

---

# LARVAS DE TREMATÓDEOS EM MOLUSCOS

---

## DO BRASIL: PANORAMA E PERSPECTIVAS

---

### APÓS UM SÉCULO DE ESTUDOS

---

Hudson Alves Pinto e Alan Lane de Melo<sup>1</sup>

#### RESUMO

O estudo de larvas de trematódeos encontradas em moluscos no Brasil foi iniciado há cerca de um século e, desde então, dezenas de cercárias e alguns ciclos biológicos destes parasitos foram descritos no país. Na presente atualização, são discutidos aspectos relacionados ao diagnóstico diferencial entre as cercárias de espécies de importância médico-veterinária, como *Schistosoma mansoni* e *Fasciola hepatica*, e outras larvas de parasitos de animais silvestres. Uma chave de identificação dos principais tipos cercarianos e suas características biológicas gerais são apresentadas. Além disso, são discutidos os estudos destes parasitos com enfoque em biodiversidade, biologia evolutiva e ecologia, bem como sua possível utilização como bioindicadores e controladores biológicos, abordagens pouco utilizadas no Brasil.

DESCRITORES: Cercárias; moluscos; trematódeos; Brasil.

#### ABSTRACT

Larval trematodes in molluscs from Brazil: an overview and perspectives after a century of studies

The study of larval trematodes found in molluscs in Brazil began more than a century ago and since then dozens of cercariae species and some life cycles of these parasites were described in the country. In this update, aspects related to the differential diagnosis between cercariae species with medical and veterinary importance, such as *Schistosoma mansoni* and *Fasciola hepatica*, and larvae of parasites of wild animals are discussed. A taxonomic key for determination of the main larval types and their general biological characteristics are presented. Furthermore, the study of these parasites with emphasis on biodiversity, evolutionary biology and ecology, as well as their possible use as biomarkers and biological controllers, approaches still little employed in Brazil, are discussed.

KEY WORDS: Cercariae; snails; trematodes; Brazil.

---

1 Laboratório de Taxonomia e Biologia de Invertebrados, Departamento de Parasitologia, Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais. Caixa Postal 486, 30123-970, Belo Horizonte, Brasil.

Endereço para correspondência: Hudson Alves Pinto. E-mail: hudsonalves13@ig.com.br

Recebido para publicação em: 17/4/2013. Aceito em: 14/11/2013.

## INTRODUÇÃO

A participação de moluscos no ciclo biológico de trematódeos no Brasil foi relatada há um século quando o Dr. Augusto Pirajá da Silva observou larvas de trematódeos em uma amostra de *Biomphalaria glabrata* (Say, 1818) oriunda de Salvador-BA (39). Anos antes (1908) ele já havia encontrado o *Schistosoma mansoni* Sambon, 1907 no país. A larva, descrita como *Cercaria blanchardi*, não foi imediatamente associada ao *S. mansoni*, tarefa que coube a Adolpho Lutz (29). Desde então, vários estudos relacionados à epidemiologia da esquistossomose foram realizados no país, sendo diversas outras larvas de trematódeos relatadas em diferentes espécies de moluscos. Na presente atualização, são discutidos aspectos relacionados à elucidação de novas interações biológicas entre trematódeos e moluscos no Brasil.

## BREVE HISTÓRICO

Em uma esfera global, o conhecimento sobre larvas de trematódeos iniciou-se apenas no século XVIII. Primeiramente, com o holandês Jan Swammerdam, que verificou, ao dissecar um espécime de molusco, a presença de organismos cujas descrições e ilustrações demonstraram tratar-se de cercárias; depois, com o naturalista dinamarquês Otto Friedrich Müller ao encontrar larvas em amostras de água que, naquela época, foram consideradas organismos de vida livre descritos como um novo gênero: *Cercaria* (3, 12). A associação entre cercárias e moluscos foi verificada anos mais tarde, assim como o conhecimento de outros estágios de desenvolvimento de trematódeos (rédias, esporocistos, metacercárias e miracídios). Contudo, o conhecimento de que as cercárias são estágios larvares de trematódeos adultos concretizou-se apenas com a descrição do princípio da alternância de geração por Steenstrup, em 1882, o que estimulou a elucidação de ciclos biológicos, incluindo o da *Fasciola hepatica* Linnaeus, 1758, que foi um marco para o conhecimento da biologia destes parasitos (3, 12). Desde então, centenas de espécies de cercárias foram descritas e estudos experimentais foram realizados ao longo do século XX, visando à associação entre uma determinada cercária e o parasito adulto correspondente.

No Brasil, o estudo de larvas de trematódeos teve início com a descrição da *Cercaria blanchardi*, forma larvar do *S. mansoni*. Desde então, uma diversidade de cercárias foi relatada no Brasil. Nas primeiras décadas do século XX, exclusivamente por Adolpho Lutz e, posteriormente, por vários pesquisadores brasileiros e estrangeiros. Mais de uma centena de trabalhos científicos foram publicados no país, nos quais foi registrada a participação de moluscos na transmissão de trematódeos. Apenas em uma pequena fração destes a larva encontrada foi associada ao respectivo parasito adulto, de modo que a maior parte destes parasitos registrados em hospedeiros vertebrados no Brasil não possui

ainda seu ciclo biológico conhecido (38). Fica, assim, evidenciada a necessidade de estudos adicionais sobre a interação parasito-hospedeiro, os ciclos biológicos, a taxonomia e a ecologia destes parasitos no país.

## BIOLOGIA, MORFOLOGIA E TAXONOMIA

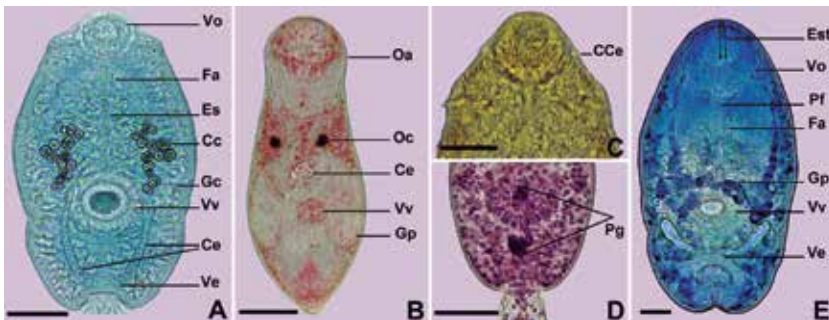
Os estudos realizados desde o final do século XIX demonstraram que, ao longo do processo evolutivo, ciclos biológicos e adaptações surgiram visando à manutenção das espécies de trematódeos. O padrão que envolve três eventos de transmissão e, conseqüentemente, três hospedeiros, é o mais frequente. No hospedeiro definitivo, na maioria das vezes um vertebrado, o parasito alcança a maturidade sexual, realizando a reprodução sexuada que resulta na produção de ovos que já contêm ou ainda darão origem a formas larvares denominadas miracídeos. Os hospedeiros intermediários, principalmente moluscos gastrópodes, tanto aquáticos quanto terrestres, infectam-se ativamente pela penetração do miracídio ou passivamente pela ingestão de ovos larvados, iniciando a fase de reprodução assexuada. Esta ocorre com a formação de esporocistos e/ou rédias e resulta na produção de cercárias por um processo de poliembrião (13, 47).

As cercárias são, em sua maioria, organismos de vida livre que emergem dos moluscos geralmente em grande número. São verificadas, na maioria das vezes, em ambientes aquáticos, sendo parte do zooplâncton. Como não se alimentam, dependem de uma reserva de glicogênio e, conseqüentemente, o tempo de vida para a maioria das espécies varia de poucas horas a alguns dias. Interessantes adaptações biológicas ocorreram visando maximizar a possibilidade de encontro das cercárias com o próximo hospedeiro. Entre estas, destacam-se: a produção de grande número de larvas; a liberação sincronizada em períodos de maior possibilidade de encontro com o hospedeiro, acompanhada de respostas a estímulos ambientais, físicos (luz, temperatura, gravidade) e químicos associados à presença deste e, ainda, o desenvolvimento de características morfológicas e comportamentais visando à sua atração (10, 20, 33, 47).

A maioria dos trematódeos necessita de um segundo hospedeiro intermediário, podendo ser anelídeos, anfíbios, artrópodes, equinodermas, moluscos, peixes, dentre outros. Nestes hospedeiros são formadas as metacercárias, formas infectantes que são transmitidas aos hospedeiros definitivos (anfíbios, aves, mamíferos, peixes e répteis) por ingestão do segundo hospedeiro intermediário. Embora este padrão que envolve relações tróficas seja o mais comum, outros mecanismos de transmissão são verificados, como a exclusão do segundo hospedeiro intermediário, em que as cercárias penetram ativamente na pele do hospedeiro definitivo (por exemplo, *S. mansoni*), e a formação de metacercárias em substrato sólido ou na película d'água (por exemplo, *F. hepatica*) (13).

As cercárias apresentam, em linhas gerais, corpo ovalado ou alongado e cauda simples ou bifurcada. A maioria das larvas possui duas ventosas cuja

disposição depende do tipo cercariano. O sistema digestório é composto por boca, pré-faringe, faringe (ausente em Schistosomatidae) e esôfago, que 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), pelos sensitivos e espinhos podem estar presentes. O corpo pode apresentar estruturas acessórias como colar de espinhos, estilete ou membrana dorsal. Células cistogênicas são encontradas nas espécies que se encistam. O primórdio genital localiza-se geralmente na porção posterior do corpo. As larvas de cauda bifurcada são subdivididas em dois grupos: brevifurcadas, cujas furcas são menores que a metade do tronco caudal, e longifurcadas com furcas maiores que a metade do tronco caudal. As furcas podem apresentar ou não membranas natatórias. O sistema excretor é composto por vesícula excretora localizada na porção posterior do corpo, podendo ser simples ou epitelial e com formatos distintos (oval, em forma de V, Y, ou I). Desta, partem de 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 para a identificação específica. Algumas espécies apresentam concreções circulares no interior dos canais excretores principais. A maior parte possui ainda canal excretor na cauda que termina em poro excretor. Algumas das estruturas gerais verificadas normalmente em larvas de trematódeos podem ser visualizadas na Figura 1.

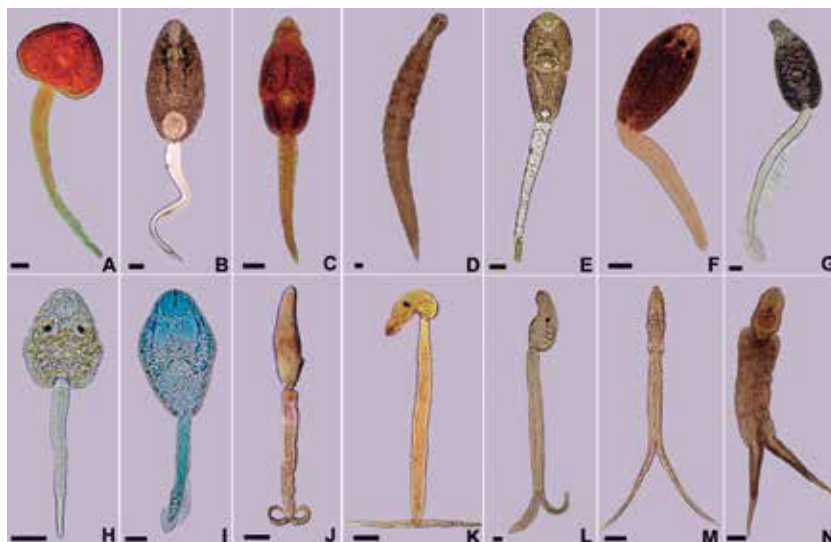


**Figura 1.** Algumas características morfológicas gerais avaliadas no estudo de larvas de trematódeos.

Abreviaturas: (Ce) cecos, (Cce) colar cefálico com espinhos, (Cc) concreções circulares, (Es) esôfago, (Est) estilete, (Fa) faringe, (Gc) glândulas cistogênicas, (Gp) glândulas de penetração, (Oa) órgão anterior, (Oc) ocelos, (Pg) primórdio genital, (Pf) pré-faringe, (Ve) vesícula excretora, (Vo) ventosa oral, (Vv) ventosa ventral. Colorações empregadas: (A, E) sulfato azul do Nilo, (B) vermelho neutro, (C) solução de Lugol, (D) carmim acetolúmen. Escalas: 50  $\mu$ m.

Do ponto de vista taxonômico, as larvas de trematódeos são organizadas em tipos morfológicos, sistema inicialmente proposto por Lühe (1909) (28) que foi, posteriormente, modificado e complementado por vários outros autores. Este

sistema, considerado artificial, é baseado em caracteres morfológicos básicos. Alguns dos tipos cercarianos comumente verificados em moluscos no Brasil podem ser visualizados na Figura 2.



**Figura 2.** Alguns tipos cercarianos verificados em moluscos no Brasil. (A) Gimnocéfala (cercária de *Fasciola hepatica*), (B) Anfistoma, (C) Equinostoma, (D) Magnacauda, (E) Megalura (*Philophthalmus gralli*), (F) Monostoma, (G, H) Pleurolofoerca, (I) Xifidiocercária, (J) Distoma brevifurcada afaringeada (cercária de *Schistosoma mansoni*), (K) Distoma brevifurcada faringeada (*Clinostomum* sp.), (L) Distoma brevifurcada faringeada (Spirorchiidae), (M) Distoma longifurcada faringeada (Estrigeocercária), (N) Distoma longifurcada faringeada com tronco caudal largo (*Apharyngostrigea* sp.). Escalas: 50 µm.

## IMPORTÂNCIA MÉDICA E VETERINÁRIA

Larvas de trematódeos apresentam importância médica e veterinária, uma vez que são estágios de transmissão de dois grupos básicos de doença: a esquistossomose, cuja infecção ocorre pela penetração direta de cercárias presentes em coleções aquáticas, e as doenças de transmissão alimentar (clonorquiose, fasciolose, heterofiose, paragonimose), adquiridas pela ingestão de água e alimentos crus ou malcozidos (principalmente peixes e crustáceos) (35). Além disso, larvas de esquistossomatídeos de aves podem penetrar na pele humana e ocasionar manifestações cutâneas que recebem a denominação de dermatite cercariana, considerada uma enfermidade emergente (21, 46).

No Brasil, *S. mansoni* é a espécie causadora da esquistossomose, que permanece como uma endemia nacional após um século da descoberta do parasito, com estimativas de que infecte cerca de 5% da população do país (11). Além disso,

há relatos sobre a infecção de seres humanos por *Ascocotyle (Phagicola) longa* Ramson, 1920 (7, 8), *F. hepatica* (1, 36) e *Paragonimus* sp. (26), que parasitam, respectivamente, intestino, fígado e pulmão. Apesar de existirem registros de algumas espécies de esquistossomatídeos de aves no país, a possível ocorrência de dermatite cercariana por estes parasitos é desconhecida ou negligenciada (37).

Do ponto de vista veterinário, as espécies de trematódeos com maior importância são parasitos de ruminantes e de peixes, embora várias outras tenham sido registradas em diferentes espécies de hospedeiros vertebrados no Brasil (50). Especificamente em bovinos, *F. hepatica*, *Eurytrema coelomaticum* (Giard & Billet, 1892) e paranfistomídeos, parasitos respectivamente do fígado, ductos pancreáticos e compartimentos estomacais, podem ocasionar alterações patológicas associadas a prejuízos à pecuária (4, 27, 43). As principais enfermidades causadas por trematódeos em peixes são ocasionadas pela formação de metacercárias, principalmente de representantes das famílias Clinostomidae e Diplostomidae (49). Apesar de seres humanos não serem os hospedeiros habituais destes parasitos, peixes que apresentem metacercárias são rejeitados pelos consumidores (25).

A identificação correta dos diferentes tipos larvais e dos moluscos transmissores é pré-requisito para o estudo epidemiológico das espécies 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 (38).

## LARVAS DE TREMATÓDEOS COMO CONTROLADORES BIOLÓGICOS

Algumas associações entre trematódeos e moluscos foram avaliadas como possíveis formas de controle biológico da esquistossomose. Espécies 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 e patológicas nos moluscos transmissores (redução do potencial reprodutivo, esterilidade e mortalidade) e possuem relação de antagonismo direto e/ou indireto com o parasito (9, 14, 22, 24). O conhecimento dessas relações antagonicas poderá contribuir para futuras estratégias de controle biológico que, de maneira integrada a outras medidas, auxiliarão na eliminação da doença.

Outra abordagem relacionada ao controle biológico baseia-se na formação de metacercárias em larvas de insetos. Estágios larvares de culicídeos dos gêneros *Aedes* Meigen, 1818, *Anopheles* Meigen, 1818 e *Culex* Linnaeus, 1758, transmissores respectivamente do dengue, da malária e da filariose linfática, podem atuar como segundo hospedeiro intermediário de espécies dos gêneros *Haematoleuchus* 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, à mortalidade e à ocorrência de malformação em mosquitos adultos (6, 40), o que pode contribuir para a redução de populações destes insetos.

## LARVAS DE TREMATÓDEOS COMO BIOINDICADORES

Bioindicadores são organismos que desenvolvem mudanças fisiológicas ou químicas em consequência de alterações ambientais. Neste contexto, a presença de larvas de trematódeos pode estar relacionada à diversidade e à abundância dos diferentes tipos de hospedeiros envolvidos nos ciclos biológicos, indicando o funcionamento de interações tróficas em uma dada localidade (15, 16, 17,31).

Elevada diversidade e abundância de cercárias estão relacionadas à presença das várias espécies de hospedeiros envolvidas nos respectivos ciclos biológicos, o que constitui indicativo de condição ambiental favorável. Por outro lado, a diversidade de larvas de trematódeos é menor em localidades degradadas ou em ambientes contendo espécies invasoras (16).

O monitoramento de áreas impactadas demonstrou que a prevalência e a riqueza de espécies de trematódeos aumentaram após a realização de projetos de restauração ecológica (17). Fatores tais como tempo, menor custo e facilidade de amostragem e análise, quando comparados ao estudo de hospedeiros vertebrados, fazem das larvas de trematódeos bons candidatos a bioindicadores (17, 18, 44).

O efeito da poluição de ambientes aquáticos na biologia de diferentes grupos de parasitos, incluindo trematódeos, tem recebido a atenção de vários pesquisadores. Dependendo dos parasitos e hospedeiros, a poluição pode ter efeitos positivos ou negativos (5, 31, 48). Alterações imunológicas e fisiológicas nos hospedeiros invertebrados e vertebrados induzidas por diferentes poluentes, principalmente pelos metais e pela acidificação, podem resultar em efeito negativo na transmissão destes parasitos (5, 23, 34). Por outro lado, a eutrofização parece favorecer o estabelecimento de algumas espécies de trematódeos, resultado da maior presença de hospedeiros invertebrados e definitivos (19, 23, 45).

## METODOLOGIA DE ESTUDO

Os aspectos metodológicos relacionados a coleta, identificação dos moluscos e análise da infecção por larvas de trematódeos são, em linhas gerais, os mesmos utilizados nos estudos de campo relacionados aos transmissores da esquistossomose, os quais podem ser consultados em Amaral et al. (2008) (2).

Para caracterização e identificação de um determinado tipo cercariano encontrado, as larvas obtidas necessitam ser preliminarmente estudadas em microscópio de luz. Inicialmente, o exame a fresco com o auxílio de corantes vitais permite a visualização de estruturas importantes para o diagnóstico. As cercárias

obtidas devem ser mortas (preferencialmente em água a 70°C), fixadas (formalina a 10%), coradas e montadas em lâminas permanentes como recomendado por Melo (2008) (32). Atualmente, sugere-se também a fixação de parte do material em álcool para a realização de futuras análises moleculares.

Em estudos com enfoque na epidemiologia da esquistossomose ou da fasciolose, a caracterização morfológica básica é uma etapa de extrema relevância para o diagnóstico diferencial entre as larvas de importância médica e veterinária (*S. mansoni*, *F. hepatica*, *Paramphistomum* spp.) e cercárias de outras espécies de trematódeos comumente encontradas em moluscos no país. A morfometria de espécimes fixados e a comparação entre as medidas apresentadas por diferentes autores auxiliam na identificação.

A associação entre determinada larva e seu respectivo parasito adulto é, na maioria das vezes, difícil. Com exceção de algumas espécies de importância médica e veterinária, por demais conhecidas, o estudo morfológico apenas das cercárias não possibilita a identificação específica dos parasitos. A determinação do tipo cercariano fornece informações sobre possíveis famílias, potenciais hospedeiros definitivos e prováveis mecanismos de transmissão dos parasitos. Tais informações podem direcionar os interessados na realização de estudos experimentais adicionais.

Nos últimos tempos, o conhecimento da biologia e taxonomia de outros parasitos transmitidos por moluscos vem adquirindo importância em um contexto relacionado à biodiversidade. Nesse sentido, estudos laboratoriais são necessários para a determinação de ciclos biológicos ainda desconhecidos. Tais estudos exigem a manutenção em laboratório de hospedeiros intermediários (por exemplo, moluscos, insetos, peixes) e definitivos (roedores e aves) livres de infecção, os quais são expostos às formas infectantes dos parasitos (cercárias ou metacercárias). Apesar das dificuldades inerentes a este tipo de experimentação, que não raramente demonstra insucesso, tais estudos podem permitir a obtenção dos demais estágios de desenvolvimento, incluindo os parasitos adultos utilizados para a identificação. Esta abordagem experimental tem sido realizada em estudos conduzidos ao longo do último século, possibilitando a identificação e elucidação de aspectos do ciclo biológico e dos moluscos transmissores de cerca de 50 espécies de trematódeos encontradas em 23 espécies de moluscos no Brasil (38).

Recentemente, marcadores moleculares foram utilizados no estudo de larvas de outros trematódeos. Entretanto, para a maior parte das espécies de trematódeos neotropicais não existem ainda sequências moleculares conhecidas. No Brasil, estudos utilizando métodos moleculares para a identificação de cercárias têm sido realizados quase que exclusivamente para *S. mansoni* e *F. hepatica*.

## CHAVE TAXONÔMICA PARA DETERMINAÇÃO DE TIPOS CERCARIANOS

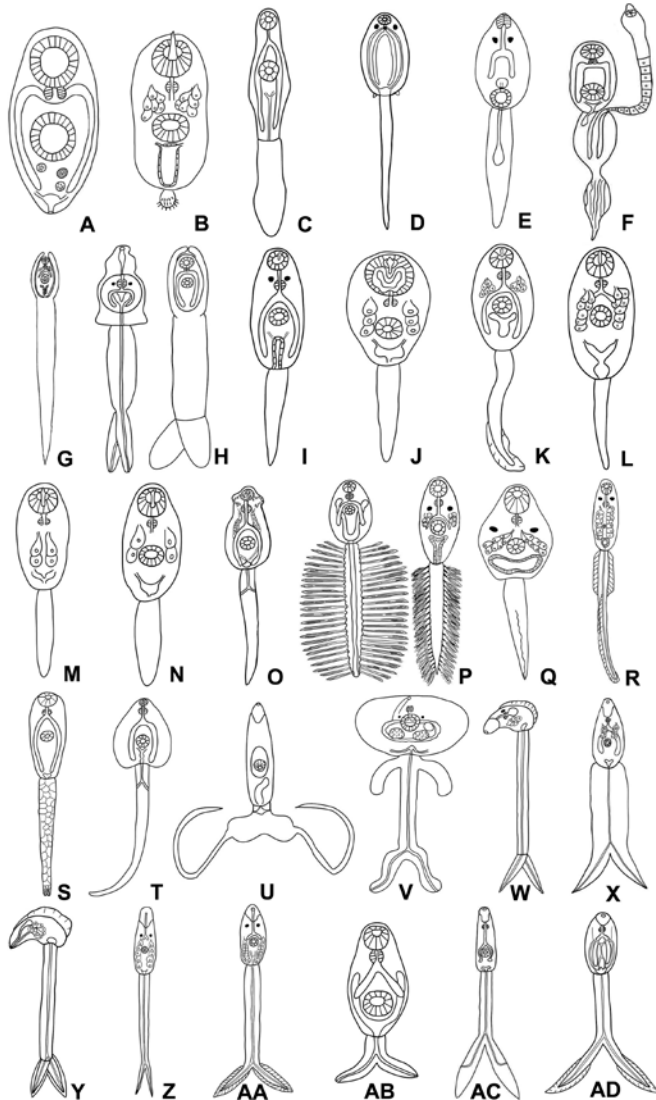
A maior parte dos estudos sobre cercárias realizados no país nas últimas décadas utilizaram, para a determinação de tipos cercarianos, chaves de



identificação de larvas encontradas em moluscos da América do Norte e Europa (12, 42). Além disso, outras chaves taxonômicas elaboradas por pesquisadores brasileiros (30, 32, 41) não contemplam alguns tipos e grupos cercarianos ou necessitam de atualização. De fato, vários dos termos técnicos utilizados no estudo destes parasitos não possuem ainda expressões correspondentes no idioma pátrio. Portanto, foi elaborada uma chave de identificação que contempla maior diversidade de tipos cercarianos, sendo suas ilustrações e características biológicas gerais apresentadas a seguir.

<b>Chave para determinação de cercárias</b>		
1a	Cauda ausente	<b>Cercariaeum</b> (Fig. 3A)
1b	Cauda presente	2
2a	Cauda simples	3
2b	Cauda bifurcada	<b>Furcocercária</b> (Fig. 3 U-AD) 21
3a	Cauda curta em forma de protuberância ou taça	<b>Microcerca</b> (Fig. 3B)
3b	Cauda longa, maior ou igual ao corpo	4
4a	Cauda com largura igual ou maior do que o corpo	<b>Ropalocerca</b> (Fig. 3C)
4b	Cauda com largura menor do que o corpo, geralmente afilada	5
5a	Ventosa ventral ausente	<b>Monostoma</b> (Fig. 3D)
5b	Ventosa ventral presente ou vestigial	6
6a	Ventosa ventral na região posterior do corpo	<b>Anfistoma</b> (Fig. 3E)
6b	Ventosa ventral na região mediana do corpo	7
7a	Cauda muito larga, extremidade anterior contendo cavidade que pode armazenar o corpo	<b>Macrocerca</b> (Fig. 3F-H) 8
7b	Cauda estreita, corpo anterior à cauda	10
8a	Cauda em forma de bulbo com apêndice	<b>Cistófora</b> (Fig. 3F)
8b	Cauda sem bulbo e sem apêndice	9
9a	Cauda muito longa e espessa, com a extremidade pontiaguda	<b>Cistocerca</b> (Fig. 3G)
9b	Cauda espessa com duas nadadeiras posteriores	<b>Furcocistocerca</b> (Fig. 3H)
10a	Presença de estilete na ventosa oral	11
10b	Sem estilete na ventosa oral	16
11a	Sem ocelos pigmentados	<b>Xifidocercária</b> (Fig. 3J-N) 12
11b	Com ocelos pigmentados	<b>Oftalmoxifidocercária</b> (Fig. 3I)
12a	Larvas maiores que 200µm	13
12b	Larvas menores que 200µm	15
13a	Presença de órgão vírgula na ventosa oral, cauda menor do que o corpo	<b>Grupo Virgulata</b> (Fig. 3J)
13b	Órgão vírgula ausente, cauda igual ou maior que o corpo	14
14a	Ventosa ventral menor que a ventosa oral, cauda com membrana natatória	<b>Grupo Ornata</b> (Fig. 3K)

14b	Ventosas de mesmo tamanho, cauda sem membrana natatória	<b>Grupo Armata</b> (Fig. 3L)
15a	Ventosa ventral ausente ou vestigial	<b>Grupo Ubiquita</b> (Fig. 3M)
15b	Ventosa ventral menor que a oral	<b>Grupo Microcotile</b> (Fig. 3N)
16a	Presença de collar cefálico com ou sem espinho	<b>Equinostoma</b> (Fig. 3O)
16b	Sem collar cefálico	19
17a	Cauda com raios ( <i>finlets</i> )	<b>Tricocerca</b> (Fig. 3P)
17b	Cauda lisa, sem raios	18
18a	Cauda com membranas natatórias, com ocelos	19
18b	Cauda sem membranas natatórias, sem ocelos	20
19a	Cauda apenas com membrana natatória dorso-ventral	<b>Pleurolofocerca</b> (Fig. 3Q)
19b	Cauda com membrana natatória dorso-ventral e lateral	<b>Parapleurolofocerca</b> (Fig. 3R)
20a	Extremidade caudal com glândulas adesivas	<b>Megalura</b> (Fig. 3S)
20b	Extremidade da cauda sem glândulas adesivas	<b>Gimnocéfala</b> (Fig. 3T)
21a	Tronco caudal muito curto, furcas longas, boca ventral	<b>Gasterostoma</b> (Fig. 3U)
21b	Tronco caudal longo, furca, boca na região anterior	22
22a	Cauda com um par de apêndices anteriores	<b>Transversotrematidae</b> (Fig. 3V)
22b	Cauda sem um par de apêndices anteriores	23
23a	Furca menor ou igual à metade do tronco caudal (cauda brevifurcada)	24
23b	Furca maior que a metade do tronco caudal (cauda longifurcada)	28
24a	Faringe presente (Faringeada)	25
24b	Faringe ausente (Afaringeada)	26
25a	Tronco caudal estreito, corpo com membrana natatória dorsal, ceco em forma de bulbo, com ocelos	<b>Distoma Brevifurcada Faringeada</b> (Fig. 3W)
25b	Tronco caudal largo, cecos longos, sem ocelos pigmentados	<b>Distoma Brevifurcada Faringeada com Tronco Caudal Largo</b> (Fig. 3X)
26a	Com membrana natatória dorsal ao corpo, ventosa ventral ausente	<b>Monostoma Brevifurcada Afaringeada (Lofocercária)</b> (Fig. 3Y)
26b	Sem membrana natatória dorsal ao corpo, ventosa ventral presente, com ou sem ocelos	<b>Distoma Brevifurcada Afaringeada (grupo Ocellata)</b> 27
27a	Membranas natatórias, quando presentes, sem espinhos	Schistosomatidae (Fig. 3Z)
27b	Furcas com membranas natatórias com espinhos	Spirorchiidae (Fig. 3AA)
28a	Cecos curtos, vesícula excretora grande em U	<b>Dicotoma</b> (Fig. 3AB)
28b	Cecos longos, vesícula excretora pequena	29
29a	Ventosa ventral desenvolvida, um par de ductos excretores coletores	<b>Distoma Longifurcada Faringeada (Estrigeocercária)</b> (Fig. 3AC)
29b	Ventosa ventral vestigial ou ausente, dois pares de ductos excretores coletores	<b>Monostoma Longifurcada Faringeada (Vivax cercaria)</b> (Fig. 3AD)



**Figura 3.** Principais tipos cercarianos encontrados em moluscos.

(A) Cercariaeum, (B) Microcerca, (C) Ropalocerca, (D) Monostoma, (E) Anfishoma, (F) Cistófora, (G) Cistocerca, (H) Furcocistocerca, (I) Oftalmoxifidiocercária, (J-N) Xifidiocercária, (J) Grupo Virgulata, (K) Grupo Omata, (L) Grupo Armata, (M) Grupo Ubiquita, (N) Grupo Microcotile, (O) Equinostoma, (P) Tricocerca, (Q) Pleurolofofocerca, (R) Parapleurolofofocerca, (S) Megalura, (T) Gimnocéfala, (U) Gasterostoma, (V) Transversotrematidae, (W) Distoma brevifurcada faringeada, (X) Distoma brevifurcada faringeada com tronco caudal largo, (Y) Monostoma brevifurcada afaringeada, (Z, AA) Distoma brevifurcada afaringeada, (AB) Dicotoma, (AC) Distoma longifurcada faringeada, (AD) Monostoma longifurcada faringeada.

## CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS GERAIS DOS TIPOS CERCARIANOS

As principais características biológicas, incluindo grupos de moluscos transmissores, padrões de ciclos biológicos, possíveis famílias e classes dos potenciais hospedeiros definitivos, são explicitadas a seguir para os 25 tipos cercarianos apresentados na chave de identificação. Além disso, os termos utilizados em inglês para a respectiva nomeação são exibidos entre parênteses para cada tipo cercariano listado abaixo.

**Anfistoma** (*Amphistome*) (Figura 3E): Larvas encontradas em moluscos pulmonados aquáticos, sendo produzidas em rédias em representantes da superfamília Paramphistomoidea, na qual estão incluídas algumas espécies que parasitam ruminantes. Após emergir, encistam-se em substrato sólido.

**Cercariaeum** (*Cercariaeum*) (Figura 3A): Larvas encontradas principalmente em moluscos terrestres, sendo formadas em esporocistos por representantes das famílias Brachylaimidae, Cyclocoelidae, Leucochlorididae. No gênero *Leucochloridium*, as cercárias e metacercárias são formadas em esporocistos que desenvolvem projeções coloridas e pulsáteis nas antenas dos moluscos. Aves são os hospedeiros definitivos.

**Cistocerca** (*Cystocercous*) (Figura 3G): Larvas encontradas em moluscos bivalves de água doce, sendo produzidas em esporocistos por representantes da família Gorgoderidae, parasitos de anfíbios. Após emergir, encistam-se em insetos ou girinos.

**Cistófora** (*Cystophorous*) (Figura 3F): Larvas encontradas em moluscos gastrópodes de água doce, sendo produzidas em rédias por trematódeos da família Hemiuridae, parasitos de anfíbios. Metacercárias livres desenvolvem-se em copépodes.

**Dicotoma** (*Dichotoma*) (Figura 3AB): Larvas encontradas em moluscos bivalves marinhos, sendo produzidas em metacercárias partenogênicas por representantes da família Gymnophallidae, parasitos de aves marinhas. Após emergir, formam metacercárias em outro molusco ou anelídeos poliquetos. Ainda não foram relatadas no Brasil.

**Equinostoma** (*Echinostome*) (Figura 3O): Larvas encontradas em moluscos gastrópodes, sendo produzidas em rédias por espécies das famílias Echinostomatidae e Psilostomidae. Os adultos parasitam diferentes classes de vertebrados. Após emergirem, as cercárias encistam-se em moluscos, peixes ou anfíbios. Algumas espécies do gênero *Echinostoma* são parasitos de seres humanos na Ásia.

**Furcocistocerca** (*Furcocystocercous*) (Figura 3H): Larvas encontradas em moluscos prosobrânquios, sendo produzidas em rédias por espécies pertencentes à família Azygiidae ou Bivesiculidae, parasitos intestinais de peixes. As cercárias desenvolvem-se em parasitos adultos após serem ingeridas pelos hospedeiros definitivos. Ainda não foram relatadas em moluscos no Brasil.

**Gasterostoma** (*Gasterostome*) (Figura 3U): Larvas encontradas em moluscos bivalves, sendo produzidas em esporocistos ramificados por representantes da família Bucephalidae, parasitos intestinais de peixes. Após emergir, penetram e encistam-se na musculatura de peixes. Estes parasitos estão associados à ocorrência de prejuízos à mariscocultura.

**Gimnocéfala** (*Gymnocephalous*) (Figura 3T): Larvas encontradas em diferentes espécies de gastrópodes, sendo geralmente produzidas por rédias em várias famílias de trematódeos. Entre estas, as cercárias de Fasciolidae encistam-se em substrato sólido ou na película d'água. Outras espécies necessitam de um segundo hospedeiro intermediário.

**Megalura** (*Megalurous*) (Figura 3S): Larvas encontradas em moluscos prosobrânquios, sendo produzidas em rédias por representantes da família Philophthalmidae, incluindo espécies do gênero *Philophthalmus*, parasitos do globo ocular de aves e mamíferos já relatados em seres humanos. As metacercárias são formadas em substrato sólido ou na película d'água.

**Microcerca** (*Microcercous*) (Figura 3B): Larvas encontradas em moluscos prosobrânquios, sendo produzidas em rédias por representantes da família Paragonimidae, especialmente *Paragonimus westermani*, parasito pulmonar de humanos na Ásia. Metacercárias são encontradas em artrópodes. Algumas espécies de Dicrocoelidae, como o *E. coelomaticum*, também possuem este tipo cercariano.

**Monostoma** (*Monostome*) (Figura 3D): Larvas encontradas em gastrópodes aquáticos, sendo produzidas em rédias por espécies de Notocotylidae, parasitos de aves e mamíferos, e Pronocephalidae, parasitos de quelônios. Metacercárias são formadas em substrato sólido ou na película d'água.

**Parapleurolofocerca** (*Parapleurolophocercous*) (Figura 3R): Larvas encontradas em moluscos prosobrânquios, sendo produzidas em rédias por alguns gêneros de Heterophyidae (subfamília Haplorchiinae), parasitos intestinais de aves e mamíferos. Metacercárias são formadas em peixes.

**Pleurolofocerca** (*Pleurolophocercous*) (Figura 3Q): Larvas encontradas em moluscos prosobrânquios, sendo produzidas em rédias por espécies de

Cryptogonimidae (parasitos de peixes), Heterophyidae e Opisthorchiidae (parasitos de aves e mamíferos). Metacercárias são formadas em peixes. *Clonorchis sinensis* e *Opisthorchis* spp., importantes parasitos do sistema biliar de seres humanos na Ásia, e *A. (P.) longa*, já relatados em humanos no Brasil, possuem este tipo de larva.

**Ropalocerca** (*Rhopalocercous*) (Figura 3C): Larvas encontradas em moluscos bivalves de água doce, sendo produzidas em esporocistos por algumas espécies da família Gorgoderidae, parasitos de anfíbios e peixes. Formam metacercárias no próprio molusco primeiro hospedeiro intermediário.

**Transversotrematidae** (*Transversotrematid*) (Figura 3V): Larvas encontradas em moluscos prosobrânquios, sendo produzidas em rédias e, após emergir, aderem às partes externas de peixes, desenvolvendo-se diretamente em adultos. Este tipo de larva ainda não foi relatado no Brasil.

**Tricocerca** (*Tricocercous*) (Figura 3P): Larvas encontradas em moluscos marinhos, sendo produzidas em esporocistos por representantes da família Fellodistomidae, ou em rédias por Lepocreadidae. Os adultos são parasitos intestinais de peixes. A transmissão ocorre pela ingestão direta das cercárias (em Fellodistomidae) ou por metacercárias formadas em turbelários e anelídeos (em Lepocreadidae). Larvas ainda não relatadas no Brasil.

**Xifidiocercária** (*Xiphidiocercaria*) (Figura 3J-N): Larvas encontradas em moluscos gastrópodes aquáticos, sendo produzidas em esporocistos. Metacercárias são formadas principalmente em larvas de insetos aquáticos (Odonata, Diptera, Coleoptera) ou em anfíbios. Este tipo cercariano subdivide-se nos seguintes grupos:

Grupo Armata (*Armatae*) (Figura 3L) - larvas produzidas por espécies de diferentes famílias como Plagiorchiidae (parasitos de todas as classes de vertebrados), Telorchiidae (parasitos de anfíbios e répteis) e Reniferidae (parasitos de répteis). Metacercárias são formadas em larvas de insetos, moluscos ou anfíbios.

Grupo Microcotile (*Microcotilous*) (Figura 3N) - larvas encontradas em diferentes famílias como Eumegacetidae, parasitos de aves.

Grupo Ornata (*Ornatae*) (Figura 3K) - larvas produzidas por representantes das famílias Macroderoididae e Haplometridae, cujos adultos são parasitos de anfíbios.

Grupo Ubiquita (*Ubiquita*) (Figura 3M) - larvas produzidas por algumas espécies da família Microphallidae, parasitam o intestino de aves. Metacercárias são formadas em crustáceos ou no próprio molusco hospedeiro intermediário.

Grupo Virgulata (*Virgulate*) (Figura 3J) – larvas produzidas por representantes da família Lecithodendridae, são constituídas por parasitos intestinais de quirópteros que formam metacercárias em insetos.

**Oftalmoxifidiocercária** (*Ophthalmoxiphidiocercaria*) (Figura 3I): Larvas encontradas em moluscos bivalves, sendo produzidas em rédias por espécies de Allocreadidae, parasitos intestinais de peixes. Metacercárias são formadas em artrópodes (insetos e microcrustáceos). Tipo cercariano ainda não relatado no país.

**Distoma brevifurcada faringeada** (*Brevifurcate pharyngeate distome*) (Figura 3W): Larvas encontradas em moluscos gastrópodes, sendo produzidas em rédias por representantes da família Clinostomidae, parasitos da cavidade oral de aves. Metacercárias são formadas em peixes. Casos de infecção acidental de seres humanos por espécies de *Clinostomum* já foram relatados.

**Distoma brevifurcada faringeada com tronco caudal largo** (*Brevifurcate pharyngeate distome with swollen tailstem*) (Figura 3X): Larvas encontradas em moluscos planorbídeos, sendo produzidas em esporocistos por espécies de *Apharyngostrigea* (Strigeidae). Metacercárias são formadas na cavidade abdominal de peixes.

**Monostoma brevifurcada afaringeada** (*Brevifurcate apharyngeate monostome*) (Figura 3Y): Larvas encontradas em moluscos gastrópodes, sendo produzidas em esporocistos por representantes da família Sanguinicolidae, parasitos do sistema circulatório de peixes. Penetram ativamente na pele dos hospedeiros definitivos. Larvas ainda não relatadas no país.

**Distoma brevifurcada afaringeada** (*Brevifurcate apharyngeate distome*) (Figuras 3Z, 3AA): Larvas encontradas em moluscos gastrópodes, sendo produzidas em esporocistos por representantes das famílias Schistosomatidae, parasitos do sistema circulatório de aves e mamíferos, e Spirorchiiidae, parasitos sanguíneos de quelônios. A transmissão ocorre por penetração das larvas na pele ou mucosas dos hospedeiros definitivos.

**Distoma longifurcada faringeada** (*Longifurcate pharyngeate distome*) (Figura 3AC): Larvas encontradas em moluscos gastrópodes, sendo produzidas em esporocistos por representantes das famílias Diplostomidae e Strigeidae, parasitos intestinais de aves e mamíferos. Metacercárias são formadas em anelídeos, peixes, moluscos ou anfíbios.

**Monostoma longifurcada faringeada** (*Longifurcate pharyngeate monostome*) (Figura 3AD): Larvas encontradas em moluscos gastrópodes, sendo produzidas em esporocistos por representantes da família Cyatocotylidae, parasitos intestinais de aves e mamíferos. Metacercárias desenvolvem-se em peixes e anfíbios.

## CONSIDERAÇÕES FINAIS

Embora um conhecimento significativo sobre larvas de trematódeos tenha sido adquirido após um século de estudos no Brasil, a diversidade destes parasitos em moluscos certamente encontra-se subestimada no país. De fato, a maior parte das espécies descritas em hospedeiros vertebrados no Brasil não possui ainda seu ciclo biológico e moluscos transmissores conhecidos. Estudos parasitológicos nesta área do conhecimento devem ser encorajados e podem resultar na determinação da ocorrência de novas áreas de transmissão de *S. mansoni*, *F. hepatica* e de outros parasitos que podem, no futuro, adquirir importância médica e veterinária. Além disso, são praticamente inexistentes estudos relacionados à utilização destes organismos como bioindicadores e controladores biológicos no Brasil. Por outro lado, o avanço nestas áreas depende ainda dos conhecimentos básicos sobre a biologia e taxonomia destes helmintos, sendo necessários, portanto, esforços para a elucidação de um número maior de interações entre moluscos e trematódeos no país.

## REFERÊNCIAS

1. Amaral ADF, Buseti ET. Fasciolose hepática humana no Brasil. *Rev Inst Med Trop São Paulo* 21: 141-145, 1979.
2. Amaral RS, Thiengo SC, Pieri OS (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, 2008.
3. Andrews SJ. The life cycle of *Fasciola hepatica*. In: Dalton JP (ed.). *Fasciolosis*. CAB International. Cambridge, 1999.
4. Bassani CA, Sangioni LA, Saut JPE, Headley SA, Yamamura MH. Euritrematose bovina. *Semina Ciênc Agrar* 28: 299-316, 2007.
5. Blanaer CA, Munkittrick KR, Houlahan J, MacLatchy DL, Marcogliese DJ. Pollution and parasitism in aquatic animals: a meta-analysis of effect size. *Aquat Toxicol* 93: 8-28, 2009.
6. Carvalho GA, Andrade CFS, Ueta MT. Experimental infection of *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) larvae with the xiphidiocercariae of a hematolechid. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 97: 573-578, 2002.
7. Chieffi PP, Gorla MCO, Torres DMAGV, Dias RMDS, Mangini ACS, Monteiro AV, Woiciechowski E. Human infection by *Phagicola* sp. (Trematoda, Heterophyidae) in the municipality of Registro, São Paulo State, Brazil. *J Trop Med Hyg* 95: 346-348, 1992.
8. Chieffi PP, Leite OH, Dias RMDS, Torres DMAGV, Mangini ACS. Human parasitism by *Phagicola* sp. (Trematoda, Heterophyidae) in Cananéia, São Paulo State, Brazil. *Rev Inst Med Trop São Paulo* 32: 285-288, 1990.
9. Combes C. Trematodes: antagonism between species and sterilizing effects on snails in biological control. *Parasitology* 84: 151-175, 1982.
10. Combes C, Fournier A, Moné H, Théron A. Behaviours in trematode cercariae that enhance parasite transmission: patterns and process. *Parasitology* 109 (Suppl): 3-15, 1994.
11. Coura JR, Amaral RS. Epidemiological and control aspects of schistosomiasis in Brazilian endemic areas. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 99 (Suppl 1): 13-19, 2004.
12. Dawes B. *The Trematoda, with Special Reference to British and European Forms*. Cambridge University Press. London, 1946, reprinted with corrections 1956, reissued, 1968.
13. Esch GW, Barger MA, Fellis KJ. The transmission of digenetic trematodes: style, elegance, complexity. *Integr Comp Biol* 42: 304-312, 2002.



14. Esteban JG, Muñoz-Antoli C, Trelis M, Toledo R. Effects of nonschistosome larval trematodes on *Biomphalaria* snails. In: Toledo R, Fried B. *Biomphalaria Snails and Larval Trematodes*. Springer. New York, 2011.
15. Hechinger RF, Lafferty KD, Huspeni TC, Brooks AJ, Kuris AM. 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, 2007.
16. Hudson PJ, Dobson AP, Lafferty KD. Is a healthy ecosystem one that is rich in parasites? *Trends Ecol Evol* 21: 381-385, 2006.
17. Huspeni TC, Lafferty KD. Using larval trematodes that parasitize snails to evaluate a salt-marsh restoration project. *Ecol Appl* 14: 795-804, 2004.
18. Huspeni TC, Hechinger RF, Lafferty KD. Trematode parasites as estuarine indicators: opportunities, applications and comparisons with conventional community approaches. In: Bortone SA (ed.). *Estuarine Indicators*. CRC Press. Boca Raton, 2005.
19. Johnson PTJ, Chase JM, Dosch KL, Hartson RB, Gross JA, Larson DJ, Sutherland DR, Carpenter SR. Aquatic eutrophication promotes pathogenic infection in amphibians. *PNAS* 104: 15781-15786, 2007.
20. Koehler AV, Brown B, Poulin R, Thieltges DW, Fredensborg, BL. Disentangling phylogenetic constraints from selective forces in the evolution of trematode transmission stage. *Evol Ecol* 26: 1497-1512, 2012.
21. Kolářová L. Schistosomes causing cercarial dermatitis: a mini-review of current trends in systematics and of host specificity and pathogenicity. *Folia Parasitol* 54: 81-87, 2007.
22. Kuris AM, Lafferty KD. Community structure: larval trematodes in snail hosts. *Ann Rev Ecol Syst* 25: 189-217, 1994.
23. Lafferty KD. Environmental parasitology: what can parasites tell us about human impacts on the environment? *Parasitol Today* 13: 251-256, 1997.
24. Lafferty KD, Kuris AM. Parasitic castration: the evolution and ecology of body snatchers. *Trends Parasitol* 25: 564-572, 2009.
25. Lane RL, Morris JE. Biology, prevention and effects of common grubs (digenetic trematodes) in freshwater fish. *US Dep Agric, Tech Bull*, 115: 1-6, 2000.
26. Lemos ACM, Coelho JC, Matos ED, Montal G, Aguiar F, Badaró R. Paragonimiasis: first case reported in Brazil. *Braz J Infect Dis* 11: 153-156, 2007.
27. Lovato M, Toneto CJ, Barbosa TMC, Lagaggio VRA, Noal SA, Gai ZT. Casuística de *Paramphistomum* sp. (Fischoeder, 1901) em ruminantes - uma revisão. *Rev Bras Med Vet* 23: 250-256, 2001.
28. Lühe M. Parasitische Plattwürmer I, Trematodes. *Die Süßwasserfauna Deutschlands* 17: 1-217, 1909.
29. Lutz, A. O *Schistosomum mansoni* e a schistosomatose, segundo observações feitas no Brasil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 11: 121-155, 1919.
30. Lutz, A. Introdução ao estudo da evolução de endotrematodes brasileiros. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 14: 95-103, 1922.
31. Marcogliese DJ. Parasites of the superorganism: are they indicators of ecosystem health? *Int J Parasitol* 35: 705-716, 2005.
32. Melo AL. Formas larvais de trematódeos encontradas em moluscos límnicos. In: Amaral RS, Thiengo SC, Pieri OS (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, 2008.
33. Morley NJ. Cercariae (Platyhelminthes: Trematoda) as neglected components of zooplankton communities in freshwater habitats. *Hydrobiologia* 691: 7-19, 2012.
34. Morley NJ, Lewis JW, Hoole D. Pollutant-induced effects on immunological and physiological interactions in aquatic host-trematode systems: implications for parasite transmission. *J Helminth* 80: 137-149, 2006.
35. Muller R, Wakelin D. *Worms and Human Disease*. 2nd ed, CAB International. Wallingford, 2002.

36. Pile E, Gazeta G, Santos JAA, Coelho B, Serra-Freire NM. Ocorrência de fascioliasis humana no município de Volta Redonda, RJ, Brasil. *Rev Saúde Públ* 34: 413-414, 2000.
37. Pinto HA, Mati VLT, Melo AL. Dermatite cercariana por esquistossomatídeos de aves: é possível a ocorrência de casos no Brasil? *Rev Patol Trop* 41: 1-14, 2012.
38. Pinto HA, Melo AL. A checklist of larval trematodes (Platyhelminthes) in molluscs from Brazil. *Zootaxa* 3666: 449-475, 2013.
39. Pirajá da Silva MA. Cercaire brésilienne (*Cercaria blanchardi*) a queue bifurquée. *Arch Parasitol* 15: 398-400, 1912.
40. Rao PV, Babu R, Gurappa K, Kumar AG. Larval mosquito control through deployment of xiphidiocercariae. *J Invert Pathol* 46: 1-4, 1985.
41. Ruiz JM. Noções técnicas aplicadas à epidemiologia da Schistosomose. I. Captura de moluscos. Pesquisa e reconhecimento de cercárias. *An Fac Farm Odont Univ São Paulo* 10: 41-62, 1952.
42. Schell S. *How to Know the Trematodes*. Wm. C. Brown Co. Pub., Dubuque, 1970.
43. Serra-Freire, N.M. Fasciolose hepática. *Hora Vet* 1: 13-18, 1995.
44. Shea J, Kersten GJ, Puccia CM, Stanton AT, Stiso SN, Helgeson ES, Back EJ. 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, 2012.
45. Soldánová M, Kostadinova A. Rapid colonisation of *Lymnaea stagnalis* by larval trematodes in eutrophic ponds in central Europe. *Int J Parasitol* 41: 981-990, 2011.
46. Soldánová M, Selbach C, Kalbe M, Kostadinova A, Sures B. Swimmer's itch: etiology, impact, and risk factors in Europe. *Trends Parasitol* 29: 65-74, 2013.
47. Sukhdeo MVK, Sukhdeo SC. Trematode behaviours and the perceptual worlds of parasites. *Can J Zool* 82: 292-315, 2004.
48. Sures B. Environmental parasitology interactions between parasites and pollutants in the aquatic environment. *Parasite* 15: 434-438, 2008.
49. Thatcher VE. *Trematódeos Neotropicais*. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Manaus, 1993.
50. Travassos L, Freitas JFT, Kohn A. Trematódeos do Brasil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 67: 1-886, 1969.