da América Central (Hayes, 2002). O presente estudo é o primeiro relato da infecção de *B. striata* por *C. formosanus* e de um hospedeiro definitivo naturalmente infectado pelo parasito na América do Sul. Tendo em vista a inespecificidade parasitária conhecida para *C.*

*formosanus*, possivelmente outras espécies de peixes e aves ictiófagas estão envolvidas na manutenção do parasito no país.

Já os trematódeos do gênero *Philophthalmus* Looss, 1899 são parasitos principalmente do globo ocular de aves e mamíferos, cuja infecção acidental em humanos foi relatada (Nollen & Kanev, 1995). No Brasil, *Philophthalmus lachrymosus* Braun, 1901, espécie descrita e registrada em várias espécies de aves e em capivaras (Freitas, 1955; Travassos *et al.*, 1969; Pinto *et al.*, 2005), não possui ainda os hospedeiros intermediários e a morfologia dos estágios larvais conhecidos. Outra espécie, *P. gralli*, foi relatada em *Anas bahamensis* Linnaeus, 1758 e *Struthius camelus* Linnaeus, 1758 no Brasil (Muniz-Pereira & Amato, 1993; Verocai *et al.*, 2009), sendo as larvas identificadas previamente em *M. tuberculata* no Brasil (Pinto & Melo, 2010b). Vários registros da participação destes tiorídeos na transmissão deste parasito na Ásia e nas Américas foram realizados (revisado por Pinto & Melo, 2011), incluindo os relatos recentes no Peru (Literák *et al.*, 2013) e na Costa Rica (Rojas *et al.*, 2013). Além disso, surtos de filoftalmose em criações de avestruzes foram registrados (Greve & Harrison, 1980; Mukaratirwa *et al.*, 2005; Verocai *et al.*, 2009; Church *et al.*, 2013), sendo possível a ocorrência de prejuízos econômicos à criação extensiva de aves devido a presença de *P. gralli*.

Os possíveis impactos resultantes da introdução e manutenção do ciclo biológico de trematódeos transmitidos por *M. tuberculata* no país são ainda desconhecidos. O envolvimento deste molusco na transmissão de parasitos no Brasil parece já estar consolidado no Brasil. O monitoramento da ocorrência e expansão destes moluscos e dos parasitos por ele transmitido se faz necessário, tendo em vista que outras espécies de trematódeos com importância médica e veterinária podem ser introduzidas e mantidas pelos mesmos no país.

Duas larvas do tipo xifidiocercária emergiram de moluscos coletados na represa da Pampulha. Cercárias do grupo Ornata, identificadas como *Haematoloechiidae* gen. sp., foram encontradas em *L. columella*, e larvas do grupo Microcotile em *Pomacea* sp.

Os representantes da família *Haematoloechiidae* Freitas & Lent, 1939 são parasitos pulmonares de anfíbios anuros com ampla distribuição mundial (Tkach, 2008). O ciclo biológico destes parasitos, elucidado para algumas espécies de *Haematoloechus* Looss, 1899 (= *Pneumonoeces* Looss, 1902), envolve moluscos das famílias Lymnaeidae e Planorbidae, nos quais são formadas xifidiocercárias em esporocistos. Após emergirem, as larvas desenvolvem-se em metacercárias em larvas de insetos aquáticos das ordens Diptera

e Odonata, sendo os hospedeiros definitivos infectados após a ingestão de insetos adultos infectados (Snyder & Janovy Jr, 1994; Carvalho *et al.*, 2002; Bolek & Janovy Jr, 2007; Bolek *et al.*, 2010).

No Brasil, três espécies de Haematoloechiidae foram relatadas em anfíbios: *Haematoloechus fuelleborni* (Travassos & Darriba, 1930) encontrado em *Rhinella marina* (Linnaeus, 1758), *Rhinella icterica* (Spix, 1824) e *Rhinella schneideri* (Werner, 1894); *Neohaematoloechus neivai* (Travassos & Artigas, 1937) em *Leptodactylus ocellatus* (Linnaeus, 1758), *Leptodactylus pentadactylus* (Laurenti, 1768) e *Pseudis paradoxa* (Linnaeus, 1758); e *Neohaematoloechus itubbei* (Cordero & Vogelsang, 1939) descrito de *Lithobates palmipes* (Spix, 1824) (Dobbin Jr, 1957; Travassos *et al.*, 1969, Lux Hope *et al.*, 2008). Os respectivos ciclos biológicos destes parasitos não foram ainda elucidados, sendo os moluscos hospedeiros intermediários e os estágios larvais desconhecidos. É possível que as cercárias de Haematoloechidae gen. sp. obtida em *L. columella* no presente estudo e outras larvas semelhantes relatadas no Brasil (Carvalho *et al.*, 2001b, 2002) sejam estágios larvais de alguns destes parasitos relatados em anfíbios naturalmente infectados.

A xifidiocercária encontrada em *Pomacea* sp. assemelha-se à larvas de trematódeos descritas para representantes da família Eumegacetidae Travassos, 1922, parasitos intestinais de aves com ampla distribuição mundial (Lotz & Font, 2008). O ciclo biológico, conhecido para *Eumegacetes artammi* Mehra, 1935 e *Orthetrotrema monostomum* Macy & Basch, 1972, necessita de moluscos prosobrânquios, *M. tuberculata*, nos quais são formadas xifidiocercária pertencentes ao grupo Microcotile. Estas cercárias, após emergirem infectam larvas de Odonata originando metacercárias, no caso de *E artammi*, e adultos progenéticos em *O. monostomum* (Kumari & Madhavi, 1994; Madhavi & Kumari, 1995). Larvas de Odonata de diferentes espécies foram relatadas infectadas por metacercárias de *Eumegacetes* nos EUA (Stafford, 1931; Hall, 1960) e na Índia (Singh & Pande, 1968; Prakash & Pande, 1970; Kumari & Madhavi, 1994).

*Eumegacetes medioximus* Braun (1901), espécie descrita de material recuperado de *Galbula grandis* Latham, 1870 coletado por Johann Natterer no Brasil em meados do século XIX, foi posteriormente registrado em várias espécies de aves nos estados do Mato Grosso do Sul e Rio de Janeiro (Travassos, 1928a; Travassos & Freitas, 1941; Travassos *et al.*, 1969; Brasil & Amato, 1992) e na Venezuela (Lutz, 1928; Caballero & Díaz-Ungría, 1958). Embora as características morfológicas da xifidiocercária encontrada em *Pomacea* sp. sejam compatíveis com às observadas em cercárias de Eumegacetidae (Kumari &

Madhavi, 1994; Madhavi & Kumari, 1995), estudos experimentais são necessários visando avaliar se estas cercárias são coespecíficas com *E. medioximus*. O encontro de metacercárias no conteúdo alimentar do espécime de *B. striata* avaliado sugere a ocorrência de transmissão do parasito entre aves na região, embora não seja possível afirmar se este ardeídeo é suscetível a *E. medioximus*.

Embora o envolvimento de insetos no ciclo de trematódeos tenha sido relatado principalmente na América do Norte e Europa, poucos estudos avaliaram a infecção de insetos aquáticos por estes parasitos na América do Sul. Larvas de Odonata foram encontradas apresentando metacercárias de *Gorgoderina* na Venezuela (Lutz, 1926) e a participação de coleópteros (*Megadytes glauca* Brullé, 1837) e heterópteros (*Belostoma dilatatum* (Dufour, 1863), *Belostoma elegans* (Mayr, 1871), *Belostoma oxyurum* (Dufour, 1863), *Belostoma foveolatum* (Mayr, 1863)) aquáticos no ciclo de *Stomylotrema vicarium* Braun, 1901, parasito intestinal de aves, foi relatada na Argentina e no Brasil (Ostrowski de Nuñez, 1978b; Digiani, 2002; Amato & Amato, 2006). O conhecimento da interação biológica entre estes invertebrados pode apresentar importância veterinária, tendo em vista que a participação de metacercárias encontradas nestes artrópodes, inclusive Odonata, na transmissão de *Neorickettsia risticii* (Holland *et al.*, 1985), agente etiológico da erliquiose monocítica equina, foi relatada (Chae *et al.*, 2000; Madigan *et al.*, 2000; Mott *et al.*, 2002; Gibson & Rikihisa, 2008). No presente estudo é registrada pela primeira vez a infecção de larvas de Odonata por metacercárias de *E. medioximus*.

Outras quatro espécies de trematódeos foram encontradas em hospedeiros vertebrados naturalmente infectados, porém as respectivas cercárias não foram verificadas nos moluscos coletados na represa da Pampulha. Metacercárias e adultos de *P. nanum* foram recuperados respectivamente de *P. reticulata* e *B. striata*, enquanto *P. ovatus*, *A. (P.) angrense* e *A. (P.) pindoramensis* foram encontrados apenas em *B. striata*.

Os trematódeos do gênero *Posthodiplostomum* Dubois, 1936 são parasitos intestinais de aves ictiófagas, existindo 13 espécies válidas, sendo cinco relatadas no Brasil: *Posthodiplostomum grande* (Diesing, 1850), *Posthodiplostomum macrocotyle* Dubois, 1937, *Posthodiplostomum microsicya* Dubois, 1936 e *Posthodiplostomum prosostomum* Dubois & Rausch, 1948, além de *P. nanum* (Travassos *et al.*, 1969; Dubois, 1970a, b). Estes parasitos possuem metacercárias caracterizadas como pertencentes ao tipo Neascus Hughes, 1927, estando juntamente com algumas outras espécies de Diplostomidae, associadas à ocorrência da doença dos pontos pretos em peixes.

Apesar de poucos ciclos biológicos de *Posthodiplostomum* serem conhecidos, todos possuem em comum a formação estrigeocercárias apresentando ocelos pigmentados e glândulas de penetração posteriores à ventosa oral (Dubois, 1970b; Combes *et al.*, 1980). Cercárias com estas características, identificadas como *Posthodiplostomum cuticula* (Nordmann, 1832), foram encontradas em *Planorbis planorbis* (Linnaeus, 1758) e *Planorbis carinatus* Müller, 1774 na Europa (Dönges, 1964). Nos EUA, cercárias de *Posthodiplostomum minimum* (MacCallum, 1921) foram identificadas em *Physa* spp. por diferentes autores (Miller, 1954; Hoffman, 1958; Bedinger Jr & Meade, 1967; Palmiere, 1976). Na América do Sul, o ciclo biológico de *P. nanum* foi estudado na Argentina por Ostrowski de Núñez (1973), que obteve estrigeocercárias em molusco ancilídeo, *Uncancylus concentricus* (d'Orbigny, 1835) experimentalmente infectado. Recentemente, *Posthodiplostomum* sp. foi também encontrado em outro ancilídeo, *Anisancylus obliquus* (Broderip & Sowerby, 1832), na Argentina (Ritossa *et al.*, 2013). No Brasil, a única estrigeocercária com ocelos pigmentados conhecida é *Cercaria guaibensis* 5, encontrada em *Gundlachia concentrica* (d'Orbigny, 1835) no estado do Rio Grande do Sul (Veitheheimer-Mendes *et al.*, 1995), a qual pode ser a larva de uma espécie de *Posthodiplostomum*. Larvas com estas características gerais foram verificadas tanto em ancilídeos quanto em fisídeos em Minas Gerais (AL Melo, comunicação pessoal). É possível que os percentuais de infecção ou a densidade populacional dos primeiros hospedeiros intermediários sejam relativamente baixos, dificultando a coleta dos moluscos transmissores e o encontro das cercárias de *P. nanum* na represa da Pampulha.

No Brasil, metacercárias de *Posthodiplostomum* spp. foram encontradas em *Geophagus brasiliensis* (Quoy & Gaimard, 1824) e *Trachelyopterus striatulus* (Steindachner, 1877) no estado do Rio de Janeiro (Azevedo *et al.*, 2006, 2010; Carvalho *et al.*, 2008; Mesquita *et al.*, 2011; Carvalho *et al.*, 2012) e em *Astronotus ocellatus* Agassiz, 1831 no estado do Amapá (Tavares-Dias *et al.*, 2011). No presente estudo, as metacercárias do tipo Neascus recuperadas de *P. reticulata* foram identificadas como *P. nanum*, estando às características morfológicas e as medidas em acordo com as descritas para a espécie (Ostrowski de Núñez, 1973). Metacercárias deste parasito foram previamente relatadas em outros poecilídeos, *Cnesterodon decemmaculatus* (Jenyns, 1842) e *Phalloceros caudimaculatus* (Hensel, 1868), na Argentina (Ostrowski de Núñez, 1973; Doma & Ostrowski de Núñez, 1994) e em *P. vivipara* no Brasil (Dubois, 1970a). As metacercárias identificadas como *P. nanum* na África (Williams, 1967; Fitschal & Thomas,

1968) são coespecíficas com *Posthodiplostomum biellipticum* Dubois, 1958, sendo a ocorrência de *P. nanum* restrita ao continente americano (Ostrowski de Núñez, 1973).

O encontro de *P. nanum* em seu hospedeiro tipo, *B. striata*, representa um novo registro da ocorrência do parasito em hospedeiros definitivos no país desde a sua descrição original. Posteriormente, a espécie foi relatada em aves na Argentina (Boero *et al.*, 1972b; Ostrowski de Núñez, 1973; Digiani, 2000; Lunaschi *et al.*, 2007; Drago & Lunaschi, 2011), Cuba (Pérez-Vigueras, 1944) e Paraguai (Dubois, 1985). O encontro de metacercárias em *P. reticulata*, um novo hospedeiro conhecido para *P. nanum*, indica a ocorrência de transmissão ativa na localidade.

Duas outras espécies de Heterophyidae, *A. (P.) angrense* e *A. (P.) pindoramensis*, foram encontradas exclusivamente no exemplar de *B. striata* avaliado, não sendo encontrados estágios evolutivos compatíveis com os conhecidos para estes parasitos em moluscos e peixes coletados no local. Este achado sugere que o hospedeiro avaliado tenha se infectado em outra localidade que não a represa da Pampulha.

Os trematódeos do gênero *Ascocotyle* Looss, 1899 são parasitos intestinais de aves e mamíferos com ampla distribuição mundial (Scholz *et al.*, 1997, 2001). No Brasil, seis espécies são atualmente conhecidas: *A. (P.) angrense*, *Ascocotyle (Phagicola) felipei* Travassos, 1928, *Ascocotyle (Phagicola) arnaldoi* (Travassos, 1928), *Ascocotyle (Phagicola) angeloi* (Travassos, 1929), *A. (P.) pindoramensis* e *Ascocotyle (Phagicola) longa* Ransom, 1920 (Travassos *et al.*, 1969; Thatcher, 1993; Simões *et al.*, 2006; Santos *et al.*, 2007).

*Ascocotyle (P.) angrense* foi descrito de *B. striata* do Brasil e posteriormente relatado em *Ixobrychus exilis* (Gmelin, 1789) e *A. cocoi* (Travassos, 1916, 1929, 1930; Arruda *et al.*, 2001) também no Brasil, e em *Platalea ajaja* Linnaeus, 1758, *A. alba*, *A. egretta* e *Ixobrychus involucris* (Vieillot, 1823) na Argentina (Ostrowski de Núñez, 1993; Lunaschi *et al.*, 2007). Apresenta como característica diferencial a presença de coroa contendo 20 espinhos orais, sendo 18 em fileira única e dois espinhos acessórios (Travassos, 1930; Ostrowski de Núñez, 1993). O ciclo biológico completo da espécie e os moluscos hospedeiros intermediários são ainda desconhecidos. Metacercárias foram encontradas em brânquias de *P. caudimaculatus* no Brasil e na Argentina (Travassos, 1931; Ostrowski de Núñez, 1974). Embora *A. (P.) angrense* tenha sido relatada em aves e peixes nos EUA e no México (Sogandares-Bernal & Lumsden, 1963; Salgado-Maldonado & Aguirre Macedo, 1991), estudos posteriores demonstraram tratar-se de *A. (P.) diminuta*

(Stunkard & Haviland, 1924) e *A. (P.) nana* Ransom, 1920, sendo a área de ocorrência de *A. (P.) angrense* possivelmente restrita à América do Sul (Ostrowski de Núñez, 1993; Scholz *et al.*, 1997; Scholz *et al.*, 2001). Este é um novo registro de *A. (P.) angrense* em *B. striata* no Brasil desde a descrição original da espécie.

Já *A. (P.) pindoramensis* foi descrito de *I. exilis* no Brasil, tendo sido posteriormente relatado em *N. violacea* e *Nycticorax nycticorax* (Linnaeus, 1758) (Travassos, 1928b; Arruda *et al.*, 2001). A espécie foi redescrita a partir de parasitos obtidos experimentalmente em *Mesocricetus auratus* Waterhouse, 1839 (Simões *et al.*, 2006). Metacercárias deste heterofiídeo foram encontradas em *Poecilia latipinna* (Lesueur, 1821) nos EUA, *Poecilia velifera* (Regan, 1814) na Nicarágua e em *P. vivipara* e *Phalloptychus januarius* (Hensel, 1868) no Brasil (Sogandares-Bernal & Bridgman, 1960, 1963; Aguirre-Macedo *et al.*, 2001; Simões *et al.*, 2006). Os parasitos adultos encontrados em aves (incluindo *B. striata*) na Argentina (Ostrowski de Núñez, 1976a) e metacercárias verificadas em poecilídeos no México (Scholz *et al.*, 2001), ambos identificados como *Pygidiops pindoramensis*, diferem de *A. (P.) pindoramensis* sensu Travassos, 1928b principalmente devido à presença de coroa de espinhos aciculares, sendo atualmente consideradas espécies indeterminadas de *Pygidiopsis* (Simões *et al.*, 2006; Lunaschi *et al.*, 2007; Pérez-Ponce de León *et al.*, 2007). Os moluscos transmissores de *A. (P.) pindoramensis* também permanecem desconhecidos.

Os trematódeos do gênero *Prosthogonimus* Lühe, 1899 parasitam o oviduto e cloaca de aves, sendo *P. ovatus*, espécie tipo do gênero, registrada em vários países da América, Europa, África e Ásia (Jones, 2008). No Brasil, este trematódeo foi relatado pela primeira vez em *G. gallus* por Travassos (1920) e posteriormente registrado em cerca 30 espécies de aves, sendo demonstrada uma considerável variedade morfológica e baixa especificidade parasitária (Travassos *et al.*, 1969; Kohn & Fernandes, 1972; Monteiro *et al.*, 2007; Mascarenhas *et al.*, 2009). Apesar de vários hospedeiros vertebrados já terem sido relatados infectados pelo parasito, não havia até o momento relatos da infecção de *B. striata*, que é aqui registrado como um novo hospedeiro natural de *P. ovatus*. O ciclo biológico de *P. ovatus* foi elucidado na Europa, onde moluscos aquáticos, *Bithynia tentaculata* (Linnaeus, 1758) foram encontrados infectados por xifidiocercárias, que após emergirem penetram em larvas de Odonata e se desenvolveram em metacercárias (Boddeke, 1960a, b). Apesar de *P. ovatus* ser uma espécie relatada em vários hospedeiros



definitivos no Brasil, os moluscos transmissores e os estágios larvais ainda não foram identificados.

Apesar do conhecimento prévio sobre os trematódeos brasileiros, a maioria das espécies aguarda para ter seus ciclos biológicos elucidados. Além disso, estudos adicionais relacionados aos parasitos obtidos no presente estudo são necessários visando, em alguns casos, a identificação específica dos mesmos, em outros, a determinação dos respectivos hospedeiros vertebrados naturais, ou ainda o encontro de moluscos hospedeiros intermediários. Embora sejam grandes as dificuldades inerentes ao estudo da biologia de trematódeos, informações básicas podem ainda contribuir para a elucidação de novas interações entre estes parasitos e seus hospedeiros no Brasil, promovendo assim o melhor entendimento de aspectos evolutivos, ecológicos, biogeográficos e patológicos relacionados a este fascinante grupo de parasitos.

## 6 CONCLUSÕES

O estudo morfológico de larvas de trematódeos encontradas em moluscos coletados na represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, associado à realização de infecções experimentais e à análise de outros hospedeiros naturalmente infectados permitiram a elucidação de aspectos do ciclo biológico de algumas espécies destes parasitos. Nova localidade é registrada para a maioria das espécies de trematódeos encontradas, sendo algumas interações biológicas relatadas pela primeira vez no Brasil. As seguintes conclusões puderam ser obtidas:

1. Uma rica diversidade de trematódeos, composta por pelo menos 27 espécies, é encontrada em diferentes hospedeiros na represa da Pampulha.
2. Os percentuais de infecção por trematódeos em moluscos apresentam variação estacional, com maiores percentuais verificados na estação seca.
3. *Biomphalaria glabrata* é hospedeiro intermediário de *A. compactum*, *Clinostomum* sp., Echinostomatidae gen. sp. 1, Echinostomatidae gen. sp. 2, *P. segregatum*, *Schistosoma mansoni* e Spirorchiidae gen. sp.; *Biomphalaria straminea* de *Apharyngostrigea* sp. 1, *Apharyngostrigea* sp. 2, *A. compactum*, *Cercaria macrogranulosa*, *Clinostomum* sp., Echinostomatidae gen. sp. 1, Echinostomatidae gen. sp. 2, *Hysteromorpha triloba*, Notocotyliidae gen. sp., *Petasiger* sp., *Paryphostomum segregatum*, *Ribeiroia* sp., Schistosomatidae gen. sp.1 e Spirorchiidae gen. sp.; e *Biomphalaria tenagophila* de Echinostomatidae gen. sp. 1, Echinostomatidae gen. sp. 2, *Clinostomum* sp. e Spirorchiidae gen. sp.
4. Os ciclos biológicos de *A. compactum* e *Ribeiroia* sp. foram elucidados pela primeira vez no país.
5. Larvas de Spirorchiidae gen. sp. foram identificadas pela primeira vez em moluscos na América do Sul.

6. *Lymnaea columella* é hospedeiro intermediário de Haematoloecchiidae gen. sp.
7. *Melanoides tuberculata* é hospedeiro intermediário de *Centrocestus formosanus*, *Philophthalmus gralli* e *Renicola* sp., sendo a última espécie relatada pela primeira vez no país.
8. *Physa marmorata* é o hospedeiro intermediário de *Echinostoma exile*, sendo o ciclo biológico completo da espécie elucidado pela primeira vez.
9. *Pomacea* sp. é hospedeiro intermediário de Schistosomatidae gen. sp. 2 e de larvas do tipo xifidiocercária, ambas relatadas pela primeira vez neste hospedeiro no país.
10. *Australoheros facetus* é um novo segundo hospedeiro intermediário natural de *C. formosanus*.
11. *Geophagus brasiliensis* é um novo segundo hospedeiro intermediário natural de *C. heluans*.
12. *Poecilia reticulata* é um novo segundo hospedeiro intermediário natural de *Apharyngostrigea* sp., *Clinostomum* sp., *Posthodiplostomum nanum* e *Renicola* sp., sendo pela primeira vez relatado naturalmente infectado por *C. formosanus* no país.
13. *Oreochromis niloticus* é um novo segundo hospedeiro intermediário natural de *A. compactum*, *C. formosanus*, *Ribeiroia* sp. e Echinostomatidae gen. sp.
14. Larvas *Orthemis discolor* e *Perithemis mooma* participam como segundo hospedeiro intermediário do ciclo biológico de *Eumegacetes medioximus*, sendo as metacercárias desta espécie descritas pela primeira vez.
15. *Butorides striata* é um novo hospedeiro definitivo de *Ascocotyle (Phagicola) pindoramensis*, *C. formosanus*, *C. heluans*, *Prosthogonimus ovatus*, sendo *Ascocotyle (Phagicola) angrense*, *C. marginatum* e *P. nanum* registrados neste hospedeiro pela segunda vez no país.

## 7 REFERÊNCIAS

Abdallah VD, Azevedo R, Luque JL 2004. Metazoários parasitos de lambaris *Astyanax bimaculatus* (Linnaeus, 1758), *A. parahybae* Eigenmann, 1908 e *Oligosarcus hepsetus* (Cuvier, 1829) (Osteichthyes: Characidae), do Rio Guandu, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Rev Bras Parasitol Vet* 13: 57-63.

Abdallah VD, Azevedo R, Luque JL 2006. Ecologia da comunidade de metazoários parasitos do tamboatá *Hoplosternum littorale* (Hancock, 1828) (Siluriformes: Callichthyidae) do rio Guandu, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Acta Sci Biol Sci* 28: 413-419.

Abdel-Malek ET 1952. *Cercaria chandleri*, a new echinostome species from the snail *Helisoma corpulentum* in lake Itasca, Minnesota. *Trans Am Microsc Soc* 71: 277-281.

Abdel-Malek ET 1953. Life history of *Petasiger chandleri* (Trematoda: Echinostomatidae) from the pied-billed grebe *Podilymbus podiceps podiceps* with some comments on other species of *Petasiger*. *J Parasitol* 39: 152-158.

Abdul-Salam J, Sreelatha BNS 1997. Studies on cercariae from Kuwait Bay. X. Description and surface topography of *Cercaria kuwaitae* X sp. n. (Digenea: Rencolidae). *Jpn J Med Sci Biol* 50: 209-217.

Aguilar-Aguilar R, Martínez-Aquino A, Pérez-Rodríguez R, Pérez-Ponce-deLeón G 2009. Digenea, Heterophyidae, *Centrocestus formosanus* (Nishigori, 1924) metacercariae: distribution extension for Mexico, new state record, and geographic distribution map. *Check List* 5: 357-359.

Aguirre-Macedo ML, Scholz T, González-Solís D, Vidal-Martínez VM, Posel P, Arjona-Torres G, Siu-Estrada E, Dumailo S 2001. Larval helminths parasitizing freshwater fishes from the Atlantic Coast of Nicaragua. *Comp Parasitol* 68: 42-51.

Aguirre-Macedo ML, Vidal-Martínez VM, Lafferty KD 2011. Trematode communities in snails can indicate impact and recovery from hurricanes in a tropical coastal lagoon. *Int J Parasitol* 41: 1403-1408.

Akramova FD, Azimov DA, Shakarboev EB 2011. Morphology, biology and taxonomy of *Dendritobilharzia loossi* Skrjabin, 1924 (Trematoda: Bilharziellidae), a parasite of *Pelecanus onocrotalus* (Pelecanidae) and *Anas platyrinchos* (Anatidae). *Parasite* 18: 39-48.

Alves DR, Luque JL, Paraguassu AR 2001. Metacercárias de *Clinostomum marginatum* (Digenea: Clinostomidae) em acará-bandeira *Pterophyllum scalare* (Osteichthyes: Cichlidae) no estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Parasitol día* 25: 70-72.

Alves VS, Soares ABA, Couto GS, Draghi J 2011. Padrão de ocorrência e distribuição de biguás *Phalacrocorax brasilianus* na Baía de Guanabara, Rio de Janeiro, Brasil. *Rev Bras Ornitol* 19: 469-477.

Amaral ADF, Buseti ET 1979. Fasciolose hepática humana no Brasil. *Rev Inst Med Trop São Paulo* 21: 141-145.

Amato SB, Amato JFR 2006. *Belostoma dilatatum* (Dufour) (Hemiptera, Belostomatidae) hospedando metacercárias de *Stomylotrema vicarium* Braun (Digenea, Stomylotrematidae) na região Sul do Brasil. *Rev Bras Zool* 23: 307-310.

Amato SB, Bezerra JCB. 1992. Concurrent infection of *Postharmostomum gallinum* (Digenea, Brachylaimidae) and *Eurytrema coelomaticum* (Digenea, Dicrocoeliidae) in *Bradybaena similaris* (Stylommatophora, Xanthonichidae). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 87: 309-311.

Amato SB, Rezende HEB, Gomes DC, Serra-Freire NM 1986. Epidemiology of *Fasciola hepatica* infection in the Paraíba River Valley, São Paulo, Brasil. *Vet Parasitol* 22: 275-284.

Amato Neto V, Silva LJ 1977. Infecção humana por *Fasciola hepatica* no Brasil: relato de um novo caso e análise da questão. *Rev Inst Med Trop São Paulo* 19: 275-277.

Ando R, Ozaki Y 1923. On four new species of trematodes of family Echinostomatidae. *Dobutsugaku Zasshi* 35: 108-119.

Andrade RLFS, Dantas AFM, Pimentel LA, Galiza GJN, Carvalho FKL, Costa VMM, Riet-Correa F 2012. *Platynosomum fastosum*-induced cholangiocarcinomas in cats. *Vet Parasitol* 190: 277-280

Andrews SJ 1999. The life cycle of *Fasciola hepatica*. In JP Dalton (ed.), *Fasciolosis*, CAB International, Cambridge, p. 1-20.

Araújo MLR, Rocha-Barreira CA 2004. Occurrence of *Bucephalus* sp. (Trematoda: Bucephalidae) in *Anomalocardia brasiliana* (Gmelin, 1791) (Mollusca: Veneriidae) at Canto da Barra Beach, Fortim, Ceará State, Brazil. *Arq Ciên Mar* 37: 35-37.

Arguedas-Cortés D, Dolz G, Romero-Zúñiga JJ, Jiménez-Rocha AE, León-Alán D 2010. *Centrocestus formosanus* (Opisthorchiida: Heterophyidae) como causa de muerte de alevines de tilapia gris *Oreochromis niloticus* (Perciforme: Cichlidae) en el Pacífico seco de Costa Rica. *Rev Biol Trop* 58: 1453-1465.

Arruda VS, Pinto RM, Muniz-Pereira LC 2001. New host and geographical records for helminths parasites of Ardeidae (Aves, Ciconiiformes) in Brazil. *Rev Bras Zool* 18 (Suppl 1): 225-232.

Artigas PT, Perez MD, Otsuko JM, Nishimori G 1970. Levantamentos parasitológicos, em particular a esquistossomose mansônica, nas cidades de Itanhaém e Mongaguá (Litoral Sul do Estado de São Paulo). *Rev Saúde Pública* 4: 35-43.

Azevedo JR, Mannigel RC, Agulhon AZ, Borba TR, Barbiéri AW, Oliveira DCL, Headley SA, Janeiro V 2004. Prevalence and geographical distribution of bovine eurytrematosis in cattle slaughtered in northern Paraná, Brazil. *Pesq Vet Bras* 24: 23-26.

Azevedo RK, Abdallah VD, Luque JL 2006. Ecologia da comunidade de metazoários parasitos do acará *Geophagus brasiliensis* (Quoy e Gaimard, 1824) (Perciformes: Cichlidae) do rio Guandu, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Acta Sci Biol Sci* 28: 403-411.

Azevedo RK, Abdallah VD, Luque JL 2010. Acanthocephala, Annelida, Arthropoda, Myxozoa, Nematoda and Platyhelminthes parasites of fishes from the Guandu River, Rio de Janeiro, Brazil. *Check List* 6: 659-667.

Azim MA 1935. Entwicklungsgeschichte von *Apharyngostrigea ibis* n. sp. und seine Entwicklung aus Cercaria *Apharyngostrigea ibis* n. sp. in dem Reihler *Ardeola ibis ibis*. *Z. Parasitenkd* 7: 608-614.

Balan DSL, Magalhães LA, Piedrabuena AE 1993. Aspectos imunológicos e parasitológicos em *Biomphalaria tenagophila* infectadas por *Schistosoma mansoni* e outros Digenea. *Rev Saúde Pública* 27: 421-429.

Baptista DF Vasconcelos MC, Schall VT 1989. Study of a population of *Biomphalaria tenagophila* (Orbigny, 1835) and schistosomiasis transmission in "Alto da Boa Vista", Rio de Janeiro. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 84: 325-332.

Barbosa CS, Barbosa FS, Arruda F 1993. Long-term controlled field experiment on the competition between two species of *Biomphalaria* (Mollusca, Basommatophora), the snail vectors of *Schistosoma mansoni* in Northeastern Brazil. *Cad Saúde Pública* 9: 170-176.

Barbosa FS 1973. Possible competitive displacement and evidence of hybridization between two Brazilian species of planorbid snails. *Malacologia* 14: 401-408.

Barbosa FS 1981. New field observations on the competitive displacement between two species of planorbid snails inhabiting Northeastern Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 76: 361-366.

Barbosa FS 1987. Competitive displacement of *Biomphalaria glabrata* by *B. straminea*. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 82 (Suppl 4): 139-141.

Barbosa FS, Pinto HA, Melo AL 2011. *Biomphalaria straminea* (Mollusca: Planorbidae) como hospedeiro intermediário de *Zygocotyle lunata* (Trematoda: Zygocotylidae) no Brasil. *Neotrop Helminth* 5: 240-245.

Barton DP, Blair D 2005. Family Notocotylidae Lühe, 1909. In A Jones, RA Bray, DI Gibson (eds.), *Keys to the Trematoda*, Vol. II, CAB International and The Natural History Museum, London and Wallingford, p. 383-396.

Basch PF 1969. *Cotylurus lutzi* sp. n. (Trematoda: Strigeidae) and its life cycle. *J Parasitol* 55: 527-539.

Basch PF, Sturrock RF 1969. Life history of *Ribeiroia marini* (Faust and Hoffman, 1934) comb. n. (Trematoda: Cathaemasiidae). *J Parasitol* 55: 1180-1184.

Bassani CA, Sangioni LA, Saut JPE, Yamamura MH, Headley SA 2006. Epidemiology of eurytrematosis (*Eurytrema* spp. Trematoda: Dicrocoeliidae) in slaughtered beef cattle from the central-west region of the state of Paraná, Brazil. *Vet Parasitol* 141: 356-361.

Bassani CA, Sangioni LA, Saut JPE, Headley SA, Yamamura MH 2007. Eurytrematose bovina. *Semin Cienc Agrar* 28: 299-316.

Bayssade-Dufour C, Kulo SD, Albaret JL 1989. Morphologie et chétotaxie d'une cercaire de Spirorchiidae du Togo. *Ann Parasitol Hum Comp* 64: 323-331.

Beaver PC 1939a. The morphology and life history of *Petasiger nitidus* Linton (Trematoda: Echinostomidae). *J Parasitol* 25: 269-276.



Beaver PC 1939b. The morphology and life history of *Psilostomum ondatrae* Price, 1931 (Trematoda: Psilostomidae). *J Parasitol* 25: 383-393.

Bedê LC 1992. *Dinâmica populacional de Melanoides tuberculata (Prosobranchia: Thiaridae) no reservatório da Pampulha, Belo Horizonte, MG – Brasil*, Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 112 pp.

Bedinger Jr CA, Meade TG. 1967. Biology of a new cercaria for *Posthodiplostomum minimum* (Trematoda: Diplostomidae). *J Parasitol* 53: 985-988.

Blanar CA, Munkittrick KR, Houlahan J, MacLatchy DL, Marcogliese DJ 2009. Pollution and parasitism in aquatic animals: a meta-analysis of effect size. *Aquat Toxicol* 93: 8-28.

Boaventura MF, Fernande MA, Thiengo SC, Silva RE, Melo AL. 2002. Formas larvais de Trematoda provenientes de gastrópodes límnicos da microrregião Rio de Janeiro, sudeste do Brasil. *Lundiana* 3: 45-49.

Boddeke R 1960a. The life history of *Prostogonimus ovatus* Rudolphi I. Experiments in birds. *Trop Geog Med* 12: 263-292.

Boddeke R 1960b. The life history of *Prostogonimus ovatus* Rudolphi II. The intermediate hosts. *Trop Geog Med* 12: 363-377.

Boero JJ, Led JE, Brandetti E 1972a. Algunos parásitos de la avifauna argentina. *Analecta Vet* 4: 17-34.

Boero JJ, Led JE, Brandetti E 1972b. El parasitismo de la fauna autoctona. *Rev Fac Agron Vet* 1: 17-29.

Bogéa T, Cordeiro FM, Gouveia JS 2005. *Melanoides tuberculatus* (Gastropoda: Thiaridae) as intermediate host of Heterophyidae (Trematoda: Digenea) in Rio de Janeiro metropolitan area, Brazil. *Rev Inst Med Trop São Paulo* 47: 87-90.

Bolek MG, Tracy HR, Janovy Jr J 2010. The role of damselflies (Odonata: Zygoptera) as paratenic hosts in the transmission of *Halipegus eccentricus* (Digenea: Hemiuridae) to anurans. *J Parasitol* 96: 724-735.

Bolek MG, Janovy Jr J 2007. Evolutionary avenues for, and constraints on, the transmission of frog lung flukes (*Haematoloechus* spp.) in dragonfly second intermediate hosts. *J Parasitol* 93: 593-607.

Bossaert K, Coinoul F, Kumar V 1989. *Eurytrema coelomaticum* infection in bovines in an abattoir in South Brazil. *Ann Soc Belg Med Trop* 69: 263-268.

Bower SM, McGladdery SE, Price IM 1994. Synopsis of infection diseases and parasites of commercially exploited shellfish. *Ann Rev Fish Dis* 4: 1-199.

Brandolini SVPB, Amato SB 2006. Desenvolvimento larval de *Paratanaisia bragai* (Santos) (Digenea, Eucotylidae) sob condições experimentais. *Rev Bras Zool* 23: 1097-1100.

Brandolini SVPB, Amato SB, Pereira AA 1997. Relacionamento de *Tanaisia bragai* (Digenea Eucotylidae) e seu hospedeiro intermediario, *Subulina octona* (Gastropoda, Subulinidae) sob condições experimentais. *Parasitol día* 21: 109-113.

Brant PC, Costa AS 1963. Distribuição geográfica da hidatidose, cisticercose, euritrematose, dictiocaulose e fasciolose bovinas no Estado de Minas Gerais. *Arq Esc Vet Univ Minas Gerais* 15: 47-59.

Brant SV, Bochte CA, Locker ES 2011. New intermediate host records for avian schistosomes *Dendritobilharzia pulverulenta*, *Gigantobilharzia huronensis*, and *Trichobilharzia querquedulae* from North America. *J Parasitol* 97: 946-949.

Brant SV, Morgan JAT, Mkoji GM, Snyder SD, Rajapakse RPVJ, Loker ES 2006. An approach to revealing blood fluke life cycles, taxonomy, and diversity: provision of key

references data including DNA sequences from single life cycle stages. *J Parasitol* 92: 77-88.

Brasil MC, Amato SB 1992. Faunistic analysis of helminths of sparrows (*Passer domesticus* L., 1758) captured in Campo Grande, Rio de Janeiro, RJ. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 87 (Suppl 1): 43-48.

Bravo-Hollis M 1947. Dos especies de *Clinostomum* (Trematoda) de aves procedentes del Estado de Nuevo León, México. *Ann Inst Biol, Univ Nac Autón México* 18: 489-498.

Bray RA, Gibson DI, Jones A (eds) 2008. *Keys to the Trematoda*, Vol. III, CAB International The Natural History Museum, Wallingford and London, 824 pp.

Brooks DR, O'Grady RT, Glen DR 1985. Phylogenetic analysis of the Digenea (Platyhelminthes: Cercomeria) with comments on their adaptive radiation. *Can J Zool* 63: 411-443.

Brown R, Soldánová M, Barrett J, Kostadinova A 2011. Small-scale to large-scale and back: larval trematodes in *Lymnaea stagnalis* and *Planorbarius corneus* in central Europe. *Parasitol Res* 108: 137-150.

Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM, Shostak AW 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *J Parasitol* 83: 575-583.

Bussetti ET, Paske A, Ruis MCE, Tomaz V, Colinelli A 1983. Helminths parasitas de *Bubalus bubalis* no Estado do Paraná. *Arq Bras Med Vet Zoot* 35: 399-404.

Caballero EC, Díaz-Ungría C 1958. Intento de un catálogo de los tremátodos digéneos registrados en territorio venezolano. *Mem Soc Cien Nat La Salle* 18: 19-36.

Cable RM 1956. Marine cercariae of Puerto Rico. *Sci Surv Porto Rico & Virgin Islands* 16: 489-577.

Cable RM 1963. Marine cercariae from Curaçao and Jamaica. *Z Parasitenk* 23: 429-469.

Cabrera-Guzmán E, León-Règagnon V, García-Prieto L 2007. Helminth parasites of the leopard frog *Rana cf. forreri* (Amphibia: Ranidae) in Acapulco, Guerrero, Mexico. *Comp Parasitol* 74: 96-107.

Caffara M, Locke SA, Gustinelli A, Marcogliese DJ, Fioravanti ML 2011. Morphological and molecular differentiation of *Clinostomum complanatum* and *Clinostomum marginatum* (Digenea: Clinostomidae) metacercariae and adults. *J Parasitol* 97: 884-891.

Carmo VLE, Lima SS, Bessa ECA 2006. Morfologia e aspectos da ecologia comportamental de cercárias parasitos de *Pomacea lineata* (Spix, 1827) (Mollusca, Ampullariidae). *Rev Bras Zool* 8: 220.

Carvalho AR, Azevedo RK, Abdallah VD, Luque JLF 2012. Metacercárias de Diplostomidae (Digenea: Diplostomoidea) em *Geophagus brasiliensis* (Perciformes: Cichlidae) do rio Guandu, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Acta Sci Biol Sci* 34: 233-239.

Carvalho AR, Tavares LER, Luque JL 2008. Metacercárias do tipo Neascus em *Geophagus brasiliensis* (Perciformes: Cichlidae) do rio do Peixe, Juiz de Fora, Brasil. *Acta Sci Biol Sci* 30: 315-320.

Carvalho GA, Andrade CFS, Ueta MT 2001a. Suscetibilidade de três espécies de mosquitos (Diptera, Culicidae) ao parasitismo por xifidiocercárias (Trematoda). *Entomol Vect* 8: 105-120.

Carvalho GA, Ueta MT, Andrade CFS 2001b. Búsqueda de xifidiocercarias (Trematoda) en moluscos de agua dulce recolectados en nueve municipios del Estado de São Paulo Brasil. *Bol Chil Parasitol* 56: 3-9.

Carvalho GA, Ueta MT, Andrade CFS 2001c. Estudios morfométricos y biológicos de xifidiocercarias (Trematoda) provenientes de la infección natural de *Lymnaea columella* Say, 1817 (Basommatophora, Lymnaenidae) y *Biomphalaria tenagophila* Orbigny, 1835 (Basommatophora, Planorbidae) recolectados en Miracatu, estado São Paulo, Brasil. *Bol Chil Parasitol* 56: 59-65.

Carvalho GA, Andrade CFS, Ueta MT 2002. Experimental infection of *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) larvae with the xiphidiocercariae of a hematolechid. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 97: 573-578.

Carvalho OS 1986. Ocorrência de um tiarídeo (Mollusca) no lago da Pampulha, Belo Horizonte, MG, Brasil. *Rev Soc Bras Med Trop* 19: 57.

Carvalho OS, Guimarães CT, Massara CL, Bonésio JER 1985a. Situação atual da esquistossomose mansoni no lago da Pampulha, Belo Horizonte, MG, Brasil. *Rev Saúde Pública* 19: 270-277.

Carvalho OS, Souza CP, Katz N 1985b. Primeiro encontro de *Biomphalaria tenagophila* (d'Orbigny, 1835) naturalmente infectada com *Schistosoma mansoni*, em Itajubá, sul do estado de Minas Gerais, Brasil. *Rev Saúde Pública* 19: 88-91.

Castelo FP 1984. Ocorrência de *Clinostomum marginatum* Rudolphi, 1819 "yellow-spot disease" em filé de jaraqui (*Semaprochilodus insignis* Shomburgk, 1814). *Acta Amaz* 13: 325-326.

Chae JS, Pusterla N, Johnson E, Derock E, Lawler SP, Madigan JE 2000. Infection of aquatic insects with trematode metacercariae carrying *Ehrlichia risticii*, the cause of Potomac horse fever. *J Med Entomol* 37: 619-625.

Chai JY, Murrell KD, Lymbery AJ 2005. Fish-borne parasitic zoonoses: status and issues. *Int J Parasitol* 35: 1233-1254.

Champs JRB 1992. Algumas considerações sobre a situação sanitária da bacia da Pampulha. In H Godinho (ed.), *Anais do Seminário da Bacia Hidrográfica da Pampulha*. Prefeitura de Belo Horizonte, Belo Horizonte, p. 134-142.

Chandler AC, Rausch RL 1948. A contribution to the study of certain avian strigeids (Trematoda). *J Parasitol* 43: 207-210.

- Chappell LH 1995. The biology of diplostomatid eyeflukes of fishes. *J Helminthol* 69: 97-101.
- Chen HT 1942. The metacercaria and adult of *Centrocestus formosanus* (Nishigori, 1924) with notes on the natural infection of rats and cats with *C. armatus* (Tanabe, 1922). *J Parasitol* 28: 285-298.
- Chieffi PP, Gorla MCO, Torres DMAGV, Dias RMDS, Mangini ACS, Monteiro AV, Woiciechowski E 1992. Human infection by *Phagicola* sp. (Trematoda, Heterophyidae) in the municipality of Registro, São Paulo State, Brazil. *J Trop Med Hyg* 95: 346-348.
- Chieffi PP, Leite OH, Dias RMDS, Torres DMAGV, Mangini ACS 1990. Human parasitism by *Phagicola* sp. (Trematoda, Heterophyidae) in Cananéia, São Paulo State, Brazil. *Rev Inst Med Trop São Paulo* 32: 285-288.
- Chieffi PP, Waldman EA 1988. Aspectos particulares do comportamento epidemiológico da esquistossomose mansônica no estado de São Paulo, Brasil. *Cad Saúde Pública* 4: 257-275.
- Chung DI, Kong HH, Joo CY 1998. *Radix auricularia coreana*: natural snail host for *Clinostomum complanatum* (Rudolphi). *Korean J Parasitol* 36: 1-6.
- Chung DI, Moon CH, Kong HH, Choi DW, Lim DK. 1995. The first human case of *Clinostomum complanatum* (Trematoda: Clinostomidae) infection in Korea. *Korean J Parasitol* 33: 219-223.
- Church ML, Barrett PM, Swenson J, Kinsella J, Tkach VV 2013. Outbreak of *Philophthalmus gralli* in four greater rheas (*Rhea americana*). *Vet Ophthalmol* 16: 65-72.
- Cichy A, Faltýnková A, Žbikowska E 2011. Cercariae (Trematoda, Digenea) in European freshwater snails - a checklist of records from over one hundred years. *Folia Malacol* 19: 165-189.

Ciurea I 1930. Contributions a l'étude morphologique et biologique de quelques Strigéidés dês oiseaux ichtyophages de la faune de Roumania (Recherches expérimentales). *Arch Roum Pathol Exp Microbiol* 3: 277-323.

Cochôa AR, Magalhães ARM 2008. Perdas de sementes de mexilhões *Perna perna* (L., 1758), cultivados na baía norte – Ilha de Santa Catarina/SC. *Bol Inst Pesca* 34: 1-10.

Coelho LHL, Lima WS 2003. Population dynamics of *Lymnaea columella* and its natural infection by *Fasciola hepatica* in the state of Minas Gerais, Brazil. *J Helminthol* 77: 7-10.

Coimbra HS, Schuch LFD, Veitenheimer-Mendes IL, Meireles MCA 2005. *Neorickettsia (Ehrlichia) risticii* in Southern Brazil: *Heliobia* spp. (Mollusca: Hydrobiidae) and Parapleurolophocercous cercariae (Trematoda: Digenea) as possible vectors. *Arq Inst Biol* 72: 325-329.

Coletto FA, Cambraia DJ, Silveira EP, Machado MI 1993. Sobre criadouros urbanos de *Biomphalaria straminea* na cidade de Uberlândia, Minas Gerais. *Rev Cent Ciênc Bioméd, Univ Fed Uberlândia* 9: 35-45.

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

Combes C, Albaret JL, Arvy L, Bartoli P, Bayssade-Dufour C, Deblock S, Durette-Desset MC, Gabrion C, Jourdane J, Lambert A, Leger N, Maillard C, Matricon M, Nassi H, Prevot G, Richard J, Theron A 1980. Atlas mondial des cercaires. *Mem Mus Nat Hist Natl Paris, Série A, Zoologie*, 235pp.

Combes C, Fournier A, Moné H, Théron A 1994. Behaviours in trematode cercariae that enhance parasite transmission: patterns and process. *Parasitology* 109 (Suppl): 3-15.

Coral RP, Mastalir ET, Mastalir FP 2007. Retirada de *Fasciola hepatica* da via biliar principal por coledoscopia. *Rev Col Bras Cir* 34: 69-71.

Correa MOA, Fleury GC 1971. Fasciolose hepática humana: novo caso autóctone. *Rev Soc Bras Med Trop* 5: 267-270.

Correa LR, Paraense WL 1971. Susceptibility of *Biomphalaria amazonica* to infection with two strains of *Schistosoma mansoni*. *Rev Inst Med Trop São Paulo* 13: 387-390.

Correa MCR, Coelho PMZ, Freitas JR 1979. Susceptibilidade de linhagens de *Biomphalaria tenagophila* e *Biomphalaria glabrata* a duas cepas de *Schistosoma mansoni* - (LE-Belo Horizonte, MG e SJ-São José dos Campos, SP). *Rev Inst Med Trop São Paulo* 21: 72-76.

Cort WW 1914. Larval trematodes from North American fresh-water snails. *J Parasitol* 1: 65-84.

Cort WW, Ameel DJ, Van der Woude, A 1954. Germinal development in the sporocysts and rediae of the digenetic trematodes. *Exp Parasitol* 3: 185-225.

Coura JR, Amaral RS 2004. Epidemiological and control aspects of schistosomiasis in Brazilian endemic areas. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 99 (Suppl 1): 13-19.

Coutinho JO 1949. Contribuição para o estudo do hospedador intermediário do *Schistosoma mansoni* em Santos - São Paulo. *Rev Clin São Paulo* 25: 31-38.

Coutinho JO 1950. Índices de infestação natural dos planorbídeos pelas cercárias do *Schistosoma mansoni* na cidade do Salvador - Bahia. *An Fac Med Univ São Paulo* 25: 29-53.

Coutinho AB, Gouveia L, Lucena DT 1940. Investigação em torno da epidemiologia da esquistossomose mansonica em Pontezinha e Vitória, Estado de Pernambuco, Brasil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 35: 207-230.



Cribb TH, Bray RA, Littlewood DTJ, Pichelin SP, Herniou EA 2001. The Digenea. In DTJ Littlewood, RA Bray (eds.), *Interrelationships of the Platyhelminthes*, Taylor and Francis, London, p. 168-185.

Cribb TH, Bray RA, Olson DP, Littlewood DTJ 2003. Life cycle evolution in the Digenea: a new perspective from phylogeny. *Adv Parasitol* 54: 197-254.

Dawes B 1946. *The Trematoda, with special reference to British and European forms*, Cambridge University Press, London, reprinted with corrections 1956, reissued, 1968, 644 pp.

Deslandes N 1951. Técnica de dissecação e exame de planorbídeos. *Rev Serv Esp Saúde Públ* 4: 371-382.

Dias MLGG, Eiras JC, Machado MH, Souza GTR, Pavanelli GC 2002. Cercariae infection in Planorbidae molluscs from the floodplain of the high Paraná river, Brazil. *Arq Inst Biol* 69: 27-31.

Dias ML, Eiras JC, Machado MH, Souza GTR, Pavanelli GC 2003. The life cycle of *Clinostomum complanatum* Rudolphi, 1814 (Digenea, Clinostomidae) on the floodplain of the high Paraná river, Brazil. *Parasitol Res* 89: 506-508.

Dias ML, Mente-Vera CV, Eiras JC, Machado MH, Souza GT, Pavanelli GC 2006. Ecology of *Clinostomum complanatum* Rudolphi, 1814 (Trematoda: Clinostomidae) infecting fish from the floodplain of the high Paraná River, Brazil. *Parasitol Res* 99: 675-681.

Díaz MT, Bashirullah AK, Hernández LE 2004. A new species of *Microphallus* (Trematoda: Microphallidae) from Venezuela. *Rev Biol Trop* 52: 363-370.

Díaz MT, Bashirullah A, Malave Y 2006. *Cercaria marinoi* n. sp., infecting *Melanoides tuberculata* (Prosobranchia: Thiariidae), and the corresponding metacercaria obtained

experimentally in *Bufo* spp. (Anura: Bufonidae) in the Sucre State, Venezuela. In *Proceedings of the 11th International Congress of Parasitology, ICOPA XI*. Glasgow.

Diesing CM 1850. *Systema Helminthum*, Vol. I., Wilhelmum Braumüller, Vienna, 680 pp.

Dietz E 1909. Die Echinostomiden der Vögel. *Zool Anz* 34: 180-192.

Digiani MC 2000. Digeneans and cestodes parasitic in the white-faced ibis *Plegadis chihi* (Aves, Threskiornitidae) from Argentina. *Folia Parasitol* 47: 195-204.

Digiani MC 2002. Belostomatidae (Insecta: Heteroptera) as intermediate hosts of digenetic trematodes. *Comp Parasitol* 69: 89-92.

Dobbin Jr JE 1957. Notas sobre as espécies de *Haematoloechus* Looss, 1899 que ocorrem na América do Sul. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 55: 167-175.

Doma IL, Ostrowski de Núñez M 1994. Biología poblacional de *Posthodiplostomum nanum* Dubois, 1937 (Trematoda, Diplostomidae) en *Jenynsia lineata* y *Cnesterodon decemmaculatus* (Pisces, Atheriniformes), de la laguna de Chi-Chis, Provincia de Buenos Aires, Argentina. *Rev Bras Biol* 54: 669-679.

Dönges J 1964. Der Lebenszyklus von *Posthodiplostomum cuticola* (v. Nordmann 1832) Dubois 1936 (Trematoda, Diplostomatidae). *Z Parasitenk* 24: 169-248.

Drago FB, Lunaschi LI 2011. Digenean parasites of ciconiiform birds from Argentina. *Rev Mex Biodivers* 82: 77-83.

Drago FB, Lunaschi LI, Schenone M 2011. Digenean parasites of the neotropic cormorant, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) (Aves: Phalacrocoracidae) from Argentina: Distribution extension and new host records. *Check List* 7: 871-875.

Dronen Jr NO 1975. The life cycle of *Haematoloechus coloradensis* Cort, 1915 (Digenea: Plagiorchiidae) with emphasis on host susceptibility to infection. *J Parasitol* 61: 657-660.

Dronen Jr NO 2009. *Austrodiplostomum ostrowskiae* n. sp. (Digenea: Diplostomidae: Diplostominae) from the double-crested cormorant, *Phalacrocorax auritus* (Phalacrocoracidae) from the Galveston, Texas area of the Gulf of Mexico, U.S.A. *Comp Parasitol* 76: 34-39.

Duarte MJF 1980. O ciclo evolutivo de *Postharmostomum gallinum* Witenberg, 1923, no estado do Rio de Janeiro, Brasil. (Trematoda, Brachylaemidae). *Rev Bras Biol* 40: 793-809.

Dubois G 1929. Les cercaires de la région de Neuchâtel. *Bull Soc Neuchatel Sci Nat* 53: 1-177.

Dubois G 1968. Synopsis des Strigeidae et des Diplostomatidae (Trematoda). *Mém Soc Neuchât Scie Nat* 10: 1-258.

Dubois G 1970a. Les Strigeata (Trematoda) de la collection A. Lutz. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 68: 169-196.

Dubois G 1970b. Synopsis des Strigeidae et des Diplostomatidae (Trematoda). *Mém Soc Neuchât Scie Nat* 10: 259-727.

Dubois G 1985. Quelques Strigeoidea (Trematoda) récoltés chez des oiseaux du Paraguay par la Mission Claude Weber, automne 1983, du Muséum d'Histoire Naturelle de Genève. *Rev Suis Zool* 92: 641-648.

Dubois G, Macko JK 1972. Contribution à l'étude des Strigeata La Rue, 1926 (Trematoda: Strigeida) de Cuba. *Ann Parasitol Hum Comp* 47: 51-75.

Dubois G, Mahon J 1959. Étude de quelques trématodes nord-Américains (avec note sur la position systématique de *Parorchis* Nicoll 1907) suivie d'une revision dès genres *Galactosomum* Looss 1899 et *Ochetosoma* Braun 1901. *Bull Soc Neuchatel Sci Nat* 82: 191-229.

Dzikowski R, Levy MG, Poore MF, Flowers JR, Paperna I 2004. *Clinostomum complanatum* and *Clinostomum marginatum* (Rudolphi, 1819) (Digenea: Clinostomidae) are separate species based on differences in ribosomal DNA. *J Parasitol* 90: 413-414.

Eduardo JM, Takahashi FY, Holcman MM, Costa CBTL, Ohlweiler FP 2012. Gastrópodes dulciaquícolas e helmintos associados, em coleções hídricas de Santo André, São Paulo, Brasil. *Rev Bioc* 18: 22-34.

Eiras JC, Dias ML, Pavanelli GC, Machado MH 1999. Histological studies on the effects of *Clinostomum marginatum* (Digenea: Clinostomidae) in its second intermediate host *Loricariichthys platymetopon* (Osteichthyes, Loricariidae) of the upper Paraná, Brazil. *Acta Sci* 21: 237-241.

Enk MJ, Amorim A, Schall VT 2003. Acute schistosomiasis outbreak in the metropolitan area of Belo Horizonte, Minas Gerais: alert about the risk of unnoticed transmission increased by growing rural tourism. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 98: 745-750.

Enk MJ, Amaral GL, Silva MF, Silveira-Lemos D, Teixeira-Carvalho A, Martins-Filho OA, Correa-Oliveira R, Gazinnelli G, Coelho PMZ, Massara CL 2010. Rural tourism: a risk factor for schistosomiasis transmission in Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 105: 537-540.

Esch GW 2007. *Parasites and Infectious Diseases: Discovery by Serendipity and Otherwise*. Cambridge University Press, Cambridge, 366pp.

Esch GW, Barger MA, Fellis KJ 2002. The transmission of digenetic trematodes: style, elegance, complexity. *Integr Comp Biol* 42: 304-312.

Espíndola KS, Machado MM, Hofmann PRP 1992. Natural and experimental infection of planorbids from the island of Santa Catarina (Brazil). *Rev Inst Med Trop São Paulo* 34: 289-294.

Esteban JG, Muñoz-Antoli C 2009. Echinostomes: Systematics and life cycle. In B Fried, R Toledo (eds), *The Biology of Echinostomes. From the Molecule to the Community*. Springer, New York, p. 1-34.

Esteban JG, Muñoz-Antoli C, Trelis M, Toledo R 2011. Effects of nonschistosome larval trematodes on *Biomphalaria* snails. In R Toledo, B Fried, *Biomphalaria Snails and Larval Trematodes*, Springer, New York, p. 127-158.

Fain A 1953. Contribution à l'étude des formes larvaires des trematodes au Congo Belge et spécialement de la larve de *Schistosoma mansoni*. *Mém Inst R Col Belge, Sect. Sci Nat Méd* 22: 1-312.

Faltýnková A, Našincová V, Kablášková L 2007. Larval trematodes (Digenea) of the great pond snail, *Lymnaea stagnalis* (L.), (Gastropoda, Pulmonata) in Central Europe: a survey of species and key to their identification. *Parasite* 14: 39-51.

Faltýnková A, Gibson DI, Kostadinova A 2008. A revision of *Petasiger* Dietz, 1909 (Digenea: Echinostomatidae) and a key to its species. *Syst Parasitol* 71: 1-40.

Faust EC, Hoffman WA 1934. Studies on schistosomiasis mansoni in Puerto Rico. 3. Biological studies. 1. The extra-mammalian phases of the life cycle. *Puerto Rico J Publ Health Trop Med* 10: 1-47.

Fernandes BMM, Kohn A 2001. On some trematodes parasites of fishes from Paraná River. *Braz J Biol* 61: 461-466.

Fernandez MA, Thiengo SC 2010. Susceptibility of *Biomphalaria straminea* from Peixe Angical dam, Tocantins, Brazil to infection with three strains of *Schistosoma mansoni*. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 105: 488-491.

Fernandez MA, Thiengo SC, Simone LRL 2003. Distribution of the introduced freshwater snail *Melanooides tuberculatus* (Gastropoda: Thiaridae) in Brazil. *Nautilus* 117: 78-82.

Ferrari-Hoeinghaus AP, Takemoto RM, Pavanelli GC 2007. Digenetic trematode parasites of *Loricariichthys platymetopon* (Loricariidae, Siluriformes) of the upper Paraná river floodplain, Brazil. *Acta Scient Biol Sci* 29: 327-329.

Ferreira AMR, Almeida ECP, Labrarthe NV 1999. Liver fluke infection (*Platynosomum concinnum*) in brazilian cats: prevalence and pathology. *Feline Pract* 27: 19-22.

Fischthal JH, Thomas JD 1968. Digenetic trematodes of some freshwater and marine fishes from Ghana. *Proc Helm Soc Wash* 35: 126-140.

Flores V, Brugni N 2005. *Notocotylus biomphalariae* n. sp. (Digenea: Notocotylidae) from *Biomphalaria peregrina* (Gastropoda: Pulmonata) in Patagonia, Argentina. *Syst Parasitol* 61: 207-214.

Flores-Lopes F, Thomaz AT 2011. Assessment of environmental quality through analysis of frequency of the black spot disease in an assemblage of fish, Guaíba lake, RS, Brazil. *Braz J Biol* 71: 915-923.

Flowers JR, Poore MF, Mullen JE, Levy MG 2004. Digeneans collected from piscivorous birds in North Carolina, U.S.A. *Comp Parasitol* 71: 243-244.

Frandsen F, Christensen NO 1984. 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 Trop* 41: 181-202.

Fredensborg BL, Mouritsen KN, Poulin R 2006. Relating bird host distribution and spatial heterogeneity in trematode infections in an intertidal snail-from small to large scale. *Mar Biol* 149: 275-283.

Freitas JFT 1955. Sobre dois trematódeos parasitos de aves: *Philophthalmus lachrymosus* Braun, 1902 e *Renicola mirandaribeiroi* n. sp. *Arq Mus Nac* 42: 585-610.

Freitas JR, Santos MBL 1995. Current advances on the study of snail-snail interactions, with special emphasis on competition process. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 90: 261-265.

Freitas JR, Bedê LC, Marco Jr P, Rocha LA, Santos MBL 1987. Population dynamics of aquatic snails in Pampulha Reservoir. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 82 (Suppl 4): 299-305.

Freitas JR, Santos MBL, Rocha LA 1992. Situação atual da transmissão da esquistossomose na Pampulha - Ecologia dos moluscos da represa. In *Anais do Seminário sobre a Bacia Hidrográfica da Pampulha*, Prefeitura de Belo Horizonte, Belo Horizonte, p. 40-69.

Fried B 1997. An overview of the biology of trematodes. In B Fried, TK Graczyk (eds), *Advances in Trematode Biology*. CRC Press Inc., Boca Raton, p. 1-30.

Fried B, Graczyk TK 2004. Recent advances in the biology of *Echinostoma* species in the "revolutum" group. *Adv Parasitol* 58: 139-195.

Fried B, Frazer BA, Kanev I 1998. Comparative observations on cercariae and metacercaria of *Echinostoma trivolvis* and *Echinoparyphium* sp. *J Parasitol* 84: 623-626.

Friese K, Schmidt G, Lena JC, Nalini Jr HA, Zachmann DW 2010. Anthropogenic influence on the degradation of an urban lake - the Pampulha reservoir in Belo Horizonte, Minas Gerais, Brazil. *Limnologica* 40: 114-125.

Galaktionov KV, Dobrovolskij AA 2003. *The Biology and Evolution of Trematodes: an Essay on the Biology, Morphology, Life Cycles, Transmissions, and Evolution of Digenetic Trematodes*, Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, 620 pp.

Galvão MSN, Pereira OM, Machado IC, Henrique MB 2000. Aspectos reprodutivos da ostra *Crassostrea brasiliana* de manguezais do estuário de Cananéia, SP (25°S; 48°W). *Bol Inst Pesca* 26: 147-162.

Gentile L, Picot H, Bourdeau P, Bardet R, Kerjan A, Piriou M, Le Guennic A, Bayssade-Dufour C, Chabasse D, Mott KE 1996. La dermatite cercarienne en Europe: un problème de sante publique nouveau? *Bull World Health Organ* 74: 159-163.

Georgieva S, Kostadinova A, Skirnisson K 2012. The life-cycle of *Petasiger islandicus* Kostadinova & Skirnisson, 2007 (Digenea: Echinostomatidae) elucidated with the aid of molecular data. *Syst Parasitol* 82: 177-183.

Gibson DI 2008. Family Rencolidae. In RA Bray, DI Gibson, A Jones (eds.), *Keys to the Trematoda*, Vol. III, CAB International and The Natural History Museum, London and Wallingford, p. 591-594.

Gibson DI, Jones A, Bray RA (eds) 2002. *Keys to the Trematoda*, Vol. I, CAB International and The Natural History Museum, Wallingford and London, 521 pp.

Gibson KE, Rikihisa Y 2008. Molecular link of different stages of the trematode host of *Neorickettsia risticii* to *Acanthatrium oregonense*. *Environ Microbiol* 10: 2064-2073.

Giovanelli A, Soares MS, D'Andréa PS, Gonçalves MML, Rey L 2001. Abundância e infecção do molusco *Biomphalaria glabrata* pelo *Schistosoma mansoni* no Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Rev Saúde Pública* 35: 523-530.

Gold D, Lengy J 1974. Studies on larval stages of digenetic trematodes in aquatic molluscs of Israel. 4. On five cercariae from the freshwater snail *Melanoides tuberculatus* (Müller, 1774). *Isr J Zool* 23: 143-161.

Goldberg SR, Burse CR, McKinnel RG, Tan IS 2001. Helminths of Northern Leopard frogs, *Rana pipiens* (Ranidae), from North Dakota and South Dakota. *Western North Am Nat* 61: 248-251.

Golvan Y, Combes C, Bayssade-Dufour C, Nassi H 1974. Les cercaires de *Ribeiroia marini* (Faust et Hoffman, 1934), trématode antagoniste de *Schistosoma mansoni* et provoquant la castration du mollusque-hôte, vecteur de la bilharziose humaine. *CR Seances Acad Sci Ser D* 279: 405-408.



Gomes FF, Oliveira FCR, Pile EA, Lopes CWG 2002. Estabelecimento de foco de fasciolose hepática em propriedade do município de Campos dos Goytacazes no estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Rev Bras Parasitol Vet* 11: 53-56.

Gonzales JC, Sanches VM, Thomé JW, Gonçalves PC, Oliveira CMB 1974. *Lymnaea columella* hospedeiro intermediário de *Fasciola hepatica* (Lin. 1758) no Rio Grande do Sul, Brasil. *Arq Fac Vet UFRGS* 2: 37-40.

Goodchild CG, Kirk D 1960. The life cycle of *Spirorchis elegans* Stunkard, 1923 (Trematoda: Spirorchidae) from the painted turtle. *J Parasitol* 46: 219-229.

Grabda B 1960. Life cycle of *Haematoloechus similis* (Looss, 1899) (Trematoda-Plagiorchidae). *Acta Parasitol Pol* 8: 357-367.

Grault CE, Mello-Silva CCC, Costa MJFS, Lenzi MF, Cruz OJ, Almeida AS, Silva MQ, Bezerra RMP, Costa V 1998. Potential spread of schistosomiasis in the periphery of greater metropolitan region of Rio de Janeiro. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 93(Suppl 1): 293-294.

Greve JH, Harrison GJ 1980. Conjunctivitis caused by eye flukes in captive-reared ostriches. *J Am Vet Assoc* 177: 909-910.

Griffin MJ., Khoo LH, Quiniou SM, O'Hear MM, Pote LM, Greenway TE, Wise DJ 2012. Genetic sequence data identifies the cercaria of *Drepanocephalus spathans* (Digenea: Echinostomatidae), a Parasite of the double-crested cormorant (*Phalacrocorax auritus*), with notes on its pathology in juvenile channel catfish (*Ictalurus punctatus*). *J Parasitol* 98: 967-972.

Guimarães CT 1981. Algumas observações de campo sobre biologia e ecologia de *Pomacea haustum* (Reeve, 1856) (Mollusca, Pilidae). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 76: 343-351.

Guimarães CT 1983. Controle biológico: *Pomacea haustum* Reeve, 1856 (Mollusca, piliidae) sobre planorbíneos, em laboratório. *Rev Saúde Pública* 17: 138-147.

Gustinelli A, Caffara M, Florio D, Otachi EO, Wathuta EM, Fioravanti ML 2010. First description of the adult stage of *Clinostomum cutaneum* Paperna, 1964 (Digenea: Clinostomidae) from grey herons *Ardea cinerea* L. and a redescription of the metacercaria from the Nile tilapia *Oreochromis niloticus niloticus* (L.) in Kenya. *Syst Parasitol* 76: 39-51.

Hall JE 1960. Some lecitodendriid metacercariae from Indiana and Michigan. *J Parasitol* 46: 309-314.

Hamann MI, González CE 2009. Larval digenetic trematodes in tadpoles of six amphibian species from Northeastern Argentina. *J Parasitol* 95: 623-628.

Haseeb MA 1980. *Studies on the systematic and biology of larval trematodes infecting freshwater snails in the Punjab, Pakistan*, Tese de Doutorado, University of Punjab, Lahore, 510 pp.

Hayes FE 2002. Geographic variation, hybridization, and taxonomy of New World *Butorides* herons. *N Am Birds* 56: 4-10.

Hayes KA, Cowie RH, Thiengo SC, Strong EE 2012. Comparing apples with apples: clarifying the identities of two highly invasive Neotropical Ampullariidae (Caenogastropoda). *Zool J Linn Soc* 166: 723-753.

Hechinger RF, Lafferty KD 2005. Host diversity begets parasite diversity: bird final hosts and trematodes in snail intermediate hosts. *Proc Biol Sci* 272: 1059-1066.

Hechinger RF, Lafferty KD, Huspeni TC, Brooks AJ, Kuris AM 2007. Can parasites be indicators of free-living diversity? Relationships between species richness and the abundance of larval trematodes and of local benthos and fishes. *Oecologia* 151: 82-92.

Hechinger RF, Lafferty KD, Kuris AM 2008. Trematodes indicate animal biodiversity in the Chilean intertidal and Lake Tanganyika. *J Parasitol* 94: 966-968.

Heikal FA, El-Sokkary MY 1987. Survey on the larval trematodes found in the fresh water snails in Edfina Behera Governorate, Egypt. *Alex J Vet Sci* 3: 127-140.

Hernández LE, Díaz MT, Bashirullah A 2003. Description of different developmental stages of *Centrocestus formosanus* (Nishigori, 1924) (Digenea: Heterophyidae). *Rev Cient* 13: 285-292.

Hoffman GL 1958. Experimental studies on the cercaria and metacercaria of a strigeoid trematode, *Posthodiplostomum minimum*. *Exp Parasitol* 7: 23-50.

Hoffman GL 1960. Synopsis of Strigeoidea (Trematoda) of fishes and their life cycles. *Fish Bull Fish Wildl Serv* 60: 439-469.

Hoffman GL 1999. *Parasites of North American Freshwater Fishes*, 2nd ed, Comstock Publishing Associates, Ithaca, 539 pp.

Holliman RB 1961. Larval trematodes from the Apalachee Bay area, Florida, with a checklist of known marine cercariae arranged in a key to their superfamilies. *Tulane Stud Zool* 9: 2-74.

Holliman RB, Fisher JE 1968. Life cycle and pathology of *Spirorchis scripta* Stunkard, 1923 (Digenea: Spirorchiidae) in *Chrysemys picta picta*. *J Parasitol* 54: 310-318.

Horák P, Kolářová L 2011. Snails, waterfowl and cercarial dermatitis. *Freshwater Biol* 56: 779-790.

Hudson PJ, Dobson AP, Lafferty KD 2006. Is a healthy ecosystem one that is rich in parasites? *Trends Ecol Evol* 21: 381-385.

Huffman JE, Klockars J, Keeler SP, Fried B. 2009. Histopathological effects of the intramolluscan stages of *Zygocotyle lunata*, *Echinostoma trivolvis*, and *Ribeiroia ondatrae* on *Helisoma trivolvis* and observations on keratin in the trematode larvae. *Parasitol Res* 105: 1385-1389.

Hughins EJ 1954a. Life history of a strigeid trematode, *Hysteromorpha triloba* (Rudolphi, 1819) Lutz, 1931. I. Egg and miracidium. *Trans Am Microsc Soc* 73: 1-15.

Hughins EJ 1954b. Life history of a strigeid trematode, *Hysteromorpha triloba* (Rudolphi, 1819) Lutz, 1931. II. Sporocyst through adult. *Trans Am Microsc Soc* 73: 221-236.

Hughins EJ 1956. Ecological studies on a trematode of bullheads and cormorants at Spring Lake, Illinois. *Trans Am Microsc Soc* 75: 281-289.

Hughes RC 1928. Studies on the trematode family Strigeidae (Holostomidae) no. VII *Tetracotyle pipientis* Faust. *Trans Am Microsc Soc* 47: 42-53.

Hughes RC 1929. Studies on the trematode family Strigeidae (Holostomidae). XIV. Two new species of diplostomula. *Occas Pap Mus Zool, Univ Michigan* 202: 1-29.

Huspeni TC, Hechinger RF, Lafferty KD 2005. Trematode parasites as estuarine indicators: opportunities, applications and comparisons with conventional community approaches. In SA Bortone (ed.), *Estuarine Indicators*, CRC Press, Boca Raton, p. 297-314.

Huspeni TC, Lafferty KD 2004. Using larval trematodes that parasitize snails to evaluate a salt-marsh restoration project. *Ecol Appl* 14: 795-804.

Hsu KC, Lie KJ, Basch PF 1968. The life history of *Echinostoma rodriguessi* sp. n. (Trematoda: Echinostomatidae). *J Parasitol* 54: 333-339.

ICZN 1999. International Code of Zoological Nomenclature. Fourth edition. The International Trust for Zoological Nomenclature. Disponível em: <<http://www.iczn.org/iczn/index.jsp>> Acesso em: 10/09/2013.

Ito J 1964. A monograph of cercariae in Japan and adjacent territories. In K Morishita, Y Komiya, H Matsubayashi (eds), *Progress of Medical Parasitology in Japan*, Vol. I, Meguro Parasitological Museum, Tokyo, p. 395-550.

Ito J 1977. Studies of the fresh water cercariae in Leyte Island, Philippines 3. Cercariae from Thiaridae. *Jpn J Exp Med* 47: 223-248.

Jannotti-Passos LK, Souza CP 2000. Susceptibility of *Biomphalaria tenagophila* and *Biomphalaria straminea* to *Schistosoma mansoni* infection detected by low stringency polymerase chain reaction. *Rev Inst Med Trop São Paulo* 42: 291-294.

Jeraldo VS, Cordeiro NS 1993. Detecção de metacercárias do gênero *Clinostomum* (Trematoda: Clinostomatidae) em *Symbranchus marmoratus* (Bloch, 1975) (Symbranchidae). *Parasitol Día* 17: 54-55.

Jiménez-García MI 1993. Fauna helmintológica de *Cichlasoma fenestratum* (Pisces: Cichlidae) del lago de Catemaco, Veracruz, México. *An Inst Biol Univ Nac Autón México, Sér Zool* 64: 75-78.

Joe LK 1967. Studies on Echinostomatidae (Trematoda) in Malaya. XV. The life history of *Echinostoma murinum* (Tubangui, 1931). *Proc Helm Soc Wash* 34: 139-143.

Joe LK, Basch PF 1967. The life cycle of *Paryphostomum segregatum* Dietz, 1909. *J Parasitol* 53: 280-286.

Johnson PTJ, Chase JM 2004. Parasites in the food web: linking amphibian malformations and aquatic eutrophication. *Ecol Lett* 7: 521-526.

Johnson PTJ, Lunde KB, Ritchie EG, Launer AE 1999. The effect of trematode infection on amphibian limb development and survivorship. *Science* 284: 802-804.

Johnson PTJ, Lunde KB, Thurman EM, Ritchie EG, Wray SW, Sutherland DR, Kapfer JM, Frest TJ, Bowerman J, Blaustein AR 2002. Parasite (*Ribeiroia ondatrae*) infection linked to amphibian malformations in the western United States. *Ecol Monogr* 72: 151-168.

Johnson PTJ, Sutherland DR, Kinsella JM, Lunde KB 2004. Review of the trematode genus *Ribeiroia* (Psilostomidae): ecology, life history and pathogenesis with special emphasis on the amphibian malformation problem. *Adv Parasitol* 57: 191-253.

Johnson PTJ, Chase JM, Dosch KL, Hartson RB, Gross JA, Larson DJ, Sutherland DR, Carpenter SR 2007. Aquatic eutrophication promotes pathogenic infection in amphibians. *Proc Nat Acad Sci USA* 104: 15781-15786.

Johnson PTJ, Mckenzie VJ 2009. Effects of environmental change on helminth infections in amphibians: exploring the emergence of *Ribeiroia* and *Echinostoma* infections in North America. In B Fried, R Toledo (eds.), *The Biology of Echinostomes*, Springer, New York, p. 249-280.

Johnston TH, Angel LM 1942. The life history of the trematode, *Paryphostomum tenuicollis* (S. J. Johnston). *Trans Roy Soc South Australia* 66: 119-123.

Jones A, Bray R, Gibson DI (eds.) 2005. *Keys to the Trematoda*, Vol. II, CAB International and The Natural History Museum, Wallingford and London, 768 pp.

Jones A 2008. Family Prosthogonimidae Lühe, 1909. In RA Bray, DI Gibson, A Jones (eds.), *Keys to the Trematoda*, Vol. III, CAB International and The Natural History Museum, Wallingford and London, p. 577-590.

Kanev I, Fried B, Radev V 2008. Identification problems with species in the *Echinoparyphium recurvatum* complex from physid snails in the USA. *Parasitol Res* 103: 963-965.

Kanev I, Radev V, Fried B 2002. Family Clinostomidae Luehe, 1901. In DI Gibson, A Jones, RA Bray (eds), *Keys to the Trematoda*, Vol. I, CAB International and The Natural History Museum, Wallingford and London, p. 113-120.

Kaplan RM 2001. *Fasciola hepatica*: a review of the economic impact in cattle and considerations for control. *Vet Ther* 2: 40-50.

Katz N, Peixoto SV 2000. Critical analysis of the estimated number of schistosomiasis mansoni carriers in Brazil. *Rev Soc Bras Med Trop* 33: 303-308.

Kawazoe U, Magalhães LA, Hotta LK, Takaku L 1980. Competição biológica entre *Biomphalaria glabrata* (Say, 1818) e *Biomphalaria tenagophila* (d'Orbigny, 1835) em criadouros naturais no município de Ourinhos, SP (Brasil). *Rev Saúde Pública* 14: 65-87.

Kehr AI, Hamann MI 2003. Ecological aspects of parasitism in the tadpole of *Pseudis paradoxa* from Argentina. *Herpetol Rev* 34: 336-341.

Keiser J, Utzinger J 2009. Food-borne trematodiasis. *Clin Microbiol Rev* 22: 466-483.

Keller DG, Araújo JLB 1992. Ciclo evolutivo de *Paratanaisia bragai* (Santos, 1934) (Trematoda, Eucotylidae) com novo hospedeiro intermediário no Brasil: *Leptinaria unilamellata* (D'Orbigny, 1835) (Gastropoda, Pulmonata, Subulinidae) em condições de laboratório. *Rev Bras Parasitol Vet* 1: 89-92.

Khalifa R 1976. Studies on Schistosomatidae Looss, 1899 (Trematoda) of aquatic birds of Poland. III. Notes on the morphology and life cycle of *Dendritobilharzia pulverulenta* (Braun, 1901). *Acta Parasitol Pol* 24: 1-9.

Kloos H, Passos LK, Loverde P, Oliveira RC, Gazzinelli A 2004. Distribution and *Schistosoma mansoni* infection of *Biomphalaria glabrata* in different habitats in a rural area in the Jequitinhonha Valley, Minas Gerais, Brazil: environmental and epidemiological aspects. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 99: 673-681.

Koehler AV, Brown B, Poulin R, Thieltges DW, Fredensborg, BL 2012. Disentangling phylogenetic constraints from selective forces in the evolution of trematode transmission stage. *Evol Ecol* 26: 1497-1512.

Kohn A, Fernandes BMM 1972. Sobre a validade das espécies pertencentes ao gênero *Prosthogonimus* Luehe, 1899, da coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 70: 309-325.

Kohn A, Fernandes BMM 1975. Sobre as espécies de *Echinostoma* (Rudolphi, 1809) descritas por Adolpho Lutz em 1924. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 73: 77-89.

Kohn A, Fernandes BMM, Baptista-Farias MFD 1995. Metacercariae of *Diplostomum* (*Austrodiplostomum*) *compactum* (Trematoda, Diplostomidae) in the eyes of *Plagioscion squamosissimus* (Teleostei, Sciaenidae) from the reservoir of the Hydroelectric Power Station of Itaipu, Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 90: 341-344.

Kohn A, Fernandes BMM, Cohen SC 2007. *South American Trematodes Parasites of Fishes*, Imprinta Express Ltda, Rio de Janeiro, 318 pp.

Kohn A, Moravec F, Cohen SC, Canzi C, Takemoto RM, Fernandes BMM 2011. Helminths of freshwater fishes in the reservoir of the Hydroelectric Power Station of Itaipu, Paraná, Brazil. *Check List* 7: 681-690.

Kolářová L 2007. Schistosomes causing cercarial dermatitis: a mini-review of current trends in systematics and of host specificity and pathogenicity. *Folia Parasitol* 54: 81-87.



Komma MD, Alves LE 1979. Trematódeos digenéticos do estado de Goiás, Brasil: estádios larvares observados em *Biomphalaria straminea* (Dunker, 1848) de Goiânia. *An Univ Fed Goiás* 2: 364-365.

Köppen W 1900. Versuch einer Klassifikation der Klimate, vorzugsweise nach ihren Beziehungen zur Pflanzenwelt. *Geogr Zeitschr* 6: 593-611, 657-679.

Kostadinova A 1997. A comparative study of cercarial chaetotaxy in two species of *Petasiger* Dietz, 1909 (Digenea: Echinostomatidae). *Syst Parasitol* 37: 105-110.

Kostadinova A. 2005a. Family Echinostomatidae Looss, 1899. In A Jones, RA Bray, DI Gibson (eds.), *Keys to the Trematoda*, Vol. II, CAB International and The Natural History Museum, Wallingford and London, p. 99-118.

Kostadinova A 2005b. Family Psilostomidae Looss, 1900. In A Jones, RA Bray, DI Gibson (eds.), *Keys to the Trematoda*, Vol. II, CAB International and The Natural History Museum, Wallingford and London, p. 9-64.

Kostadinova A, Chipev N 1992. Experimental data on the life-cycle of *Petasiger grandivesicularis* Ishii, 1935 (Trematoda: Echinostomatidae). *Syst Parasitol* 23: 55-65.

Kostadinova A, Gibson DI 2000. The systematics of the echinostomes. In B Fried, TK Graczyk (eds), *Echinostomes as Experimental Models for Biological Research*, Kluwer Academic Publishers, Norwell, p. 31-57.

Kostadinova A, Vaucher C, Gibson DI 2002. Redescription of two echinostomes from birds in Paraguay, with comments on *Drepanocephalus* Dietz, 1909 and *Paryphostomum* Dietz, 1909 (Digenea: Echinostomatidae). *Syst Parasitol* 53: 147-158.

Krull WH 1933. Studies on the life cycle of a frog lung fluke, *Haematoloechus complexus* (Seely, 1906) Krull, n. comb. *Z Parasitenkd* 6: 192-206.

Krull WH 1934. Some observations on the cercaria and redia of *Clinostomum* apparently *C. marginatum* (Rudolphi 1819) (Trematoda, Clinostomatidae). *Proc Helm Soc Wash* 1: 34-35.

Kumari VGMS, Madhavi R 1994. The life cycle of *Eumegacetes artamii* Mehra, 1935 (Trematoda, Eumegacetidae). *Acta Parasitol* 39: 9-12.

Kuris AM 1973. Biological control: implications of the analogy between the trophic interactions of insect pest-parasitoid and snail-trematode systems. *Exp Parasitol* 33: 365-379.

Kuris AM, Lafferty KD 1994. Community structure: larval trematodes in snail hosts. *Annu Rev Ecol Syst* 25: 189-217.

Labriola JB, Suriano DM 1998. Digeneans of bird (Ardeidae) from the Monte Lake, Buenos Aires, Argentina. *Physis* 56: 1-7.

Lacerda ACF, Takemoto RM, Pavanelli GC 2008. Digenea, Nematoda, Cestoda and Acanthocephala, parasites in Potamotrygonidae (Chondrichthyes) from the upper Paraná River floodplain, states of Paraná and Mato Grosso do Sul, Brazil. *Check List* 4: 115-122.

Lafferty KD 1997. Environmental parasitology: what can parasites tell us about human impacts on the environment? *Parasitol Today* 13: 251-256.

Lafferty KD, Kuris AM 2009. Parasitic castration: the evolution and ecology of body snatchers. *Trends Parasitol* 25: 564-572.

Lane RL, Morris JE 2000. Biology, prevention and effects of common grubs (digenetic trematodes) in freshwater fish. *US Dep Agric, Tech Bull* 115: 1-6.

Lanzieri PD 1965. Sobre a cópula e a constituição do aparelho genital de *Succinea meridionalis* Orbigny, 1846 (Gastropoda, Pulmonata, Succineidae). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 63: 207-228.

- La Rue G 1957. The classification of digenetic Trematoda: a review and a new system. *Exp Parasitol* 6: 306-349.
- Lauckner G 1983. Diseases of Mollusca: Bivalvia. In O Kinne (ed), *Diseases of Marine Animals*, Vol. II, Biologische Anstalt Helgoland, Hamburg, p. 477-879.
- Leedom WS, Short RB 1981. *Cercaria pomaceae* sp. n., a dermatitis-producing schistosome cercaria from *Pomacea paludosa*, the Florida apple snail. *J Parasitol* 67: 257-261.
- Lefebvre F, Poulin R 2005. Life history constraints on the evolution of abbreviated life cycles in parasitic trematodes. *J Helminthol* 79: 47-53.
- Leite ACR, Costa HMA, Costa JO 1979. The life cycle of *Trichobilharzia jequitibaensis* Leite, Costa and Costa, 1978 (Trematoda, Schistosomatidae). *Rev Bras Biol* 39: 341-345.
- Leite ACR, Costa HMA, Costa JO, Guimarães MP, Lima WS 1982. The life cycle of *Dendritobilharzia anatinarum* Cheatum, 1941 (Trematoda, Schistosomatidae). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 77: 389-396.
- Lemos ACM, Coelho JC, Matos ED, Montal G, Aguiar F, Badaró R 2007. Paragonimiasis: first case reported in Brazil. *Braz J Infect Dis* 11: 153-156.
- Leuckart R 1882. Zur Entwicklungsgeschichte des Leberegels (*Distomum hepaticum*). *Arch Natur* 1: 80-119.
- Lie KJ, Basch PF 1966. Life history of *Echinostoma barbosai* sp. n. (Trematoda: Echinostomatidae). *J Parasitol* 52: 1052-1057.
- Lie KJ, Basch PF 1967. The life history of *Echinostoma paraensei* sp. n. (Trematoda: Echinostomatidae). *J Parasitol* 53: 1192-1199.

Lim HK, Heyneman D 1972. Intramolluscan inter-trematode antagonism: a review of factors influencing the host-parasite system and its possible role in biological control. *Adv Parasitol* 10: 191-268.

Lima WS, Soares LRM, Barçante TA, Guimarães MP, Barçante JMP 2009. Occurrence of *Fasciola hepatica* (Linnaeus, 1758) infection in Brazilian cattle of Minas Gerais, Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet* 18: 27-30.

Literák I, Heneberg P, Sitko J, Wetzel EJ, Cardenas Callirgos JM, Čapek M, Valle Basto D, Papoušek I 2013. Eye trematode infection in small passerines in Peru caused by *Philophthalmus lucipetus*, an agent with a zoonotic potential spread by an invasive freshwater snail. *Parasitol Int* 62: 390-396.

Littlewood DTJ 2006. The evolution of parasitism in flatworms. In AG Maule, NJ Marks (eds.), *Parasitic Flatworms: Molecular Biology, Biochemistry, Immunology and Physiology*, CAB International, Wallingford, p. 1-36.

Liu Q, Wei F, Liu W, Yang S, Zhang X 2008. Paragonimiasis: an important food-borne zoonosis in China. *Trends Parasitol* 24: 318-323.

Lo CT 1995. *Echinostoma macrorchis*: life history, population dynamics of intramolluscan stages, and the first and second intermediate hosts. *J Parasitol* 81: 569-576.

Locke SA, McLaughlin JD, Lapierre AR, Johnson PT, Marcogliese DJ 2011. Linking larvae and adults of *Apharyngostrigea cornu*, *Hysteromorpha triloba*, and *Alaria mustelae* (Diplostomoidea: Digenea) using molecular data. *J Parasitol* 97: 846-851.

Lotz JM, Font WF 2008. Family Eumegacetidae Travassos, 1922. In RA Bray, DI Gibson, A Jones (eds), *Keys to the Trematoda*, Vol. III, CAB International and Natural History Museum, Wallingford and London, p. 501-504.

Lucena DT 1947. Mais um foco de schistosomíase mansoni em Alagoas, comprovado pela descoberta de *Planorbis* infectados. *An Soc Biol Pernambuco* 7: 37-42.

Lühe M 1909. Parasitische Plattwürmer I, Trematodes. *Die Süßwasserfauna Deutschlands 17*: Verlag von Gustav Fischer, Jena, 217 pp.

Lun ZR, Gasser RB, Lai DH, Li AX, Zhu XQ, Yu XB, Fang YY 2005. Clonorchiasis: a key foodborne zoonosis in China. *Lancet Infect Dis* 5: 31-41.

Lunaschi LI, Drago FB 2009. Digenean parasites of six species of birds from Formosa Province, Argentina. *Rev Mex Biodivers* 80: 39-46.

Lunaschi LI, Drago FB 2010. A new species of *Petasiger* (Digenea, Echinostomatidae) parasitizing *Podiceps major* and *Rollandia rolland* (Aves, Podicipedidae) from Buenos Aires Province, Argentina. *Acta Parasitol* 55: 230-234.

Lunaschi LI, Cremonte F, Drago FB 2007. Checklist of digenean parasites of birds from Argentina. *Zootaxa* 1403: 1-36.

Lutz A 1917. Observações sobre a evolução do *Schistosomum mansoni* (2a nota prévia). *Braz Méd* 31: 81-82, 89-90.

Lutz A 1919. O *Schistosomum mansoni* e a schistosomatose, segundo observações feitas no Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 11: 121-155.

Lutz A 1921a. Observações sobre o gênero *Urogonimus* e uma nova forma de *Leucochloridium* em novo hospedador. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 13: 136-140.

Lutz A 1921b. Sobre a ocorrência da *Fasciola hepatica* no estado do Rio de Janeiro. *Folha Méd* 2: 81-82.

Lutz A 1921c. Zur Kenntnis des Entwicklungszyklus der Holostomiden. *Zentralbl Bakteriol* 86: 124-129.

Lutz A 1922. Introdução ao estudo da evolução de endotrematodes brasileiros. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 14: 95-103.

Lutz A 1924. Estudo sobre a evolução dos endotrematodes brasileiros. Parte especial: 1. Echinostomidae. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 17: 55-73.

Lutz A 1926. Soci t  de Biologie de Rio de Janeiro: Session de 15 de Septembre de 1926. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 19: 237-238.

Lutz A 1928. Estudos sobre trematodes observados em Venezuela. In A Lutz, *Est dios de Zoologia y Parasitologia Venezolanas*, Universidad Central de Venezuela, Caracas, p. 101-125.

Lutz A 1929. Nova contribui o para o conhecimento do ciclo evolutivo das Holostomideas ou Strigeidas. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 8 (Suppl): 128-130.

Lutz A 1931. Contribui o ao conhecimento da ontogenia das Strigeidas I. Ontogenia de *Hemistomum trilobum* (Rudolphi, 1819). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 25: 333-342.

Lutz A 1933. Notas sobre dicranocercarias brasileiras. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 27: 349-402.

Lutz A 1934. Outro grupo de trematodes nascendo de dicranocercarias e outro caso de especie com coecos abrindo para f ra. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 29: 229-248.

Lutz A 1935a. Evolution du *Clinostomum heluans*. *CR Soc Biol, Paris* 118: 289-290.

Lutz A 1935b. Observa o e considera es sobre Cyathocotylineas e Prohemistomineas. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 30: 157-168.

Lux Hoppe EG, Pedrassani D, Hoffmann-Inocente AC, Tebaldi JH, Storti LF, Zanuzzo FS, Avancini N, Nascimento AA 2008. Estudos ecol gicos em taxocenoses helm nticas de *Chaunus ictericus* (Spix, 1824) e *Chaunus schneideri* (Werner, 1894) (Anura: Bufonidae) simp tricos, capturados no distrito de S o Crist v o, Munic pio de Tr s Barras, Santa Catarina. *Rev Bras Parasitol Vet* 17: 166-169.

Luz E, Vieira AM, Cezar TCP 1994. Aspectos biológicos de *Lymnaea columella*, Say, 1817, *Physa cubensis* Pfeiffer, 1839 e *Physa marmorata* Guilding, 1828 (Mollusca-Pulmonata) no Primeiro Planalto e Litoral Paranaense. *Arq Biol Tecnol* 37: 667-671.

Machado SMP, Cordeiro NS, Artigas PT, Magalhães LA 1987. Algumas considerações sobre cercárias naturalmente encontradas em *Biomphalaria tenagophila* (Orbigny, 1835), capturadas em Louveira, SP. *Mem Inst Butantan* 49: 79-86.

Machado SMP, Magalhães LA, Artigas PT, Cordeiro NS, Carvalho JF 1988. Verificação de antagonismo entre larvas de *Schistosoma mansoni* e larvas de outros Digenea em *Biomphalaria tenagophila*, molusco planorbídeo de criadouro natural situado na região de Campinas, SP, Brasil. *Rev Saúde Pública* 22: 484-488.

Machado PM, Takemoto RM, Pavanelli GC 2005. *Diplostomum (Austrodiplostomum) compactum* (Lutz, 1928) (Platyhelminthes, Digenea) metacercaria in fish from the floodplain of the Upper Paraná River, Brazil. *Parasitol Res* 97: 436-444.

Machado-Silva JR, Silva CH, Pereira MJS, Oliveira RMF, Pinto RM, Gomes DC 2000. Differences in Brazilian strains of *Schistosoma mansoni* evaluated by means of morphometric analysis of cercariae of both sexes. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 95: 839-842.

MacKenzie K 1975. *Renicola* metacercariae (Digenea: Renicolidae) in clupeoid fish: New host records. *J Fish Biol* 7: 359-360.

Madhavi R, Kumari VGMS 1995. The morphology, life-cycle and systematic position of *Orthotremata monostomum* Macy & Basch, 1972, a progenetic trematode. *Syst Parasitol* 32: 225-232.

Madigan JE, Pusterla N, Johnson E, Chae JS, Pusterla JB, Derock E, Lawler SP 2000. Transmission of *Ehrlichia risticii*, the agent of potomac horse fever, using naturally infected aquatic insects and helminth vectors: preliminary report. *Equine Vet J* 32: 275-279.

Maldonado Jr A, Vieira GO, Lanfredi RM 2003. *Echinostoma luisreyi* n. sp. (Platyhelminthes: Digenea) by light and scanning electron microscopy. *J Parasitol* 89: 800-808.

Maldonado Jr A, Vieira GO, Garcia JS, Rey L, Lanfredi RM 2001. Biological aspects of a new isolate of *Echinostoma paraensei* (Trematoda: Echinostomatidae): susceptibility of sympatric snails and the natural vertebrate host. *Parasitol Res* 87: 853-859.

Marchiori NC, Magalhães ARM, Pereira Jr J 2010. The life cycle of *Bucephalus margaritae* Ozaki & Ishibashi, 1934 (Digenea, Bucephalidae) from the coast of Santa Catarina State, Brazil. *Acta Sci. Biol Sci* 32: 71-78.

Marcogliese DJ 2005. Parasites of the superorganism: are they indicators of ecosystem health? *Int J Parasitol* 35: 705-716.

Martin WE 1971. Larval stages of renicolid trematodes. *Trans Am Microsc Soc* 90: 188-194.

Martin WE, Gregory VL 1951. *Cercaria buchmanani* n.sp., an aggregating marine trematode. *Trans Am Microsc Soc* 70: 359-362.

Martins AV, Falcão AL 1953. Distribuição geográfica dos planorbídeos e seus índices de infestação pelas cercárias de *Schistosoma mansoni* no município de Belo Horizonte. In *Congresso Brasileiro de Higiene*, 10, Curitiba.

Martins AV, Versiani W 1938. Schistosomose mansoni em Belo Horizonte. *Brasil Méd* 52: 471-472.

Martins AV, Versiani W 1939. Plano de combate à schistosomose mansoni em Belo Horizonte. *O Hospital* 15: 187-206.

Martins ML, Fujimoto RY, Nascimento AA, Moraes FR 1999. Ocorrência de *Diplostomum* sp. Nordmann, 1832 (Digenea: Diplostomidae) em *Plagioscion*



*squamosissimus* (Heckel, 1840) proveniente do reservatório de Volta Grande, MG, Brasil. *Acta Sci Biol Sci* 21: 263-266.

Martorelli SR 1987. Estudios parasitológicos en biótopos lénticos de la República Argentina. IV. El ciclo biológico de *Echinostoma parcespinosum* Lutz, 1924 (Digenea) parásito de *Rallus maculatus maculatus* y *Rallus sanguinolentus sanguinolentus* (Aves: Rallidae). *Rev Mus La Plata, Zool* 14: 47-56.

Mascarenhas, CS, Krüger C, Müller G 2009. The helminth fauna of the red-crested cardinal (*Paroaria coronata*) Passeriformes: Emberizidae in Brazil. *Parasitol Res* 105: 1359-1363.

Mas-Coma S, Valero MA, Bargues MD 2009. Climate change effects on trematodiasis, with emphasis on zoonotic fascioliasis and schistosomiasis. *Vet Parasitol* 163: 264-280.

Massara CL, Carvalho OS, Caldeira RL, Janotti-Passos LK, Schall VT 2002. First report on the presence of *Biomphalaria straminea* in the municipality of Jaboticatubas, State of Minas Gerais, Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 97 (Suppl 1): 27-29.

Mattos MJT, Ueno H 1996. Prevalência de *Paramphistomum* no rúmen e retículo de bovinos no Estado do Rio Grande do Sul - Brasil. *Ciênc Rural* 26: 273-276.

Mattos Jr DG, Vianna S 1994. Aspectos do ciclo biológico do *Eurytrema coelomaticum* (Trematoda: Dicrocoeliidae) no molusco *Bradybaena similaris* (Gastropoda). *Parasitol día* 18: 39-45.

Matthews D, Cribb TH 1998. Digenetic trematodes of the genus *Clinostomum* Leidy, 1856 (Digenea: Clinostomidae) from birds of Queensland, Australia, including *C. wilsoni* n. sp. from *Egretta intermedia*. *Syst Parasitol* 39: 199-208.

McMullen DB 1938. Notes on the morphology and life cycles of four North American cercariae. In A Neiva (ed.), *Livro Jubilar do Professor Lauro Travasso*, Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, p. 299-306.

Medeiros AS, Cruz OJ, Fernandez MA 2002. Esquistossomose mansônica e distribuição dos moluscos límnicos em criadouros naturais no município de Niterói, Rio de Janeiro, Brasil. *Cad Saúde Pública* 18: 1463-1468.

Melo AL 2008. Formas larvais de trematódeos encontradas em moluscos límnicos. In RS Amaral, SC Thiengo, OS Pieri (eds.), *Vigilância e Controle de Moluscos de Importância Epidemiológica: Diretrizes Técnicas: Programa de Vigilância e Controle da Esquistossomose (PCE)*, 2ª ed, Editora Ministério da Saúde, Brasília, p. 71-80.

Melo AL, Pereira LH 1985. On the finding of *Biomphalaria tenagophila* naturally infected with *Schistosoma mansoni* in the state of Minas Gerais, Brazil. *Rev Inst Med Trop São Paulo* 27: 99-101.

Melo-Teixeira J 1919. *A Schistosomose Mansônica na Infância em Belo Horizonte*, Imprensa Oficial, Belo Horizonte, 107 pp.

Mesquita RLB, Azevedo RK, Abdallah VD, Luque JL 2011. Ectoparasites as numerical dominant species in parasite community of *Trachelyopterus striatulus* (Siluriformes: Auchenipteridae) from Guandu River, Southeastern Brazil. *Braz J Biol* 71: 623-627.

Miller HM 1926. Comparative studies on furcocercous cercariae. *Illinois Biol Monogr* 10: 1-112.

Miller JH 1954. Studies on the life history of *Posthodiplostomum* (MacCallum 1921). *J Parasitol* 40: 255-270.

Milward-de-Andrade R 1959. O problema da esquistossomose mansoni no lago artificial da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais (Brasil). *Rev Bras Malariol Doenças Trop* 11: 653-674.

Milward-de-Andrade R 1965a. Ecologia de *Australorbis glabratus* em Belo Horizonte, Brasil. V: Infecção natural por *Cercaria macrogranulosa* Ruiz, 1952. *Rev Bras Biol* 25: 305-314.

Milward-de-Andrade R 1965b. Ecologia de *Australorbis glabratus* em Belo Horizonte, Brasil. IV – Infecções simples e mistas dos caramujos por trematódeos. *Rev Bras Malariol Doenças Trop* 17: 371-375.

Milward-de-Andrade R 1969. Nota ecológica sobre o lago da Pampulha (Belo Horizonte, MG). Com especial referência aos planorbídeos (Pulmonata, Plnorbidae). *Rev Bras Malariol Doenças Trop* 21: 59-116.

Milward-de-Andrade R 1972. Primeiro encontro de *Biomphalaria tenagophila* (d'Orbigny, 1835) no lago da Pampulha, Belo Horizonte, MG. *Ciênc Cult* 24: 375.

Milward-de-Andrade R, Campos LGR 1969. Infestação natural de *Biomphalaria straminea* (Dunker, 1848) por oligoquetas do gênero *Chaetogaster*. *Rev Bras Malariol Doenças Trop* 31: 27-36.

Milward-de-Andrade R, Carvalho OS, Guimarães CT 1978. Alguns dados bioecológicos de *Pomacea haustrum* (Reeve, 1856), predador-competidor de hospedeiros intermediários de *Schistosoma mansoni* Sambon, 1907. *Rev Saúde Pública* 12: 78-89.

Minguez L, Molloy DP, Guérold F, Giambérini L 2011. Zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) parasites: potentially useful bioindicators of freshwater quality? *Water Res* 45: 665-673.

Mitchell AJ, Overstreet RM, Goodwin AE, Brandt TM 2005. Spread of an exotic fish-gill trematode: a far-reaching and complex problem. *Fisheries* 30: 11-16.

Monteiro CM, Amato JFR, Amato SB 2007. *Prosthogonimus ovatus* (Rudolphi) (Digenea, Prosthogonimidae) em três espécies de aves aquáticas da Região Sul do Brasil. *Rev Bras Zool* 24: 253-257.

Monteiro CM, Amato JFR, Amato SB 2011. Helminth parasitism in the Neotropical cormorant, *Phalacrocorax brasilianus*, in Southern Brazil: effect of host size, weight, sex, and maturity state. *Parasitol Res* 109: 849-855.

Moraes J, Silva MPN, Ohlweiler FP, Kawano T 2009. *Schistosoma mansoni* and other larvae trematodes in *Biomphalaria tenagophila* (Planorbidae) from Guarulhos, São Paulo State, Brazil. *Rev Inst Med Trop São Paulo* 51: 77-82.

Morais AM, Varella AMB, Fernandes BMM, Malta JCO 2011. *Clinostomum marginatum* (Braun, 1899) and *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) metacercariae with zoonotic potencial on *Pygocentrus nattereri* (Kner, 1858) (Characiformes: Serrasalminidae) from central Amazon, Brazil. *Neotrop Helminthol* 5: 8-15.

Moreira NIB 2000. *Helmintos Parasitos de Peixes de Lagos do Médio Rio Doce, Minas Gerais, Brasil*. Tese de Doutorado. Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 195pp.

Morley NJ 2012. Cercariae (Platyhelminthes: Trematoda) as neglected components of zooplankton communities in freshwater habitats. *Hydrobiologia* 691: 7-19.

Morley NJ, Lewis JW, Hoole D 2006. Pollutant-induced effects on immunological and physiological interactions in aquatic host-trematode systems: implications for parasite transmission. *J Helminthol* 80: 137-149.

Mott J, Muramatsu Y, Seaton E, Martin C, Reed S, Rikihisa Y 2002. Molecular analysis of *Neorickettsia risticii* in adult aquatic insects in Pennsylvania, in horses infected by ingestion of insects, and isolated in cell culture. *J Clin Microbiol* 40: 690-693.

Moura SAL 1945. Schistosomose mansoni autoctone em Santos. *Rev Inst Adolfo Lutz* 5: 279-311.

Mukaratirwa S, Hove T, Cindzi ZM, Maononga DB, Taruvinga M, Matenga E 2005. First report of a field outbreak of the oriental eye-fluke, *Philophthalmus gralli* (Mathis & Leger 1910), in commercially reared ostriches (*Struthio camelus*) in Zimbabwe. *Onderstepoort J Vet Res* 72: 203-206.

Muller G, Ueno H 1984. *Lymnaea viatrix* Orb., 1835 como hospedeiro intermediario de *Fasciola hepatica* Lin., 1758 em Santa Vitória do Palmar, Rio Grande do Sul. *Arq Bras Med Vet Zoot* 36: 183-190.

Müller G, Lara SIM, Ribeiro PB 1992. Infecção natural e experimental de *Drepanotrema kermatoides* (Planorbidae) com *Paramphistomum* sp. (Fischoeder, 1901) no Rio Grande do Sul, Brasil. *Rev Bras Parasitol Vet* 1: 23-26.

Müller OF 1773. *Vermium Terrestrium et Fluviatilium, seu Animalium Infusoriorum, Helminthicorum et Testaceorum, nom Marinorum, Succincta Historia*. 1, part 1. Heineck & Faber, Copenhagen and Leipzig, 135 pp.

Muller R, Wakelin D 2002. *Worms and Human Disease*, 2nd ed, CAB International, Wallingford, 300 pp.

Muniz-Pereira LC, Amato SB 1993. *Philophthalmus gralli* (Digenea: Philophthalmidae) parasite of *Anas bahamensis* and *Amazonetta brasiliensis*, from Lagoons of Maricá county, Rio de Janeiro, Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 88: 567-569.

Muniz-Pereira LC, Amato SB 1995. Natural host of *Notocotylus breviserialis* (Digenea, Notocotylidae) parasite of Brazilian waterfowl. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 90: 711-714.

Munyer PD, Holloway Jr HL 1990. *Renicola williamsi* n. sp. (Trematoda: Digenea: Rencolidae) from the south polar skua, *Catharacta maccormiki*. *Trans Am Microsc Soc* 109: 98-102.

Narchi W 1966. Encontro de *Bucephalopsis haimeana* (Lacaze-Duthiers) no Brasil. *Ciênc Cult* 18: 22-24.

Našincová V, Scholz T, Moravec F 1993. The life cycle of *Paryphostomum radiatum* (Dujardin, 1845) (Trematoda, Echinostomatidae), a parasite of cormorants. *Folia Parasitol* 40: 193-201.

- Nasir P 1960. Studies on the life history of *Echinostoma nudicaudatum* n. sp. (Echinostomatidae: Trematoda). *J Parasitol* 46: 833-847.
- Nasir P 1964a. Studies on freshwater larval trematodes. Part II. A new echinostome cercaria, *C. penalveri*, from Venezuela. *Proc Helm Soc Wash* 31: 34-36.
- Nasir P 1964b. Studies on freshwater larval trematodes. Part. VI. Experimental observations on various stages in the life cycle of *Echinostoma donosoi* n. sp. (Echinostomatidae: Trematoda) from Venezuela. *Bol Ins Ocean Univ Oriente* 3: 144-167.
- Nasir P 1965. Studies on freshwater larval trematodes. Part 1. A new species of a microcotylous xiphidiocercaria, *Cercaria cumanensis*, from Venezuela. *Proc Helm Soc Wash* 32: 103-105.
- Nasir P 1971. Freshwater larval trematodes, XXVIII. Three new species of cercariae. *Proc Helm Soc Wash* 38: 206-210.
- Nasir P, Díaz MT 1968. Studies on freshwater larval trematodes. Part XVI. Five new species of cercariae from Venezuela. *Proc Helm Soc Wash* 35: 67-74.
- Nasir P, Díaz MT 1973. Freshwater larval trematodes, XXXII. Twenty new species of Venezuelan cercariae. *Riv Parassit* 34: 1-44.
- Nasir P, Gonzalez TG, Díaz MT 1972. Freshwater larval trematodes. XXX. Life cycle of *Petasiger novemdecim* Lutz, 1928. *Proc Helm Soc Wash* 39: 162-168.
- Nasir P, Marval FH 1968. Two avian trematodes, *Drepanocephalus olivaceus* n. sp. *Galactosomum puffini* Yamaguti, 1941, from Venezuela. *Acta Biol Venez* 6: 71-75.
- Nassi H 1978. Données sur le cycle biologique de *Ribeiroia marini guadeloupensis* n. ssp., trématode stérilisant *Biomphalaria glabrata* en Guadeloupe. *Acta Trop* 35: 41-56.

Nassi H 1980. Données expérimentales sur le cycle biologique de *Petasiger caribbensis* n. sp. (Trematoda: Echinostomatidae) parasite larvaire de *Biomphalaria glabrata* en Guadeloupe. *Ann Parasitol Hum Comp* 55: 41-55.

Nassi H 1987. Sur quatre furcocercaires émises par *Biomphalaria glabrata* en Guadeloupe. *Ann Parasitol Hum Comp* 52: 17-35.

Nassi H, Bayssade-Dufour C 1980. Cycle biologique de *Clinostomum golvani* n. sp. (Trematoda: Clinostomidae) parasite larvaire de *Biomphalaria glabrata*, mollusque vecteur de *Schistosoma mansoni* en Guadalupe. *Ann Parasitol Hum Comp* 55: 527-540.

Niewiadomska K 2002. Family Diplostomidae Poirier, 1886. In DI Gibson, A Jones, RA Bray (eds.), *Keys to the Trematoda*, Vol. I, CAB International and Natural History Museum, Wallingford and London, p. 167-196.

Noga EJ 2010. *Fish Disease: Diagnosis and Treatment*, 2nd Ed, Wiley Blackwell, Oxford, 536 pp.

Nollen PM, Kanev I 1995. The taxonomy and biology of philophthalmid eyeflukes. *Adv Parasitol* 36: 205-269.

Noronha D, Sá MR, Knoff M, Muniz-Pereira LC, Pinto RM 2009. *Adolpho Lutz e a Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz*. Museu Nacional, Rio de Janeiro, 154 pp.

Novaes JLC, Ramos IP, Carvalho ED, Silva RJ 2006. Metacercariae of *Diplostomum compactum* Lutz, 1928 (Trematoda, Diplostomidae) in the eyes of acara *Geophagus brasiliensis* Quoy & Gaimard, 1824 (Teleostei, Cichlidae) from Barra Bonita Reservoir - São Paulo, Brazil. *Arq Bras Med Vet Zootec* 58: 1229-1231.

Oliveira SM, Fujii TU, Spósito Filha E, Martins AMCRPF 2002. Ocorrência de *Lymnaea columella* Say, 1817 infectada naturalmente por *Fasciola hepatica* (Linnaeus, 1758) no vale do Ribeira, São Paulo, Brasil. *Arq Inst Biol* 69: 29-37.

Oliveira AA, Nascimento AS, Santos TAM, Carmo GMI, Dimech CPN, Alves RMS, Malaspina FG, Garcia MHO, Santos DA, Aguiar GPR, Albuquerque BC, Carmo EH 2007. Estudo da prevalência e fatores associados à fasciolose no município de Canutama, estado do Amazonas, Brasil. *Epidemiol Serv Saúde* 16: 251-259.

Olivier L 1940. Life history studies on two strigeid trematodes of the Douglas Lake region, Michigan. *J Parasitol* 26: 447-477.

Olson PD, Cribb TH, Tkach VV, Bray RA, Littlewood DTJ 2003. Phylogeny and classification of the Digenea (Platyhelminthes: Trematoda). *Int J Parasitol* 33: 733-755.

Ortega C, Fajardo R, Enríquez R 2009. Trematode *Centrocestus formosanus* infection and distribution in ornamental fishes in Mexico. *J Aquat Anim Health* 21: 18-22.

Ostrowski de Núñez M 1968a. Estudios sobre la fauna parasitaria del biguá, *Phalacrocorax o. olivaceus*. I. Trematodes pertenecientes a las familias Cathaemasidae y Echinostomatidae. *Rev Mus Argent Cienc Nat Bernardino Rivadavia, Parasitol* 1: 131-152.

Ostrowski de Núñez M 1968b. Sobre el ciclo biológico de *Austrodiplostomum mordax* Szidat-Nani 1951. *Neotrópica* 14: 85-88.

Ostrowski de Núñez M 1970. Estudios sobre la fauna parasitaria del biguá. II. Trematodes pertenecientes a la familia Diplostomatidae. *Rev Mus Arg Cienc Nat Bernardino Rivadavia, Zool* 10: 199-214.

Ostrowski de Núñez M 1973. Sobre el ciclo biológico de *Posthodiplostomum nanum* Dubois, 1937 (Trematoda, Diplostomatidae). *Physis, Sec B* 32: 121-132.

Ostrowski de Núñez, M 1974. Estudio sobre estadios larvales de trematodes digeneos de peces Cyprinodontiformes. *Physis, Sec B* 33: 45-61.



Ostrowski de Núñez M 1976a. Fauna de agua dulce en la republica argentina. VI. Las cercarias de *Ascocotyle (A.) tenuicollis* Price 1935 y de *Pygidiopsis pindoramensis* Travassos, 1929 (Trematoda: Heterophyidae). *Physis, Sec B* 35: 51-57.

Ostrowski de Núñez M 1976b. Sobre el ciclo biológico de *Hippocrepis fuelleborni* Travassos y Vogelsang, 1930 (Trematoda, Notocotylidae). *Physis, Séc B* 35: 125-130.

Ostrowski de Núñez M 1977. El ciclo biológico de *Diplostomum (Austrodiplostomum) compactum* (Lutz, 1928) Dubois 1970 (= *Austrodiplostomum mordax* Szidat y Nani 1951) (Trematoda, Diplostomatidae). *Rev Mus Arg Cienc Nat Bernardino Rivadavia, Parasitol* 2: 7-63.

Ostrowski de Núñez M 1978a. Fauna de agua dulce de la República Argentina. VII Cercarias de la familia Schistosomatidae (Trematoda, Digenea). *Rev Mus Argent Cienc Nat Bernardino Rivadavia, Parasitol* 2: 65-76.

Ostrowski de Núñez M 1978b. Zum Entwicklungszyklus von *Stomylotrema vicarium*. *Angew Parasitol* 19: 208-213.

Ostrowski de Núñez M 1981a. Fauna de agua dulce de la República Argentina. X. Cercarias de las superfamilias Echinostomatoidea, Allocreadioidea y Microphalloidea (Trematoda, Digenea). *Rev Mus Arg Cienc Na Bernardino Rivadavia* 2: 1-9.

Ostrowski de Núñez M 1981b. Trematodos larvales de Venezuela. Cercarias pertenecientes a la Superfamilia Echinostomatoidea. *An Inst Biol Univ Nac Autón Méx, Sér Zool* 52: 51-62.

Ostrowski de Núñez M 1982. Die Entwicklungszyklen von *Diplostomum (Austrodiplostomum) compactum* (Lutz, 1928) und *D. (A.) mordax* (Szidat und Nani, 1951) n. comb in Südamerika. *Zool Anz* 208: 393-404.

Ostrowski de Núñez M 1989. The life history of a trematode, *Apharyngostrigea simplex* (Johnston 1904), from the ardeid bird *Egretta thula* in Argentina. *Zool Anz* 222: 322-336.

Ostrowski de Núñez M 1992. Trematoda. Familias Strigeidae, Diplostomidae, Schistosomatidae, Spirorchiidae y Bucephalidae. In ZA de Castellanos (ed.), *Fauna de Agua Dulce de la República Argentina*, Vol. IX, PROFADU (CONICET), Bueno Aires, 55 pp.

Ostrowski de Núñez M 1993. Life history studies of heterophyid trematodes in the Neotropical region: *Ascocotyle (Phagicola) diminuta* (Stunkard & Haviland, 1924) and *A. (P.) angrense* Travassos, 1916. *Syst Parasitol* 24: 191-199.

Ostrowski de Núñez M, Gil de Pertierra AA 2004. Ciclos biológicos dulceacuícolas de Digenea (Trematoda) y Proteocephalidea (Cestoda). In MJT Ranzani-Paiva, RM Takemoto, MAP Lizama (eds.), *Sanidade de Organismos Aquáticos*, Editora Varela, São Paulo, p. 215-257.

Ostrowski de Núñez M, Hamann MI, Rumi A 1990. Larval trematodes of *Schistosoma mansoni*-transmitting snails, *Biomphalaria* spp. in northeast Argentina. *Acta Parasitol Pol* 35: 85-96.

Ostrowski de Núñez M, Hamann MI, Rumi A 1991. Population dynamics of planorbid snails from a lentic biotope in Northeastern Argentina. Larval trematodes of *Biomphalaria occidentalis* and analysis of their prevalence and seasonality. *Acta Parasitol Pol* 36: 159-166.

Overstreet RM, Curran SS 2004. Defeating diplostomoid dangers in USA catfish aquaculture. *Folia Parasitol* 51: 153-165.

Paes JVK, Carvalho ED, Silva RJ 2010. Infection levels of *Austrodiplostomum compactum* (Digenea, Diplostomidae) metacercariae in *Plagioscion squamosissimus* (Teleostei, Sciaenidae) from the Nova Avanhandava reservoir, São Paulo State, Brazil. *J Helminthol* 84: 284-291.

Palmieri JR 1976. Host-parasite relationships and intraspecific variation in *Posthodiplostomum minimum* (Trematoda: Diplostomatidae). *West N Am Naturalist* 36: 334-346.

Paraense WL 1949. Further observations on the sex of "*Schistosoma mansoni*" in the infestations produced by cercariae from a single snail. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 47: 535-546.

Paraense WL 1973. Susceptibility of *Biomphalaria peregrina* from Brazil and Ecuador to two strains of *Schistosoma mansoni*. *Rev Inst Med Trop São Paulo* 15: 127-130.

Paraense WL 1975. Estado atual da sistemática dos planorbídeos brasileiros. *Arq Mus Nac* 55: 105-128.

Paraense WL 1982. *Lymnaea viatrix* and *Lymnaea columella* in the neotropical region: a distributional outline. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 77: 181-188.

Paraense WL 1992. *Halipegus dubius* Klein, 1905 (Trematoda, Hemiuridae): a redescription, with notes on the working of the ovarian complex. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 87 (Suppl 1): 179-190.

Paraense WL, Araújo MV 1984. *Biomphalaria glabrata* no estado do Piauí. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 79: 385-387.

Paraense WL, Deslandes N 1956. A nova sistemática aplicada aos planorbídeos brasileiros. *Rev Serv Saúde Públ* 8: 490-510.

Paraense WL, Santos JM 1953. Um ano de observações sobre esquistossomose em planorbídeos da Lagoa Santa. *Rev Bras Malariol Doenças Trop* 3: 253-269.

Paraense WL, Souza PEFP, Braun RF 1984. Novos focos de transmissão do *Schistosoma mansoni* no estado do Pará. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 79: 389-391.

Park CW, Kim JS, Joo HS, Kim J 2009. A human case of *Clinostomum complanatum* infection in Korea. *Korean J Parasitol* 47: 401-404.

Paula-Andrade C, Pinto HA, Coscarelli D, Vidigal THDA, Melo AL 2012. The natural infection of *Melanoides tuberculata* (Müller, 1774) (Mollusca: Gastropoda) by *Centrocestus formosanus* (Nishigori, 1924) (Platyhelminthes: Trematoda) in Paranoá Lake, Brasília, Brazil. *Braz J Biol* 72: 419-420.

Paulinyi HM, Paulini E 1971. Observações de laboratório sobre o controle biológico de *Biomphalaria glabrata* pela *Pomacea* sp. (Ampullariidae). *Rev Bras Malar* 26: 135-49.

Paulinyi HM, Paulini E 1972. Laboratory observations on the biological control of *Biomphalaria glabrata* by a species of *Pomacea* (Ampullariidae). *Bull World Health Organ* 46: 243-247.

Pavanelli GC, Machado MH, Takemoto RM, Guidelli GM, Lizama MAP 2004. Helminth fauna of fishes: diversity and ecological aspects. In SM Thomas SM., AA Agostinho, NS Hahn (eds.), *The Upper Paraná River and its Floodplain: Physical Aspects, Ecology and Conservation*, Backhuys Publishers, Leiden, p. 309-329.

Paz RJ, Watanabe T, Dijek MPM, Abílio FJP 1995. First record of *Melanoides tuberculata* (Müller, 1774) (Gastropoda: Prosobranchia: Thiaridae) in the state of Paraíba (Brazil) and its possible ecological implications. *Rev Nord Biol* 10: 79-84.

Pearson JC 1972. A phylogeny of life-cycle patterns of the Digenea. *Adv Parasitol* 10: 153-189.

Pearson JC 1992. On the position of the digenean family Heronimidae: an inquiry into a cladistic classification of the Digenea. *Syst Parasitol* 21: 81-166.

Pellegrino J, Faria J 1965. The oogram method for the screening of drugs in schistosomiasis mansoni. *Am J Trop Med Hyg* 14: 363-369.

Pellegrino J, Siqueira AF 1956. Técnica de perfusão para colheita de *Schistosoma mansoni* em cobaias experimentalmente infectadas. *Rev Bras Malariol Doenças Trop* 8: 589-597.

Pérez-Ponce de León G, García-Prieto L, Mendoza-Garfias B 2007. Trematode parasites (Platyhelminthes) of wildlife vertebrates in Mexico. *Zootaxa* 1534: 1-250.

Pérez-Vigueras I 1944. Trematodes de la super-familia Strigeoidea; descripción de un género y siete especies nuevas. *Rev Univ Habana* 52-54: 294-314.

Pérez-Vigueras I 1955. Contribución al conocimiento de la fauna helmintológica cubana. *Mem Soc Cub Hist Nat* 22: 21-71.

Peterson NA 2007. Seasonal prevalence of *Ribeiroia ondatrae* in one population of *Planorbella trivolvis* (= *Helisoma trivolvis*), including notes on the larval trematode component community. *Comp Parasitol* 74: 312-318.

Pile E, Gazeta G, Santos JAA, Coelho B, Serra-Freire NM 2000. Ocorrência de fascioliasis humana no município de Volta Redonda, RJ, Brasil. *Rev Saúde Pública* 34: 413-414.

Pimenta FE, Drummond JCP, Lima AC 2007. Aves aquáticas da Lagoa da Pampulha: seleção de habitats e atividade diurna. *Lundiana* 8: 89-96.

Pineda-LópezR, Salgado-Maldonado G, Soto-Galera E, Hernández-Camacho N, Orozco-Zamorano A, Contreras-Robledo S, Cabañas-Carranza G, Aguilar-Aguilar R 2005. Helminth parasites of viviparous fishes in Mexico. In HJ Grier, MC Uribe (eds), *Viviparous Fishes*, New Life Publications, Homestead, p. 437-456.

Pinheiro J, Franco-Acuña DO, Oliveira-Menezes A, Brandolini SV, DaMatta RA, Souza W 2012. New insight into the morphology of *Eurytrema coelomaticum* (Trematoda, Dicrocoeliidae) cercariae by light, scanning, and transmission electron microscopies. *Parasitol Res* 111: 1437-1445.

Pino LA, Matinella L, Morales G 1999. Polimorfismo de tallas en las cercarias de una cepa venezolana de *Schistosoma mansoni*. *Rev Soc Bras Med Trop* 32: 443-446.

Pinto-Coelho RM, Santos S, Elias EC, Morais Jr CA, Fernandes DP, Fernandes GP, Ribeiro LO, Pelinson A 2012. *Atlas da Qualidade de Água do Reservatório da Pampulha*, Recóleo, Belo Horizonte, 45pp.

Pinto HA 2009. *Infecção natural de Melanoides tuberculata (Mollusca: Thiaridae) por Centrocestus formosanus (Trematoda: Heterophyidae) e Philophthalmus gralli (Trematoda: Philophthalmidae) no Brasil*, Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 99 pp.

Pinto HA, Melo AL 2010a. *Melanoides tuberculata* (Mollusca: Thiaridae) as an intermediate host of *Centrocestus formosanus* (Trematoda: Heterophyidae) in Brazil. *Rev Inst Med Trop São Paulo* 52: 207-210.

Pinto HA, Melo AL 2010b. *Melanoides tuberculata* as intermediate host of *Philophthalmus gralli* in Brazil. *Rev Inst Med Trop São Paulo* 52: 323-327.

Pinto HA, Melo AL 2011. A checklist of trematodes (Platyhelminthes) transmitted by *Melanoides tuberculata* (Mollusca: Thiaridae). *Zootaxa* 2799: 15-28.

Pinto RM, Santos LC, Tortelly R, Menezes RC, Moraes W, Juvenal JC, Gomes DC 2005. Pathology and first report of natural infections of the eye trematode *Philophthalmus lachrymosus* Braun, 1902 (Digenea, Philophthalmidae) in a non-human mammalian host. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 100: 579-583.

Pirajá da Silva MA 1912. Cercaire brésilienne (*Cercaria blanchardi*) a queue bifurquée. *Arch Parasitol* 15: 398-400.

Platt TR 2002. Family Spirorchiidae Stunkard, 1921. In DI Gibson, A Jones, RA Bray (eds), *Keys to the Trematoda*, Vol. I, CAB International and The Natural History Museum, Wallingford and London, p. 453-462.

Porter A 1938. The larval trematodes found in certain South African molluscs, with special reference to schistosomiasis. *Publ S Afr Inst Med Res* 8: 1-492.

Poulin R 2007. *Evolutionary Ecology of Parasites*, Princeton University Press, New Jersey, 332 pp.

Poulin R, Cribb TH 2002. Trematode life cycles: short is sweet? *Trends Parasitol* 18: 176-183.

Poulin R, Morand S 2004. *Parasite Biodiversity*, Smithsonian Institution Press, Washington DC, 216 pp.

Prakash R, Pande BP 1970. Libellulid dragonflies as second intermediate hosts of flukes. *Indian J Helminthol* 21: 150-160.

Prevot G, Bartoli P 1978. Le cycle de développement de *Renicola lari* J. Timon-David, 1953 (Trematoda, Rencolidae). *Ann Parasitol* 53: 561-575.

Queiroz VS, Luz E, Leite LC, Círio SM 2002. *Fasciola hepatica* (Trematoda, Fasciolidae): estudo epidemiológico nos municípios de Bocaiúva do Sul e Tunas do Paraná (Brasil). *Acta Biol Paranaense* 31: 99-111.

Ragusa AL, Campos MS 1976. Identificação de hospedeiro intermediário de *Eurytrema coelomaticum* (Giard e Billet, 1882) Looss, 1907 (Trematoda: Dicrocoelidae) em fazendas de criação de bovinos, no estado de São Paulo - Brasil. *Rev Fac Med Vet Zoot Univ São Paulo* 13: 269-287.

Ramos AS, Piza JT, Camargo LSV 1961. Observações sobre *Australorbis tenagophilus*, transmissor da esquistossomose mansônica. *Arq Hig* 26: 121-124.

Ramos-Ramos P 1995. Algunos tremátodos de vertebrados de la presa Miguel Alemán en Temascal, Oaxaca, México. *An Inst Biol Univ Nac Autón México* 66: 241-246.

- Rao KH, Madhavi R 1961. Metacercaria of *Eumegacetes* sp. (Trematoda: Lecithodendriidae) in dragon-fly naiads from a stream at Waltair. *Curr Sci* 30: 303-304.
- Rao PV, Babu R, Gurappa K, Kumar AG 1985. Larval mosquito control through deployment of xiphidiocercariae. *J Invert Pathol* 46: 1-4.
- Redmond M, Hartson RB, Hoverman JT, De Jesús-Villanueva CN, Johnson PTJ 2011. Experimental exposure of *Helisoma trivolvis* and *Biomphalaria glabrata* (Gastropoda) to *Ribeiroia ondatrae* (Trematoda). *J Parasitol* 97: 1055-1061.
- Resck RP, Neto JFB, Pinto-Coelho RM 2007. Nova batimetria e avaliação de parâmetros morfométricos da Lagoa da Pampulha (Belo Horizonte, Brasil). *Geografias* 3: 17-23.
- Rezende HEB, Araújo JLB, Gomes PAC, Nuernberg S, Neto MP, Oliveira G, Mello RP 1973. Notas sobre duas espécies de *Lymnaea* Lamarck, 1799, hospedeiros intermediários de *Fasciola hepatica* no Estado do Rio de Janeiro. *Arq Univ Rural Rio de Janeiro* 3: 21-23.
- Rey L 1958. Primeiro encontro de ovos de *Fasciola hepatica* em inquérito helmintológico de populações brasileiras (Campo Grande, Mato Grosso). *Rev Paul Med* 53: 60.
- Rietschel G, Werding B 1978. Trematodes of birds from Northern Columbia. *Parasitol Res* 57: 57-82.
- Riggin Jr GT 1956. A note on *Ribeiroia ondatrae* (Price, 1931) in Puerto Rico. *Proc Helm Soc Wash* 23: 28-29.
- Rietzler AC, Fonseca AL, Lopes GP 2001. Heavy metals in tributaries of Pampulha Reservoir, Minas Gerais. *Braz J Biol* 61: 363-370.
- Rios EC 1994. *Seashells of Brazil*, 2nd ed. Fundação Universidade de Rio Grande, Rio Grande, 368 pp.



- Ritossa L, Flores VR, Viozzi G 2013. Life cycle of a *Posthodiplostomum* species (Digenea: Diplostomidae) in Patagonia, Argentina. *J Parasitol* 99: 777-780.
- Rodrigues M, Michelin VB 2005. Riqueza e diversidade de aves aquáticas de uma lagoa natural no sudeste do Brasil. *Rev Bras Zool* 22: 928-935.
- Rodrigues VC, Gomes VM, Rodrigues M 2009. Variação temporal de populações de aves aquáticas em uma represa artificial urbana. *Anais do IX Congresso de Ecologia do Brasil*, São Lourenço, p. 1-4.
- Rojas D, Soto C, Rojas A 2013. Pathology and first report of natural eye infection with the trematode *Philophthalmus gralli* (Digenea, Philophthalmidae) in *Tinamus major* (Tinamiformes, Tinamidae), Costa Rica. *Parasitol Int* 62: 571-574.
- Rollinson D 2011. *Biomphalaria*: natural history, ecology and schistosome transmission. In R Toledo, B Fried (eds). *Biomphalaria Snails and Larval Trematodes*, Springer, New York, p. 57-80.
- Rothschild M 1935. The trematode parasite of *Turritella communis* Lmk. from Plymouth and Naples. *Parasitology* 27: 152-170.
- Ruiz JM 1943. Contribuição ao estudo das formas larvárias de trematóides brasileiros. *An Fac Farm Odont Univ São Paulo* 3: 105-112.
- Ruiz JM 1952a. Contribuição ao estudo das formas larvárias de trematódeos brasileiros. 2. Fauna de Santos, est. de S. Paulo. *Mem Inst Butantan* 24: 17-36.
- Ruiz JM 1952b. Contribuição ao estudo das formas larvárias de trematódeos brasileiros. 3. Fauna de Belo Horizonte e Jaboticatubas, estado de Minas Gerais. *Mem Inst Butantan* 24: 45-62.

Ruiz JM 1952c. Noções técnicas aplicadas à epidemiologia da Schistosomose.1. Captura de moluscos. Pesquisa e reconhecimento de cercárias. *An Fac Farm Odont Univ São Paulo* 10: 41-62.

Ruiz JM 1953. Contribuição ao estudo das formas larvárias de trematódeos brasileiros. 5 – descrição de três furcocercárias que ocorrem em planorbídeos hospedeiros do *Schistosoma mansoni*. *Mem Inst Butantan* 25: 77-89.

Ruiz JM 1957. Contribuição ao conhecimento dos planorbídeos da cidade de São Paulo. *Rev Bras Malariol Doenças Trop* 9: 57-65.

Rumi A, Bechara JA, Hamann MI, Ostrowski de Núñez M 2002. Ecology of potential hosts of schistosomiasis in anthropic environments of Chaco, Argentina. *Malacologia* 44: 273-288.

Salgado-Maldonado G 2006. Checklist of helminth parasites of freshwater fishes from Mexico. *Zootaxa* 1324: 1-357.

Salgado-Maldonado G, Aguirre-Macedo L 1991. Metacercarias parásitas de *Cichlasoma urophthalmus* (Cichlidae) *Pelaezia loossi* n. comb. y *Phagicola angrense* con descripción de adultos recuperados experimentalmente. *An Inst Biol Univ Nac Autôn México, Ser Zool* 62: 391-407.

Santos CM, Eskinazi-Sant'Anna EM 2010. The introduced snail *Melanooides tuberculatus* (Muller, 1774) (Mollusca: Thiaridae) in aquatic ecosystems of the Brazilian Semiarid Northeast (Piranhas-Assu River basin, State of Rio Grande do Norte). *Braz J Biol* 70: 1-7.

Santos CP, Simões SBE, Barbosa HS, Scholz T. 2007. Redescription of *Ascocotyle* (*Ascocotyle*) *felippe*i Travassos, 1928 (Digenea: Heterophyidae) with new synonymies. *J Parasitol* 93: 1468-1475.

Santos EGN, Costa VS, Santos CP 2013. Does the trematode *Centrocestus formosanus* affect the locomotory activity of the mollusc *Melanooides tuberculatus*? *Parasit Vectors* 6: (In press).

Santos ICS, Laranja RJ, Martins JR, Ceresér VH 1986. Hospedeiro intermediário do *Paramphistomum* (Fischoeder, 1901), *Biomphalaria tenagophila* (Orbigny, 1835), Guaíba, RS – Brasil. *Boletim IPVDF* 9: 19-25.

Santos JA, Lopes MA, Schott AC, Santos AE, Porfirio LC, Passos L 1981. Colangiocarcinoma em gatos com parasitismo de dutos biliares por *Platynosomum fastosum*. *Pesq Vet Bras* 1: 31-36.

Santos L, Vieira TE 1965. Considerações sobre os sete primeiros casos de fasciolose humana no Vale do Paraíba, Estado de São Paulo. *Rev Inst Adolfo Lutz* 25: 95-100.

Santos RS, Marchiori N, Santarem VA, Takahashi HK, Mourino JLP, Martins ML 2012. *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) (Digenea, Diplostomidae) in the eyes of fishes from Paraná river, Brazil. *Acta Sci Biol Sci* 34: 225-231.

Santos RS, Pimenta FDA, Martins ML, Takahashi HK, Maregoni NG 2002. Metacercárias de *Diplostomum (Austrodiplostomum) compactum* Lutz, 1928 (Digenea, Diplostomidae) em peixes do rio Paraná, Brasil. Prevalência, sazonalidade e intensidade de infecção. *Acta Sci* 24: 475-480.

São Clemente SC, Matos E, Tortelly R, Lima FC 1998. Histopatologia do parasitismo por metacercárias de *Clinostomum* sp. em tamoata, *Hoplosternum littorale* (Hancock, 1828). *Parasitol día* 22: 38-40.

Saxena SK 1982. A gymnocephalous cercaria, *Cercaria tandani* n. sp. from *Melanooides tuberculata* (Müller). *Helminthologia* 19: 211-217.

Schafranski NL, Freitas MG, Costa JO 1975. Ciclo biológico de *Typhlocoelum cucumerinum* (Rudolph, 1809) (Trematoda, Cyclocoelidae). *Rev Bras Biol* 35: 519-526.

Schell SC 1965. The life history of *Haematoloechus brevipleurus* Stafford, 1902 (Trematoda: Haplometridae McMullen, 1937), with emphasis on the development of the sporocysts. *J. Parasitol* 51: 587-593.

Schell SC 1970. *How to Know the Trematodes*, Wm. C. Brown Co. Pub, Dubuque, 355 pp.

Scholz T, Salgado-Maldonado G 2000. The introduction and dispersal of *Centrocestus formosanus* (Nishigori, 1924) (Digenea: Heterophyidae) in Mexico: a review. *Am Midl Nat* 143: 185-200.

Scholz T, Aguirre-Macedo ML, Diaz de Leon ATSF, Ditrich O 2000. Larval stages of trematodes in Mexican freshwater mollusc: a review of present state and methodology for future research. In G Salgado-Maldonado, AN García-Aldrete, VM Vidal-Martínez (eds.), *Metazoan Parasites in the Neotropic: A Systematic and Ecological Perspective*, Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, México, p. 77-100.

Scholz T, Aguirre-Macedo L, Salgado-Maldonado G 2001. Trematodes of the family Heterophyidae (Digenea) in Mexico: a review of species and new host and geographical records. *J Nat Hist* 35: 1733-1772.

Scholz T, Vargas-Vázquez J, Aguirre-Macedo L, Vidal-Martínez VM 1997. Species of *Ascocotyle* Looss, 1899 (Digenea: Heterophyidae) of the Yucatan Peninsula, Mexico, and notes on their life-cycles. *Syst Parasitol* 36: 161-181.

Scholz T, Vargas-Vasquez J, Moravec F, Vivas-Rodriguez C, Mendoza-Franco E 1995. Metacercariae of trematodes of fish from cenotes (=sinkholes) of the Yucatan Península, México. *Folia Parasitol* 42: 173-192.

Sereno-Uribe AL, Pinacho-Pinacho CD, García-Varela M, Pérez-Ponce-de-León G 2013. Using mitochondrial and ribosomal DNA sequences to test the taxonomic validity of *Clinostomum complanatum* Rudolphi, 1814 in fish-eating birds and freshwater fishes in Mexico, with the description of a new species. *Parasitol Res* 112: 2855-2870.

Sewell RBS 1922. Cercariae indicae. *Ind J Med Res* 10: 1-372.

Shea J, Kersten GJ, Puccia CM, Stanton AT, Stiso SN, Helgeson ES, Back EJ 2012. The use of parasites as indicators of ecosystem health as compared to insects in freshwater lakes of the Island Northwest. *Ecol Indic* 13: 184-188.

Silva AL, Monteiro SG, Doyle RL, Pedron FA, Filipetto JES, Neto JR 2008. Ocorrência de *Clinostomum complanatum* em diferentes espécies de peixes de uma piscicultura do município de Santa Maria - RS. *Vet Zoot* 15: 27-32.

Silva MCP, Thomé JW 1981. Primeiro registro de *Littoridina piscium* (Orbigny, 1835) (Prosobranchia: Hydrobiidae) para o rio Guaíba e delta do Jacuí, Rio Grande do Sul. *Iheringia, Sér Zool* 59: 77-88.

Silva PM, Magalhães ARM, Barracco MA 2002. Effects of *Bucephalus* sp. (Trematoda: Bucephalidae) on *Perna perna* mussels from a culture station in Ratones Grande Island, Brazil. *J Invert Pathol* 79: 154-162.

Silva RE 1992. *Estudo malacológico da bacia hidrográfica do Lago Soledade (Ouro Branco, MG) Testes de suscetibilidade com os transmissores do Schistosoma mansoni e caracterização de larvas de trematódeos emergentes de moluscos*, Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 149 pp.

Silva RE, Melo AL, Pereira LH, Frederico LF 1994. Levantamento malacológico da bacia hidrográfica do lago Soledade, Ouro Branco (Minas Gerais, Brasil). *Rev Inst Med Trop São Paulo* 36: 437-444.

Silva-Souza AT, Ludwig G 2005. Parasitism of *Cichlasoma paranaense* Kullander, 1983 and *Gymnotus carapo* Linnaeus, 1814 by *Clinostomum complanatum* (Rudolphi, 1814) metacercariae in the Taquari River. *Braz J Biol* 65: 513-519.

Simões SBE, Barbosa HS, Santos CP 2009. The life history of *Pygidiopsis macrostomum* Travassos, 1928 (Digenea: Heterophyidae). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 104: 106-111.

Simões SBE, Barbosa HS, Santos CP 2010. The life cycle of *Ascocotyle (Phagicola) longa* (Digenea: Heterophyidae), a causative agent of fish-borne trematodosis. *Acta Trop* 113: 226-233.

Simões SBE, Neves RFC, Santos CP 2008. Life history of *Acanthocollariotrema umbilicatum* Travassos, Freitas and Bührnheim, 1965 (Digenea: Cryptogonimidae). *Parasitol Res* 103: 523-528.

Simões SBE, Scholz T, Barbosa HS, Santos CP 2006. Taxonomic status, redescription, and surface ultrastructure of *Ascocotyle (Phagicola) pindoramensis* n. comb. (Digenea: Heterophyidae). *J Parasitol* 92: 501-508.

Simone LRL 2006. *Land and Freshwater Molluscs of Brazil*. EGB/Fapesp, São Paulo, 390 pp.

Singh P, Pande BP 1968. Adult of *Eumegacetes artamii* from white leghorn pullets infected with the metacercariae from two dragonflies. *Curr Sci* 37: 563-564.

Sitko J 2012. Trematodes of herons (Aves: Ciconiiformes) in the Czech Republic. *Helminthologia* 49: 33-42.

Skirnisson K, Galaktionov KV, Kozminsky EV 2004. Factors influencing the distribution of the digenetic trematodes infections in a mudsnail (*Dydrobia ventrosa*) population inhabiting salt marsh ponds in Iceland. *J Parasitol* 90: 50-59.

Smith JW 1997. The blood flukes of cold-blood vertebrates. *Hemintol Abstr* 66: 255-294.

Smith NF 2001. Spatial heterogeneity in recruitment of larval trematodes to snail intermediate hosts. *Oecologia* 127: 115-122.

Snyder SD 2004. Phylogeny and paraphyly among tetrapod blood flukes (Digenea: Schistosomatidae and Spirorchiiidae). *Int J Parasitol* 34: 1385-1392.

Snyder SD, Janovy Jr J 1994. Second intermediate host-specificity of *Haematoloechus complexus* and *Haematoloechus medioplexus* (Digenea: Haematoloechidae). *J Parasitol* 80: 1052-1055.

Sogandares-Bernal F, Bridgmen JF 1960. Three *Ascocotyle* complex trematodes (Heterophyidae) encysted in fishes from Louisiana including the description of a new genus. *Tulane Stud Zool* 8: 31-39.

Sogandares-Bernal F, Lumsden RD 1963. The generic status of the heterophyid trematodes of the *Ascocotyle* complex, including notes on the systematics and biology of *Ascocotyle angrense* Travassos, 1916. *J Parasitol* 49: 264-274.

Soldánová M, Kostadinova A 2011. Rapid colonisation of *Lymnaea stagnalis* by larval trematodes in eutrophic ponds in central Europe. *Int J Parasitol* 41: 981-990.

Soldánová M, Selbach C, Kalbe M, Kostadinova A, Sures B 2013. Swimmer's itch: etiology, impact, and risk factors in Europe. *Trends Parasitol* 29: 65-74.

Soldánová M, Selbach C, Sures B, Kostadinova A, Pérez-Del-Olmo A 2010. Larval trematode communities in *Radix auricularia* and *Lymnaea stagnalis* in a reservoir system of the Ruhr River. *Parasit Vectors* 3: 56.

Soulsby EJJ 1982. *Helminths, Arthropods and Protozoa of Domestic Animals*, Lee and Faber, Philadelphia, 809 pp.

Souza CP, Azevedo MLL, Rodrigues MS, Pereira JP 1982. Estudo comparativo da suscetibilidade de populações de *Biomphalaria glabrata* de Belo Horizonte (MG), à infecção com *Schistosoma mansoni* e a moluscicidas. *Rev Inst Med Trop São Paulo* 24: 342-348.

Souza CP, Araújo N, Carvalho OS, Freitas JR 1987. Potencialidade de *Biomphalaria tenagophila* do Lago da Pampulha, Belo Horizonte, MG, como hospedeira do *Schistosoma mansoni*. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 82: 67-70.

Souza, CP, Drummond SC, Silva CJE, Queiroz LA, Guimarães CT, Rocha RS 1998b. Investigação sobre a transmissão da esquistossomose no complexo turístico da Serra do Cipó. *IESUS* 7: 43-51.

Souza CP, Jannotti-Passos LK, Freitas JR 1995. Degree of host-parasite compatibility between *Schistosoma mansoni* and their intermediate molluscan hosts in Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 90: 5-10.

Souza CP, Lima LC, Jannotti-Passos LK, Ferreira SS, Guimarães CT, Vieira IBF, Mariani Jr R 1998a. Moluscos límnicos da microrregião de Belo Horizonte, MG, com ênfase nos vetores de parasitoses. *Rev Soc Bras Med Trop* 31: 449-456.

Souza CP, Pereira JP, Rodrigues MS 1981a. Atual distribuição geográfica dos moluscos hospedeiros intermediários do *Schistosoma mansoni* em Belo Horizonte, MG, Brasil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 76: 383-391.

Souza CP, Ribeiro PRB, Guimarães CT, Jannotti-Passos LK, Souza MA 1996. Esquistossomose: nova ocorrência de *Biomphalaria straminea* em Belo Horizonte, Minas Gerais. *Cad Saúde Pública* 12: 541-544.

Souza CP, Rodrigues MS, Araújo N 1981b. Suscetibilidade de *Biomphalaria straminea* (Dunker, 1848), de Belo Horizonte (MG), à infecção por cepas de *Schistosoma mansoni*. *Rev Inst Med Trop São Paulo* 23: 188-193.

Souza GTR, Machado MH, Dias MLGG, Yamada FH, Pagotto JPA, Pavanelli GC 2008. Composição e sazonalidade dos moluscos do alto rio Paraná, Brasil, e sua potencialidade como hospedeiros intermediários de digenéticos. *Acta Sci Biol Sci* 30: 309-314.

Souza MAA, Melo AL 2012a. Caracterização de larvas de trematódeos emergentes de moluscos gastrópodes coletados em Mariana, Minas Gerais, Brasil. *Iheringia, Sér Zool* 102: 11-18.



Souza MAA, Melo AL 2012b. Ecological aspects of *Biomphalaria* in endemic areas for schistosomiasis in Brazil. In MB Rokni (ed), *Schistosomiasis*, Intech, Tehran, p. 193-208.

Souza MAA, Souza LA, Machado-Coelho GLL, Melo AL 2006. Levantamento malacológico e mapeamento das áreas de risco para transmissão da esquistossomose mansoni no Município de Mariana, Minas Gerais, Brasil. *Rev Ciênc Med Biol* 5: 132-139.

Spatz L, Cappa SMG, Ostrowski de Núñez M 2012. Susceptibility of wild populations of *Biomphalaria* spp. from Neotropical South America to *Schistosoma mansoni* and interference of *Zygocotyle lunata*. *J Parasitol* 98: 1291-1295.

Stafford EW 1931. Platyhelminths in aquatic insects and Crustacea. *J Parasitol* 18: 131.

Steenstrup JJS 1842. *Ueber den Generationswechsel: oder, Die Fortpflanzung und Entwicklung durch abwechselnde Generationen, eine eigentümliche Form der Brutpflege in den niederen Thierclassen*. CA Reitzel, Copenhagen, 140 pp.

Steinmann P, Keiser J, Bos R, Tanner M, Utzinger J 2006. Schistosomiasis and water resources development: systematic review, meta-analysis, and estimates of people at risk. *Lancet Infect Dis* 6: 411-425.

Stunkard HW 1964. Studies in the trematode genus *Renicola*: Observations on the life history, specificity, and systematic position. *Biol Bull* 126: 467-489.

Sukhdeo MVK, Sukhdeo SC 2004. Trematode behaviours and the perceptual worlds of parasites. *Can J Zool* 82: 292-315.

Sures B 2008. Environmental parasitology interactions between parasites and pollutants in the aquatic environment. *Parasite* 15: 434-438.

Swammerdam J 1737-1738. *Biblia Naturae*. Amsterdam, 137 pp.

Szuroczki D, Richardson JML 2009. The role of trematode parasites in larval anuran communities: an aquatic ecologist's guide to the major players. *Oecologia* 161: 371-385.

Szidat L, Nani A 1951. Diplostomiasis cerebri del pejerrey. *Rev Inst Nac Invest Cienc Nat, Zool 1*: 323-384.

Szidat L, Nani A 1952. Nota preliminar sobre una parasitosis grave de los pejerreyes producida por larvas de trematodes de la familia Diplostomidae Poirier, 1886 que destruyen el cerebro de los peces. *Rev Med Vet 34*: 9-13.

Szidat L, Szidat UC 1960. Eine neue dermatitis erzeugende cercarie der trematodenfamilie Schistosomatidae aus *Tropicorbis peregrinus* (d'Orbigny) des Rio Quequen. *Z Parasitenkd 20*: 359-367.

Tavares-Dias M, Neves LR, Fernandes BMM 2011. First report of metacercariae (Digenea) infecting *Astronotus ocellatus* (Perciformes: Cichlidae) from the Amazon region, Brazil. *Neotrop Helminthol 15*: 235-240.

Tavernari FC, Takemoto RM, Guidelli GM, Lizama MAP, Lacerda ACF, Pavanelli GC 2009. Parasites of *Auchenipterus osteomystax* (Osteichthyes, Auchenipteridae) from two different environments, Rosana's reservoir and upper Paraná river floodplain, Brazil. *Acta Sci Biol Sci 31*: 49-54.

Taylor MA, Coop RL, Wall RL 2007. *Veterinary Parasitology*, 3rd ed, Wiley-Blackwell, Oxford, 742 pp.

Teles HMS 2005. Distribuição geográfica das espécies dos caramujos transmissores de *Schistosoma mansoni* no Estado de São Paulo. *Rev Soc Bras Med Trop 38*: 426-432.

Teles HM, Ferreira CS, Carvalho ME, Lima VR, Zacharias F 2002. Schistosomiasis mansoni in Bananal (State of São Paulo, Brazil): II. Intermediate hosts. *Mem Inst Oswaldo Cruz 97 (Suppl 1)*: 37-41.

Teodoro TM, Janotti-Passos LK, Carvalho OS, Caldeira RL 2010. Occurrence of *Biomphalaria cousini* (Mollusca: Gastropoda) in Brazil and its susceptibility to *Schistosoma mansoni* (Platyhelminths: Trematoda). *Mol Phylog Evol 57*: 144-151.

Thatcher VE 1981. Patologia de peixes da Amazônia brasileira. I. Aspectos gerais. *Acta Amaz 11*: 125-140.

Thatcher VE 1993. *Trematódeos Neotropicais*. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, 553 pp.

Thatcher VE 2006. *Amazon Fish Parasites*. Pensoft, Sofia, 508 pp.

Thiengo SC, Fernandez MA, Boaventura MF, Gault CE, Silva HFR, Mattos AC, Santos SB 2001. Freshwater snails and schistosomiasis mansoni in the state of Rio de Janeiro, Brazil: I – Metropolitan mesoregion. *Mem Inst Oswaldo Cruz 96 (Suppl 1)*: 77-84.

Thiengo SC, Fernandez MA, Boaventura MF, Magalhães MG, Santos SB 2002b. Freshwater snails and schistosomiasis mansoni in the State of Rio de Janeiro, Brazil: III - Baixadas Mesoregion. *Mem Inst Oswaldo Cruz 97 (Suppl 1)*: 43-46.

Thiengo SC, Fernandez MA, Boaventura MF, Santos SB, Mattos AC 2002a. Freshwater snails and schistosomiasis mansoni in the State of Rio de Janeiro, Brazil: II - Centro Fluminense Mesoregion. *Mem Inst Oswaldo Cruz 97*: 621-626.

Thiengo SC, Mattos AC, Boaventura MF, Fernandez MA 2004a. Freshwater snails and schistosomiasis mansoni in the State of Rio de Janeiro, Brazil: IV - Sul Fluminense Mesoregion. *Mem Inst Oswaldo Cruz 99*: 275-280.

Thiengo SC, Mattos AC, Boaventura MF, Loureiro MS, Santos SB, Fernandez MA 2004b. Freshwater snails and schistosomiasis mansoni in the State of Rio de Janeiro, Brazil: V - Norte Fluminense Mesoregion. *Mem Inst Oswaldo Cruz 99 (Suppl 1)*: 99-103.

Thiengo SC, Mattos AC, Santos SB, Fernandez MA 2006. Freshwater snails and schistosomiasis mansoni in the state of Rio de Janeiro, Brazil: VI – Noroeste fluminense Mesoregion. *Mem Inst Oswaldo Cruz 101*: 239-245.

Thomas AP 1883. The life history of the liver fluke (*Fasciola hepatica*). *Q J Microsc Sci* 23: 99-133.

Thomé JW, Gomes SR, Picanço JB 2006. *Os Caracóis e as Lesmas dos Nossos Bosques e Jardins*, União Sul-Americana de Estudos da Biodiversidade, Pelotas, 123 pp.

Tkach VV 2008. Family Haematoloechidae Freitas & Lent, 1939. In RA Bray, DI Gibson, A Jones (eds.), *Keys to the Trematoda*, Vol. III, CAB International The Natural History Museum, Wallingford and London, p. 361-366.

Toledo R, Esteban JG, Fried B 2009. Recent advances in the biology of echinostomes. *Adv Parasitol* 69: 147-204.

Tonetto CJ, Lovato M, Correa M, Albuquerque VR, Noal SA, Gai T 2001. Casuística de *Paramphistomum* sp (Fischöeder, 1901) em ruminantes – uma revisão. *Rev Bras Med Vet* 23: 250-256.

Travassos L 1916. Informações sobre a fauna helmintológica sul-fluminense. *Braz Méd* 30: 1-2.

Travassos L 1920. Um verme de galinha. *Prosthogonimus cuneatus* (Rud. 1803). *Folha Méd* 1: 134.

Travassos L 1928a. Fauna helmintológica de Mato Grosso (Trematódeos – I Parte). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 21: 42-54.

Travassos L 1928b. Sur une nouvelle espèce du genre *Pygidiopsis*, *Pygidiopsis pindoramensis* n. sp. (Trematoda). *CR Soc Biol, Paris* 100: 956-957.

Travassos L 1929. Alguns trematódeos da família Heterophyidae observados no Brasil. *Ann Acad Bras Sci* 1: 14-17.

Travassos L 1930. Revisão do gênero *Ascocotyle* Looss, 1899: (Trematoda: Heterophyidae). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 23: 61-97.

Travassos L 1931. Note sur l'évolution de l'*Ascocotyle (Phagicola) angrense* Trav. 1916. *CR Soc Biol, Paris* 106: 512.

Travassos L 1939. Um novo trematódeo parasito da garças: *Ribeiroia insignis* n. g., n. sp. *Bol Biol* 4: 301-304.

Travassos L 1944. Revisão da família Dicrocoeliidae Odner, 1910. *Monografias do Instituto Oswaldo Cruz*, n. 2, Imprensa Nacional, Rio de Janeiro, 357 pp.

Travassos L 1945. Relatório da excursão do Instituto Oswaldo Cruz ao Rio Paraná (Porto Cabral), em março e abril de 1944. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 42: 151-165.

Travassos L, Freitas JFT 1941. Relatório da terceira excursão à zona da Estrada de Ferro Noroeste do Brasil, realizada em fevereiro e março de 1940. II. - Pesquisas helmintológicas. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 35: 610-634.

Travassos L, Freitas JFT, Kohn A 1969. Trematódeos do Brasil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 67: 1-886.

Ueno H, Gutierrez VC, Mattos MJT, Muller G 1982. Fascioliasis problem in ruminants in Rio Grande do Sul, Brazil. *Vet Parasitol* 11: 185-191.

Ueta MT 1980. Ocorrência de infecção natural de *Fasciola hepatica* Linnaeus, 1758 em *Lymnaea collumela* Say, 1817 no vale do Paraíba, SP, Brasil. *Rev Saúde Pública* 14: 230-233.

Ueta MT, Deberaldini ER, Cordeiro NS, Artigas PT 1981. Ciclo biológico de *Paraibatrema inesperata* n.g., n. sp. (Trematoda, Paramphistomidae), a partir de metacercárias desenvolvidas em *Biomphalaria tenagophila* (D'Orbigny, 1835) (Molusca, Planorbidae). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 76: 15-21.

Ukoli FMA 1966. On *Clinostomum tilapiae* n. sp., and *C. phalacrocoracis* Dubois, 1931 from Ghana, and a discussion of the systematics of the genus *Clinostomum* Leidy, 1856. *J Helminthol* 40: 187-214.

Umiji S, Lunetta JE, Leonel RMV 1976. Infestation of the mussel *Perna perna* by digenetic trematodes of the Bucephalidae family, gen. *Bucephalus*. *An Acad Bras Ciênc* 47: 115-117.

Uribe C 1925. Notes on two Venezuelan xiphidiocercariae. *J Parasitol* 11: 125-134.

Vaz JF, Teles HMS, Correa MA, Leite SPS 1986. Ocorrência no Brasil de *Thiara (Melanoides) tuberculata* (O. F. Müller, 1774) (Gastropoda, Prosobranchia), primeiro hospedeiro intermediário de *Clonorchis sinensis*. *Rev Saúde Pública* 20: 318-322.

Veitenheimer-Mendes IL 1981. Cercárias em *Biomphalaria tenagophila* (Orbigny, 1835) (Mollusca, Planorbidae) de Guaíba, Rio Grande do Sul, Brasil. *Iheringia, Sér Zool* 60: 3-12.

Veitenheimer-Mendes IL 1982. Cercárias em moluscos planorbídeos de Camaquã, Rio Grande do Sul, Brasil. *Rev Bras Biol* 42: 545-551.

Veitenheimer-Mendes IL, Almeida-Caon JEM 1989. *Drepanotrema kermatoides* (Orbigny, 1835) (Mollusca, Planorbidae), hospedeiro de um paranfistomídeo (Trematoda), no Rio Grande do Sul, Brasil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 84: 107-111.

Veitenheimer-Mendes IL, Ohlweiler FP, Blum C 1995. Gastrópodes límnicos (Mollusca), hospedeiros intermediários de trematódeos (Platyhelminthes) em Porto Alegre e Viamão, Rio Grande do Sul. *Biociências* 3: 73-84.

Velásquez LE, Bedoya JC, Areiza A, Vélez I 2006. Primer registro de *Centrocestus formosanus* (Digenea: Heterophyidae) en Colombia. *Rev Mex Biodiv* 77: 119-121.

Vergara D, Velásquez LE 2009. Larvas de Digenea en *Melanoides tuberculata* (Gastropoda: Thiaridae) en Medellín, Colombia. *Acta Biol Colomb* 14: 135-142.

Verocai GG, Lopes LN, Burlini L, Correia TR, Souza CP, Coumendouros K 2009. Occurrence of *Philophthalmus gralli* (Trematoda: Philophthalmidae) in farmed ostriches in Brazil. *Trop Anim Health Prod* 41: 1241-1242.

Vianna RT, Pereira Jr J, Brandão DA 2003. Ontogenetic variation of metacercariae of *Clinostomum complanatum* (Rudolphi, 1814) (Digenea: Clinostomidae). *Com Mus Ciênc Tecnol PUCRS, Sér Zool* 16: 223-243.

Vianna RT, Pereira Jr J, Brandão DA 2005. *Clinostomum complanatum* (Digenea, Clinostomidae) density in *Rhamdia quelen* (Siluriformes, Pimelodidae) from South Brazil. *Braz Arch Biol Technol* 48: 635-642.

Vianna SSS, Mattos Jr DG, Tortelly R 1988. *Postharmostomum gallinum* Witenber, 1923 (Trematoda: Brachlaemidae) no Vale do Paraíba, SP: Ocorrência nos hospedeiros intermediários. *Arq Flum Med Vet* 3: 5-8.

Vicente JJ, Santos ES, Souza SV 1978. Helminhos de peixes de rios amazônicos da Coleção do Instituto Oswaldo Cruz. I. Trematoda. *Atas Soc Biol Rio de Janeiro* 25: 9-16.

Vieira ALS, Ecco R, Lima WS, Guedes RMC 2009. *Platynosomum fastosum* infection in two cats in Belo Horizonte, Minas Gerais State-Brazil. *Brazil J Vet Pathol* 2: 45-48.

Violante-González J, García-Varela M, Rojas-Herrera A, Guerrero SG 2009. Diplostomiasis in cultured and wild tilapia *Oreochromis niloticus* in Guerrero State, Mexico. *Parasitol Res* 105: 803-807.

Violante-González J, Monks S, Gil-Guerrero S, Rojas-Herrera A., Flores-Garza R, Larumbe-Morán E 2011. Parasite communities of the neotropical cormorant *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin) (Aves, Phalacrocoracidae) from two coastal lagoons in Guerrero state, Mexico. *Parasitol Res* 109: 1303-1309.

Wall LD 1941. Life history of *Spirorchis elephantis* (Cort, 1917), a new blood fluke from *Chrysemys picta*. *Am Midl Nat* 25: 402-412.

Wall LD 1951. Life history of *Vasotrema robustum* (Stunkard 1928), Trematoda: Spirorchiidae. *Trans Am Microsc Soc* 51: 173-184.

Werding B 1969. Morphologie, Entwicklung und Ökologie digener Trematoden-larven der Strandschnecke *Littorina littorea*. *Mar Biol* 3: 306-333.

Werneck MR, Becker JH, Gallo BG, Silva RJ 2006. *Learedius learedi* Price 1934 (Digenea, Spirorchiidae) in *Chelonia mydas* Linnaeus 1758 (Testudines, Cheloniidae) in Brazil: case report. *Arq Bras Med Vet Zoot* 58: 550-555.

Werneck MR, Gallo BG, Silva RJ 2008a. First report of *Monticellius indicum* Mehra, 1939 (Digenea: Spirorchiidae) infecting *Chelonia mydas* Linnaeus, 1758 (Testudines: Cheloniidae) from Brazil. *Braz J Biol* 68: 455-456.

Werneck MR, Gallo BG, Silva RJ 2008b. Spirorchiids (Digenea: Spirorchiidae) infecting a Hawksbill sea turtle *Eretmochelys imbricata* (Linnaeus 1758) from Brazil. *Arq Bras Med Vet Zoot* 60: 663-666.

Werneck MR, Lima ESM, Gallo BG, Silva RJ 2011. Occurrence of *Amphiorchis solus* (Simha & Chattopadhyaya, 1970) (Digenea: Spirorchiidae) infecting the Green Turtle *Chelonia mydas* Linnaeus, 1758 (Testudines: Cheloniidae) in Brazil. *Comp Parasitol* 78: 200-203.

Werneck MR, Silva RJ 2013. Occurrence of *Amphiorchis indicus* Mehrotra, 1973 (Digenea, Spirorchiidae) infecting Green turtle *Chelonia mydas* Linnaeus, 1758 (Testudines, Cheloniidae) in Brazil. *Braz J Biol* 73: 225-227.

Williams MO 1967. The Neascus (Posthodiplostomulum) stage of *Posthodiplostomum nanum* Dubois and an experimental determination of part of the life cycle. *J Helminthol* 41: 269-276.



Wilson WD, Johnson PTJ, Sutherland DR, Moné H, Loker ES 2005. A molecular phylogenetic study of the genus *Ribeiroia* (Digenea): Trematodes known to cause limb malformations in amphibians. *J Parasitol* 91: 1040-1045.

Wright CA 1953. Probable relationship between the Rhodometopa group of cercariae and the trematode genus *Renicola* Cohn. *Nature* 171: 1072-1073.

Wright CA 1954. Trematodes of the genus “*Renicola*” from the kidneys of birds in Brazil. *Rev Bras Biol* 14: 61-64.

Wright CA 1956. Studies on the life-history and ecology of the trematode genus *Renicola* Cohn, 1904. *Proc Zool Soc London* 126: 1-50.

World Health Organization 2010. *Working to Overcome the Global Impact of Neglected Tropical Diseases: First WHO Report on Neglected Tropical Diseases*, WHO, Geneva, 172 pp.

Yamada FH, Moreira LHA, Ceschini TL, Takemoto RM, Pavanelli GC 2008. Novas ocorrências de metacercárias de *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) (Platyhelminthes: Digenea) parasito de olhos de peixes da bacia do Rio Paraná. *Rev Bras Parasitol Vet* 17: 163-166.

Yamaguti S 1958. *Systema Helminthum*, Vol I, Digenetic Trematodes of Vertebrates, Part 1 e 2, Interscience Pub. Inc., New York, 1575 pp.

Yamaguti S 1975. *A Synoptical Review of Life Histories of Digenetic Trematodes of Vertebrates with Special Reference to the Morphology of their Larval Forms*. Keigaku Publishing Co., Tokyo, 590 pp.

Yildiz HY 2005. Infection with metacercariae of *Centrocestus formosanus* (Trematoda: Heterophyidae) in ornamental fish imported into Turkey. *Bull Eur Ass Fish Path* 25: 244-246.

Yoshimura K, Ishigooka S, Satoh I, Kamegai S 1991. *Clinostomum complanatum* from the pharynx of a woman in Akita, Japan: a case report. *Jpn J Parasitol* 40: 99-101.

Zago, AC, Franceschini L, Zocoller-Seno MC, Veríssimo-Silveira R, Maia AAD, Ikefuti CV, Silva RJ 2012. The helminth community of *Geophagus proximus* (Perciformes: Cichlidae) from a tributary of the Paraná River, Ilha Solteira Reservoir, São Paulo State, Brazil. *J Helminthol* 87: 203-211.

Žbikowska E, Nowak A 2009. One hundred years of research on the natural infection of freshwater snails by trematode larvae in Europe. *Parasitol Res* 105: 301-311.

Zeidan GC, Luz MSA, Boehs G 2012. Parasites of economically important bivalves from the southern coast of Bahia State, Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet* 21: 391-398.

Zica EOP, Brandão H, Zawadzki CH, Nobile AB, Carvalho ED, Silva RJ 2011. The occurrence of *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) (Digenea: Diplostomidae) metacercariae in the eyes of loricariid fish (Siluriformes: Osteichthyes: Loricariidae) from Brazil. *J Helminthol* 85: 73-79.

Zica EOP, Santos KR, Ramos IP, Zanatt AS, Carvalho ED, Silva RJ 2009. First case of an infection of the metacercariae of *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) (Digenea, Diplostomidae) in *Hypostomus regani* (Ihering, 1905) (Siluriformes: Loricariidae). *Panamjas* 4: 35-38.

Zica EOP, Wunderlich AC, Ramos IP, Silva RJ 2010. *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) (Digenea, Diplostomidae) infecting *Geophagus proximus* Castelnau, 1855 (Cichlidae, Perciformes) in the Tietê River, Nova Avanhandava Reservoir, municipality of Buritama, São Paulo state, Brazil. *Neotrop Helminthol* 4: 9-15.

## APÊNDICE

Parte dos resultados obtidos no presente estudo deram origem, até o momento, nas seguintes publicações científicas:

1. Pinto HA, Melo AL 2013. A checklist of cercariae (Trematoda: Digenea) in molluscs from Brazil. *Zootaxa* 3666: 449-475.
2. Pinto HA, Melo AL 2013. *Biomphalaria straminea* and *Biomphalaria glabrata* (Mollusca: Planorbidae) as new intermediate hosts of the fish eyefluke (Trematoda: Diplostomidae) in Brazil. *J Parasitol* 99: 729-733.
3. Pinto HA, Melo AL 2013. Metacercariae of *Eumegacetes medioximus* (Digenea: Eumegacetidae) in larvae of Odonata from Brazil. *Biota Neotrop* 13: 351-354.
4. Pinto HA, Mahecha GAB, Melo AL 2013. *Petasiger* Dietz, 1909 (Trematoda: Echinostomatidae) in birds and molluscs from Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet* 22: 427-432.
5. Pinto HA, Mati VLT, Melo AL 2013. New records and a checklist of trematodes from *Butorides striata* (Aves: Ardeidae). *Rev Mex Biodivers* (In press).
6. Pinto HA, Mati VLT, Melo AL 2013. The Pampulha reservoir remains a potential urban focus of schistosomiasis mansoni in Brazil: Changes in the occurrence patterns of *Biomphalaria* species and a new record of the parasite. *Rev Soc Bras Med Trop* 46: 478-483.
7. Pinto HA, Jadin RC, Orlofske AS, Johnson PTJ, Melo AL 2013. *Biomphalaria straminea* (Mollusca: Planorbidae) as an intermediate host of *Ribeiroia* (Trematoda: Psilostomidae) in Brazil. *J Parasitol* 99: 914-918.

8. Pinto HA, Melo AL 2012. Infecção natural de *Poecilia reticulata* (Actinopterygii: Poeciliidae) por metacercárias na Represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil. *Bol Inst Pesca* 38: 257-264.
9. Pinto HA, Melo AL 2012. *Physa marmorata* (Molusca: Physidae) como hospedeiro intermediário de *Echinostoma exile* (Trematoda: Echinostomatidae) no Brasil. *Neotrop Helminthol* 6: 291-299.
10. Pinto HA, Melo AL 2012. *Melanoides tuberculata* (Mollusca: Thiaridae) harboring renicolid cercariae (Trematoda: Renicolidae) in Brazil. *J Parasitol* 98: 784-787.
11. Pinto HA, Melo AL 2012. Metacercariae of *Centrocestus formosanus* (Trematoda: Heterophyidae) in *Australoheros facetus* (Pisces: Cichlidae) in Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet* 21: 334-337.
12. Pinto HA, Mati VLT, Melo AL 2012. Dermatite cercariana por esquistossomatídeos de aves: é possível a ocorrência de casos no Brasil? *Rev Patol Trop* 41: 1-14.