

Cadernos Técnicos de

ISSN 1676-6024

VETERINÁRIA e ZOOTECNIA

Nº 101 - FEVEREIRO DE 2022



DOENÇAS PARASITÁRIAS EM PEIXES DE PRODUÇÃO



FEPE
FUNDAÇÃO DE APOIO AO ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO

Conselho Regional de
Medicina Veterinária do
Estado de Minas Gerais
CRMV-MG



Conselho Regional de Medicina Veterinária do Estado de Minas Gerais

PROJETO DE EDUCAÇÃO CONTINUADA

É o CRMV-MG participando do processo de atualização técnica dos profissionais e levando informações da melhor qualidade a todos os colegas.



VALORIZAÇÃO PROFISSIONAL
compromisso com você

www.crmvmg.org.br



Editorial

A Escola de Veterinária e o Conselho Regional de Medicina Veterinária de Minas Gerais têm a satisfação de encaminhar à comunidade veterinária e zootécnica mineira um volume dos Cadernos Técnicos dedicado à descrição das principais doenças parasitárias que afetam a produção comercial de peixes, especialmente as criações de espécies nativas. A viabilidade da aquacultura empresarial é caracterizada por produtividade e sustentabilidade, que demandam estratégias de biossegurança e medidas preventivas para doenças. Os parasitos obrigatórios e oportunistas podem resultar na inviabilização do empreendimento por perdas, com custos diretos em produtividade e viabilidade dos plantéis, e custos indiretos, advindos do manejo sanitário preventivo ou curativo. Algumas doenças parasitárias são cronologicamente previsíveis na criação, por sua ocorrência em faixas etárias determinadas ou sujeitas à estacionalidade. Por algum tempo, em muitas empresas aquícolas, algumas perdas de origem sanitária eram aceitas como normais, e estiveram subestimadas, escondendo os custos das doenças parasitárias. Nesse volume estão descritas as principais doenças parasitárias de peixes de produção, com o objetivo da educação continuada em aquicultura, um setor da atividade profissional em expansão.

Universidade Federal de Minas Gerais

Escola de Veterinária

Fundação de Estudo e Pesquisa em
Medicina Veterinária e Zootecnia
- FEPMVZ Editora

**Conselho Regional de
Medicina Veterinária do
Estado de Minas Gerais
- CRMV-MG**

www.vet.ufmg.br/editora

Correspondência:

FEPMVZ Editora

Caixa Postal 567

30161-970 - Belo Horizonte - MG

Telefone: (31) 3409-2042

E-mail:

editora.vet.ufmg@gmail.com

Foto da capa: Pixabay:

Méd. Vet. Bruno Divino Rocha - CRMV-MG 7002

Presidente do CRMV-MG

Profa. Zélia Inês Portela Lobato - CRMV-MG 3259

Diretora da Escola de Veterinária da UFMG

Prof. Antônio de Pinho Marques Junior - CRMV-MG 0918

Editor-Chefe do Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia (ABMVZ)

Prof. Nelson Rodrigo da Silva Martins - CRMV-MG 4809

Editor dos Cadernos Técnicos de Veterinária e Zootecnia

Conselho Regional de Medicina Veterinária do Estado de Minas Gerais - CRMV-MG

Presidente:

Méd. Vet. Bruno Divino Rocha - CRMV-MG nº 7002

E-mail: crmvmg@crmvmg.org.br

CADERNOS TÉCNICOS DE VETERINÁRIA E ZOOTECNIA

Edição da FEPMVZ Editorada em convênio com o CRMV-MG

Fundação de Estudo e Pesquisa em Medicina Veterinária e

Zootecnia – FEPMVZ

Editor da FEPMVZ Editora:

Prof. Antônio de Pinho Marques Junior

Editor de Cadernos Técnicos de Veterinária e Zootecnia:

Prof. Nelson Rodrigo da Silva Martins

Editores convidados para esta edição

Prof. Guilherme Campos Tavares

Prof. Gustavo Moraes Ramos Valladão

Revisora autônoma:

Giovanna Spotorno

Tiragem desta edição:

1.000 exemplares

Layout e editoração:

Soluções Criativas em Comunicação Ltda.

Impressão:

Imprensa Universitária da UFMG

**Permite-se a reprodução total ou parcial,
sem consulta prévia, desde que seja citada a fonte.**

Cadernos Técnicos de Veterinária e Zootecnia. (Cadernos Técnicos da Escola de Veterinária da UFMG)

N.1- 1986 - Belo Horizonte, Centro de Extensão da Escola de Veterinária da UFMG, 1986-1998.

N.24-28 1998-1999 - Belo Horizonte, Fundação de Ensino e Pesquisa em Medicina Veterinária e Zootecnia, FEP MVZ Editora, 1998-1999

v. ilustr. 23cm

N.29- 1999- Belo Horizonte, Fundação de Ensino e Pesquisa em Medicina Veterinária e Zootecnia, FEP MVZ Editora, 1999-Periodicidade irregular.

1. Medicina Veterinária - Periódicos. 2. Produção Animal - Periódicos. 3. Produtos de Origem Animal, Tecnologia e Inspeção - Periódicos. 4. Extensão Rural - Periódicos.

I. FEP MVZ Editora, ed.

Prefácio

*Guilherme Campos Tavares - CRMV-MG 11340
Professor de Sanidade e Doenças de Animais Aquáticos da Escola de
Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais*

O crescimento anual da produção de peixes no Brasil tem sido considerado expressivo, como demonstrado pelos censos realizados, tanto pelo IBGE quanto pela Associação Brasileira da Piscicultura (Peixe BR). É notória a produção de tilápia-do-Nilo no nosso país, seguida pela produção de tambaqui, espécie nativa de maior interesse socioeconômico. Assim como há a intensificação dos sistemas de produção, ocorre também o surgimento de enfermidades, que, por muitas vezes, causam prejuízos econômicos significativos ao produtor. Dentre as doenças de peixes, destacam-se aquelas causadas por agentes parasitários, sejam ectoparasitas ou endoparasitas. Nesta edição de Cadernos Técnicos de Veterinária e Zootecnia, abordam-se as principais doenças parasitárias que afetam a produção comercial de peixes, especialmente as de espécies nativas, com aspectos relacionados à etilogia, diagnóstico, formas de controle e prevenção das enfermidades. Com isso, esperamos contribuir com a difusão de novos conceitos e atualização

para os médicos veterinários, zootecnistas, aquicultores e demais técnicos da aquicultura, quanto aos aspectos sanitários na produção de peixes. Os conhecimentos aqui apresentados são provenientes da expertise de diferentes pesquisadores, especialmente da região Norte do país, onde as doenças parasitárias são consideradas impactantes para o setor aquícola, o qual, por anos, tem buscado estratégias para minimizar as perdas associadas ao parasitismo.

Sumário

<u>1. Importância dos parasitos na piscicultura</u>	<u>9</u>
<u>2. Parasitoses causadas por protozoários ciliados</u>	<u>15</u>
<u>3. Parasitoses causadas por protozoários flagelados.....</u>	<u>43</u>
<u>4. Mixozoários causadores de enfermidades em peixes.....</u>	<u>62</u>
<u>5. Infecções causadas por monogenéticos (patógenos</u> <u><i>Gyrodactylus</i>, <i>Dactylogyrus</i> e outros de nativos)</u>	<u>77</u>
<u>6. Infecções causadas por trematódeos</u> <u>digenéticos em peixes</u>	<u>91</u>
<u>7. Acantocéfalos: <i>Neoechinorhynchus</i>,</u> <u><i>Echinorhynchus</i> e <i>Polyacanthorhynchus</i>.....</u>	<u>100</u>
<u>8. Crustáceos argulídeos e lerneídeos</u> <u>de peixes de água doce do Brasil.....</u>	<u>109</u>
<u>9. Métodos de diagnóstico de doenças</u> <u>parasitárias em peixes de produção</u>	<u>154</u>
<u>10. Tratamento e controle de parasitoses em peixes</u>	<u>167</u>



1. Importância dos parasitos na piscicultura

pixabay.com

Gustavo Moraes Ramos Valladão^{1*}

¹Professor adjunto, médico veterinário, doutor, Programa de Pós-Graduação em Aquicultura, Universidade Nilton Lins, UNL

*Autor para correspondência: gmrvalladao@gmail.com

1. Introdução

As doenças são um dos principais entraves para a cadeia produtiva, em especial para os sistemas intensivos de criação que envolvem vultosos recursos econômicos, grande quantidade de recur-

... os agentes parasitários são considerados ... patógenos primários ... independentemente de um fator prévio. ... com grande poder de disseminação e de difícil controle.

podendo ser cada grupo de patógeno humanos e amplas áreas de produção, não sendo diferente para a piscicultura. Entre as principais doenças na produção de peixes, estão aquelas de origem bacteriana, viral, parasitária e fúngica,

mais ou menos relevante, dependendo de variáveis como espécie de hospedeiro, ambiente, tipo de criação, fatores predisponentes, entre outros. No entanto, os agentes parasitários são aqueles considerados patógenos primários, ou seja, eles têm capacidade de estabelecer a relação com o hospedeiro independentemente de um fator prévio. Essa característica faz com que a presença de parasitos nas pisciculturas seja recorrente, com grande poder de disseminação e de difícil controle.

2. Parasitologia x piscicultura

Os parasitos apresentam diferentes estratégias de infestação (termo utilizado para parasitos externos) e infecção (termo utilizado para parasitos internos), o que faz com que consigam causar o parasitismo de forma eficiente, culminando em doença e perdas econômicas para os piscicultores. Certamente, a principal forma de interação desses organismos com os animais aquáticos se dá por meio de suas estruturas corporais de adesão (ex.: ventosas), fixação (ex.: ganchos) e penetração (ex.: citostoma); além disso, alguns parasitos produzem enzimas que causam lise e necrose de tecidos nos animais. No pro-

cesso de interação parasito:hospedeiro, podem ocorrer de danos leves a graves, o que dependerá do estado de saúde prévio do hospedeiro e do nível de parasitismo nas fazendas aquícolas. O conhecimento sobre a biologia dos agentes parasitários e sobre a relação parasito:hospedeiro é necessário para entendermos a relevância dos parasitos para a piscicultura.

Abaixo são listadas características pertinentes aos parasitos de peixes, destacando-se sua relevância para a piscicultura.

I - Existem milhares de espécies de parasitos no ambiente aquático selvagem em todo o mundo.

A afirmação no título é válida para o ambiente selvagem, no entanto é importante ressaltar que o ambiente da

piscicultura “seleciona” ou “limita”, de forma natural, os parasitos que podem acometer os animais. Isso ocorre em razão de: (I) monocultivo (possibilita o aparecimento de limitados agentes que parasitam aquela espécie alvo de criação); (II) ausência

ou menor quantidade de outros animais aquáticos e terrestres em contato com os peixes da piscicultura, os quais são potenciais hospedeiros intermediários (importantes para grande parte dos

... centenas de espécies de parasitos relevantes [são conhecidas], ... sendo algumas dezenas importantes para a piscicultura brasileira ... [incluindo] helmintos, monogenéticos, protozoários e flagelados.

parasitos completarem seus ciclos); (III) ciclos de produção curtos se comparados com o curso da relação parasito:hospedeiro na natureza, o que dificulta o estabelecimento de parcela significativa dos parasitos nos ambientes da piscicultura. Inclusive, por esses fatores, grande parte dos parasitos com potencial zoonótico, os quais apresentam elaborado ciclo biológico, não conseguem se estabelecer na piscicultura, o que é um ponto de destaque para os peixes de criação se comparados aos peixes da pesca.

Apesar de todas as informações positivas destacadas acima, existem algumas centenas de espécies de parasitos relevantes para a piscicultura mundial, sendo algumas dezenas importantes para a piscicultura brasileira, das quais podemos destacar a presença de helmintos, monogenéticos, protozoários e flagelados (Pantoja *et al.*, 2012; Martins *et al.*, 2015; Maciel *et al.*, 2018; Valladão *et al.*, 2020).

II - Os parasitos indicam o “status” ambiental da piscicultura.

Essa informação é relevante, pois, independentemente da presença de

[O diagnóstico] ... de parasitos de forma periódica [permite] ... conhecimento indireto sobre o ambiente de produção e ... tomada de decisões para a prevenção e o controle.

Os parasitos facilitam infecções secundárias... quando o estresse parasitário provoca a imunossupressão dos peixes e quando o parasitismo causa lesões nos diferentes órgãos e tecidos.

surtos de mortalidade, o monitoramento parasitológico se mostra necessário nas pisciculturas. O nível de parasitismo está diretamente relacionado com o acúmulo de matéria orgânica nas águas e com a densidade de estocagem de peixes (em outras palavras, o parasito “entende” que pode se desenvolver quando tem alimento e hospedeiro suficiente para isso). Logo, a detecção e a quantificação de parasitos de forma

periódica promovem conhecimento indireto sobre o ambiente de produção e possibilitam a tomada de decisões para a prevenção e o controle.

III - Os parasitos facilitam infecções secundárias.

Infecções secundárias podem ocorrer de forma indireta ou direta. A ocorrência da forma indireta é observada quando: (I) o estresse parasitário provoca a imunossupressão dos peixes, fazendo com que eles não consigam responder naturalmente aos agentes secundários (oportunistas) presentes na água; (II) a má nutrição ou a falha de absorção de nutrientes devido às parasitoses comprometem a saúde geral do

animal e levam-no a não conseguir responder aos agentes secundários.

Já a ocorrência de forma direta é constatada quando os parasitos abrem “porta de entrada” para fungos, vírus e bactérias devido às micro ou macrolesões nos diferentes órgãos e tecidos, possibilitando graves infecções secundárias.

IV - Os parasitos provocam a mortalidade de peixes em pisciculturas sem a presença de outros patógenos.

Inicialmente, vale ressaltar que, em geral, não é uma estratégia natural dos parasitos matarem seus hospedeiros, pois, dessa forma, eles estariam matando aquilo de que eles dependem para viver, possibilitando a sua própria extinção. Logo, biologicamente, os parasitos têm estratégias para reconhecerem até que ponto podem se desenvolver em determinado hospedeiro/ambiente (isso está diretamente relacionado com o alimento e com o número de peixes presente nos viveiros). Além disso, naturalmente, os peixes

... não é uma estratégia natural dos parasitos matarem seus hospedeiros ... parasitos têm estratégias para reconhecerem [limites de expoliação] e os [hospedeiros] têm barreiras de defesa ... quando em homeostase.

têm barreiras de defesa e sistema imunológico para suportarem o parasitismo em ambiente selvagem, quando estão em homeostase.

Por outro lado, no ambiente artificial de criação (pisciculturas), a relação parasito:hospedeiro:ambiente deixa de ser normal. A alta densidade de peixes no

viveiro (maior contato entre eles) e o grande aporte de nutrientes na água possibilitam o desenvolvimento anormal (acima do esperado) dos parasitos. Além disso, o manejo intensivo, a pior qualidade ambiental e o estresse propiciam queda da imunidade dos peixes, o que faz com que eles não consigam expressar uma resposta imune adequada diante da parasitose.

O principal efeito deletério do parasitismo é o distúrbio respiratório, sendo o maior motivo de morte dos peixes parasitados nas pisciculturas. Logo, os surtos de mortalidade por parasitos estão normalmente associados com aquelas espécies presentes nas brânquias (ex.: *Monogenea*, *Ichthyophthirius* e *Piscinoodinium*).

Piscinoodinium), enquanto peixes com

parasitismo grave em pele e órgãos internos, normalmente, morrem devido a uma infecção secundária.

V - O parasitismo afeta o desempenho zootécnico dos peixes na produção.

O parasitismo pode prejudicar o desempenho dos peixes de forma indireta, uma vez que o estresse parasitário culmina em mal-estar do animal e em má alimentação e isso reflete no seu crescimento. Então, qualquer tipo de parasitismo (por ecto, endo ou hemoparasito) pode culminar em perdas produtivas (econômicas).

Ademais, o parasitismo pode impactar o desempenho dos peixes de forma direta, sendo o caso de grande parte dos endoparasitos, os quais se aproveitam de todo o nutriente oriundo das rações para desenvolvimento próprio, deixando os peixes subnutridos.

Por fim, é preciso reconhecer que tais parasitos são tão (ou mais) importantes quanto aqueles que matam os peixes durante surtos, pois, ao final, tudo está relacionado com as perdas econômicas. Peixes de produção infectados por endoparasitos normalmente não morrem e não demonstram sinais clíni-

cos da doença, logo os produtores e os técnicos não reconhecem o peixe como doente e passam todo o ciclo de produção tendo gastos massivos com ração que está sendo aproveitada pelo parasito e não pelo peixe (ex.: acantocefalose do tambaqui).

3. Considerações finais

Com base em todas as informações do presente documento, fica destacado que os parasitos são importantes para a piscicultura, pois os efeitos deletérios do parasitismo irão refletir em perdas econômicas que podem variar de sensíveis a graves.

Uma grande problemática em relação ao parasitismo é que a maior parte das perdas econômicas são quase invisíveis aos olhos dos produtores e dos técnicos, pois há escassez de monitoramento sanitário periódico nas pisciculturas do país e subdiagnóstico de ecto, endo e hemoparasitos mesmo durante surtos de mortalidades. Logo, percebe-se que não é dada a devida relevância para o acompanhamento, a prevenção e o controle de tais doenças no Brasil.

Recentemente, Tavares-Dias e Martins (2017) avaliaram o impacto econômico das mortalidades de peixes por diferentes doenças no país como sendo estimado na ordem de US\$ 84 milhões por ano)...

... qualquer tipo de parasitismo (por ecto, endo ou hemoparasito) pode culminar em perdas produtivas (econômicas).

Recentemente, Tavares-Dias e Martins (2017) avaliaram o impacto econômico das mortalidades de peixes por diferentes doenças no país como sendo estimado na ordem de US\$ 84 milhões por ano)...

mortalidades de peixes por diferentes doenças no país como sendo estimado na ordem de US\$ 84 milhões por ano, no entanto os próprios autores destacam a necessidade de mais informações oficiais para que seja possível relacionar os dados com a causa da morte. Portanto, não existem dados oficiais sobre as perdas econômicas para as mortes provocadas por parasitoses; além disso, não há dados oficiais sobre as perdas econômicas indiretas do parasitismo, ou seja, sobre aqueles peixes que não morrem. Escassas pesquisas revelam perdas econômicas relevantes devido a parasitos específicos no país, como é o caso da acantocefalose, em que pisciculturas não afetadas pela parasitose têm uma receita de aproximadamente US\$ 8.337,30 por hectare de lâmina de água, enquanto piscicultura afetada pela doença (sem mortalidade) tem uma receita de apenas US\$ 1.490,11 por hectare (Silva-Gomes *et al.*, 2017).

Como conclusão, apesar de os parasitos de peixes terem uma evidente relevância, prejudicando a cadeia produtiva no país, poucos dados oficiais estão à disposição dos produtores, o que faz com que não seja dada a devida atenção para o tema. É papel dos técnicos apresentarem aos produtores tudo aquilo que envolve a parasitologia dos animais aquáticos e abordar, de maneira simplificada, o que a relação parasito:hospedeiro representa para cada caso, visto que cada piscicultura terá um ambiente diferente com hospedeiros diferentes.

4. Referências Bibliográficas

1. Martins, M. L., Cardoso, L., Marchiori, N., Benites de Pádua, S., 2015. Protozoan infections in farmed fish from Brazil: diagnosis and pathogenesis. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.* 24(1), 1-20. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612015013>
2. Pantoja MF, W., Fishing Engineer, L. N. R., Fishing Engineer, M. D. R., Zoo Technician, D. M., Tavares-Dias, M., 2012. Protozoan and metazoan parasites of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. *Rev. MVZ Córdoba.* 17(1), 2812-2819.
3. Silva-Gomes, A. L., Gomes Coelho-Filho, J., Viana-Silva, W., Braga-Oliveira, M. I., Bernardino, G., Costa, J. I., 2017. The impact of *Neoechinorhynchus buttnerae* (Golvan, 1956) (Eoacanthocephala: Neochinorhynchidae) outbreaks on productive and economic performance of the tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818), reared in ponds. *Lat. Am. J. Aquat. Res.* 45(2), 496-500. <http://dx.doi.org/10.3856/vol45-issue2-fulltext-25>
4. Tavares-Dias, M., Martins, M. L., 2017. An overall estimation of losses caused by diseases in the Brazilian fish farms. *J. Parasit. Dis.* 41(4), 913-918. <https://doi.org/10.1007/s12639-017-0938-y>
5. Valladão, G. M. R., Gallani, S. U., Jerônimo, G. T., Seixas, A. T. D., 2020. Challenges in the control of acanthocephalosis in aquaculture: special emphasis on *Neoechinorhynchus buttnerae*. *Rev. Aquacult.* 12(3), 1360-1372. <https://doi.org/10.1111/raq.12386>



2. Parasitoses causadas por protozoários ciliados

pixabay.com

Inácio Mateus Assane¹,
Luís Felipe Moreira²,
Sílvia Umeda Gallani^{3*}

¹Doutorando, engenheiro agropecuário, mestre, Laboratório de Microbiologia e Parasitologia de Organismos Aquáticos, Caunesp

²Mestrando, médico veterinário, Laboratório de Parasitologia e Patologia de Organismos Aquáticos, UNL

³Professora adjunta, médica veterinária, doutora, Laboratório de Microbiologia Aplicada a Organismos Aquáticos, UNL

*Autor para correspondência: silviaugallani@gmail.com

1. Introdução

Os protozoários ciliados estão entre os principais patógenos de peixes. Neste capítulo, iremos destacar os gêneros *Ichthyophthirius*, *Trichodina*, *Chilodonella*, *Apiosoma* e *Epistylis*.

Os protozoários ciliados estão entre os principais patógenos de peixes.

uma das doenças mais patogênicas de peixes e é causada pelo *Ichthyophthirius multifiliis*, um proto-

zoário ciliado pertencente à ordem *Hymenostomatida*.

2. *Ichthyophthirius*

A ictiofitiríase (“doença dos pontos brancos”) é reconhecida como

2.1. Características morfológicas

As características morfológicas do *I. multifiliis* se diferem conforme o seu

estágio no ciclo de vida, porém todos os estágios são móveis e ciliados (Dickerson, 2012).

A forma adulta, denominada trofonte (fixa-se em um hospedeiro), apresenta coloração escura, formato arredondado ou ovoide e tamanho variado, de 100 a 1.000 μm de diâ-

A forma infestante é conhecida como teronte. Os terontes possuem um formato piriforme com a extremidade posterior afilada e pequenas dimensões (aproximadamente 10 μm de largura e 30 a 45 μm de comprimento) (Figura 1-d).

metro (Figura 1a). Nesse estágio o protozoário ainda é coberto de cílios, porém possui uma grande cavidade bucal. A boca com cílios pouco desenvolvidos e fileiras longitudinais de cílios converge na extremidade anterior (McCartney *et al.*, 1985). Essa fase geralmente é identificada pela presença de um grande núcleo em forma de ferradura (Verner-Jeffreys e Taylor, 2015). Também possui de um a quatro micronúcleos diploides pequenos, que podem ser vistos ao microscópio óptico em aumentos a partir de 40x (Woo, 2006).

Ao sair do hospedeiro, o parasito torna-se tomonete (forma reprodutiva) (Dickerson, 2012). Nesse estágio, ainda ciliado, nada até localizar um substrato em que se fixar, onde começa a encistar, produzindo uma camada gelatinosa através de seus mucocistos corticais.

Na fase de cisto ou tomocisto, permanece ciliado e gira dentro do cisto, onde irá dividir-se até o rompimento da camada gelatinosa do cisto e a liberação

dos terontes (Verner-Jeffreys e Taylor, 2015). O tomonete apresenta morfologia interna semelhante à do trofonte adulto e é dotado de cisto externo de parede gelatinosa (Figura 1b). No entanto, durante a reprodução, o tomonete apresentará, no seu interior, várias células me-

nores semelhantes ao trofonte adulto (Figura 1-c), denominadas tomito.

A forma infestante é conhecida como teronte. Os terontes possuem um formato piriforme com a extremidade posterior afilada e pequenas dimensões (aproximadamente 10 μm de largura e 30 a 45 μm de comprimento) (Figura 1-d). A superfície do teronte é completamente coberta por cílios com aproximadamente 5,0 μm de comprimento e 0,2 μm de diâmetro (Dickerson, 2006), e um desses cílios é de duas a três vezes maior que os demais, denominado *perforatorium*, localizado na extremidade afilada (McCartney *et al.*, 1985). Os cílios caudais provavelmente têm a função de manter a direção estável, apresentam uma pequena boca primitiva (Dickerson, 2006) e uma estrutura perfuradora na parte anterior do corpo, que utilizam para penetrar no tegumento do hospedeiro (Dickerson, 2012).

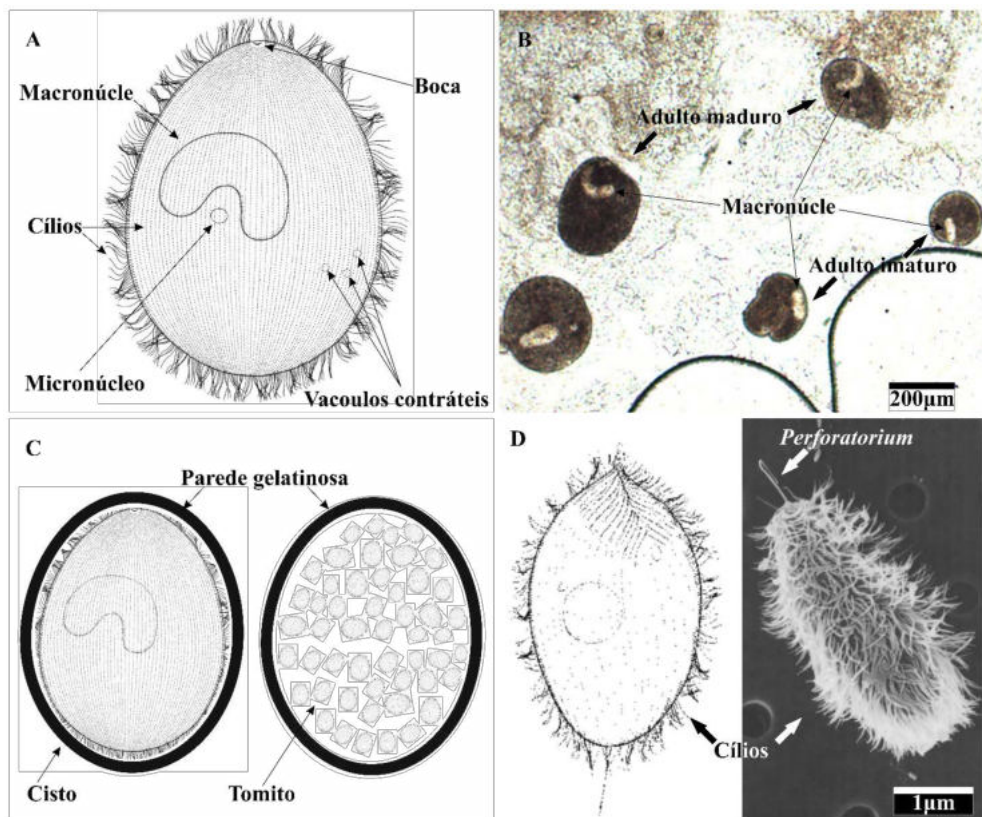


Figura 1. Características morfológicas do *Ichthyophthirius multifiliis* (ictio) em diferentes estágios de desenvolvimento, A- desenho esquemático de trofonte e suas estruturas (adaptado de Lynn, 2008); B- microfotografia de formas adultas, trofontes; C- tomonte (adaptado de Lynn, 2008) e D- teronte (adaptado de Lynn, 2008; McCartney, Fortner e Hansen, 1985).

2.2. Ciclo de vida

I. multifiliis possui um ciclo de vida relativamente rápido e complexo, quando comparado a outros protozoários. Seu ciclo direto (monoxeno) é dividido em quatro estágios: terontes, trofontes, tomontes e cistos ou tomocistos (Buchmann,

I. multifiliis possui um ciclo de vida relativamente rápido e complexo, quando comparado a outros protozoários. Seu ciclo direto (monoxeno) é dividido em quatro estágios: terontes, trofontes, tomontes e cistos ou tomocistos...

2019) (Figura 2). O estágio teronte é o infeccioso, em que o parasito apresenta natação livre, movendo-se rapidamente através dos seus cílios, podendo sobreviver entre 10 e 96 horas fora de um hospedeiro, dependendo da temperatura da água (Verner-

Jeffreys e Taylor, 2015). Nesse período, apresenta fototaxia, sendo atraído para a luz (Verner-Jeffreys e Taylor, 2015) e quimiotaxia para substâncias liberadas pelos peixes, especialmente imunoglobulina e muco (Dickerson, 2012). Ao entrar em contato com o hospedeiro, adentra a epiderme da pele e das brânquias, pelo uso dos cílios e de uma estrutura membrana-cortical perfuradora na parte anterior da célula (Dickerson, 2012); após adentrar a superfície do hospedeiro, modifica-se para o estágio de trofante (Verner-Jeffreys e Taylor, 2015).

O trofante invade e se encista entre as finas camadas externas da pele e das brânquias, onde se alimenta do tecido do hospedeiro (Verner-Jeffreys e Taylor, 2015) (Figura 2). O trofante cresce rapidamente, e o período de permanência nesse estágio depende de fatores como temperatura da água e condição imunológica do animal, podendo ficar se alimentando por cinco a sete dias (Dickerson, 2012). Nesse estágio, seu crescimento pode chegar a 1,5 mm, quando é possível ser visto a olho nu, em forma de manchas brancas, dando a impressão de estar na superfície do animal, porém está protegido dentro da epiderme do peixe (Verner-Jeffreys e Taylor, 2015). Ao atingir o tamanho adequado, pode romper o local da infecção. É nesse momento que normalmente ocorre a mortalidade do hospedeiro, durante a saída do parasito, quando pode ocorrer

o choque osmorregulatório e respiratório, devido aos danos no tecido (Verner-Jeffreys e Taylor, 2015). Os tecidos danificados também se tornam porta de entrada para patógenos oportunistas. O trofante maduro, ao sair do hospedeiro, dá início ao próximo estágio chamado de tomonete.

Tomonete é o estágio de natação livre na água. Seu movimento é realizado por ação ciliar, e ele pode nadar por minutos a horas, até se fixar em um substrato (Buchmann, 2019). Esse estágio tem curta duração. Após a fixação em um substrato, o tomonete forma uma camada e encista. Tal processo pode levar aproximadamente cinco horas (Verner-Jeffreys e Taylor, 2015). No estágio de cisto ou tomo-cisto, ocorre a proliferação do parasito (reprodução assexuada por fissão binária). Uma vez encistado e fixado no substrato, uma série de divisões mitóticas dá origem a centenas de tomitos. Esses tomitos ciliados movimentam-se dentro do cisto, saindo através de uma abertura formada nele. A célula ciliada, ao sair do cisto, é denominada teronte, dando início novamente ao ciclo do parasito (Buchmann, 2019). Os terontes nadam livremente por até 48h, procurando por um novo hospedeiro (peixe). Aqueles que não conseguem encontrar um hospedeiro nesse período morrem. Os que encontram fixam-se nele e penetram ativamente na pele ou no tecido epitelial

das brânquias ou da córnea, com o auxílio do *perforatorium*, para completar o seu ciclo de vida (Figura 2).

2.3. Hospedeiros

Há baixa especificidade e seu ciclo de vida é direto, com distribuição mundial. *I. multifiliis* é capaz de parasitar em

Há baixa especificidade e seu ciclo de vida é direto, com distribuição mundial. *I. multifiliis* é capaz de parasitar em ambiente de produção e natural (selvagem), sendo um dos principais protozoários patógenos na aquicultura de água doce...

ambiente de produção e natural (selvagem), sendo um dos principais protozoários patógenos na aquicultura de água doce (Matthews, 2005).

Em ambientes naturais, peixes mais jovens e debilitados são mais susceptíveis à infestação por *I. multi-*

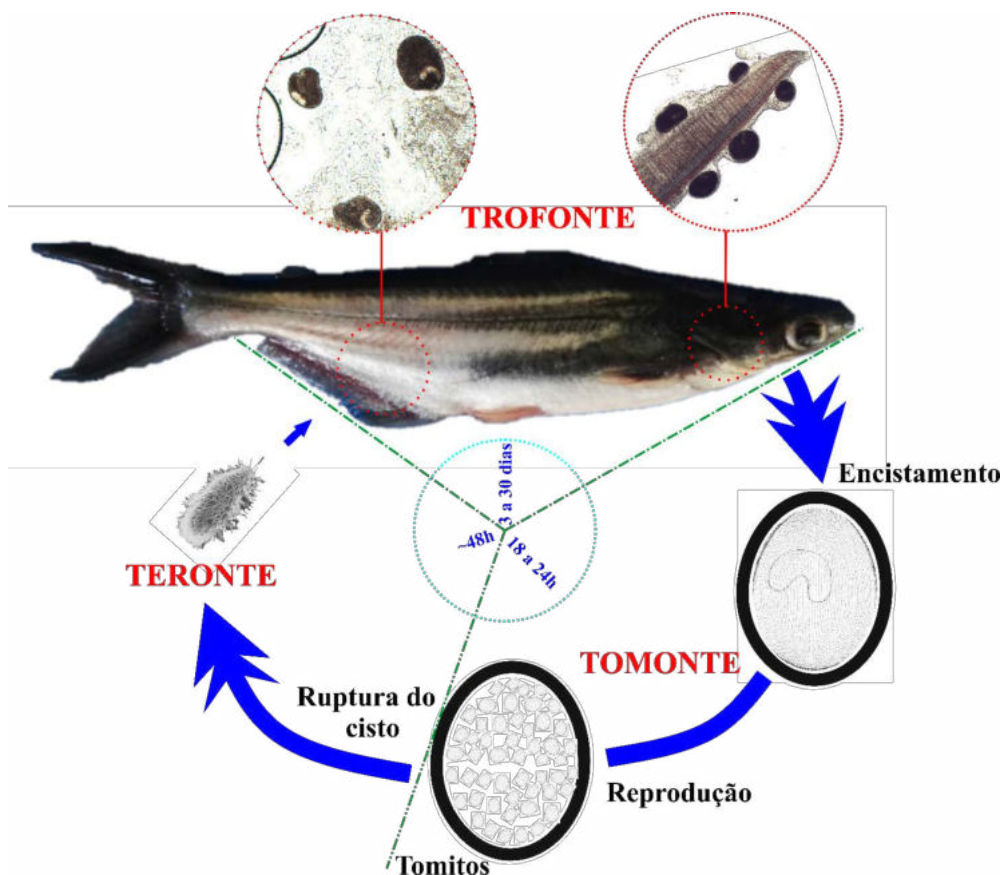


Figura 2. Ciclo de vida do *Ichthyophthirius multifiliis* (íctio).

filiis, pois a exposição ao parasita possibilita o desenvolvimento de imunidade, que torna os peixes sobreviventes resistentes. Contudo, em ambiente de produção, a susceptibilidade é mais influenciada por questões genéticas e de manejo. Também se acredita que a infestação por *I. multifiliis* ocorre de forma uniforme entre machos e fêmeas (Woo, 2006).

Bagres (Siluriformes) tendem a ser mais vulneráveis ao parasitismo por não possuírem escamas, como o bagre-do-canal (*Ictalurus punctatus*) (Nigrelli *et al.*, 1976), jundiá (*Rhamdia quelen*) (Martins *et al.*, 2015) e pintado amazônico (*Leiarius marmoratus* x *Pseudoplatystoma corruscans*) (Tavares *et al.*, 2018). No entanto, outras espécies já foram descritas como hospedeiras de *I. multifiliis*, como: tilápia-do-nilo (*Oreochromis niloticus*) (Nguyen *et al.*, 2020), truta (*Salmo gairdneri*) (Majeed *et al.*, 1984), salmão (*Oncorhynchus nerka*) (Traxler *et al.*, 1998), neon-cardinal (*Paracheirodon axelrodi*) e tetra (*Hyphessobrycon copelandi*).

2.4. Ocorrência

I. multifiliis é um dos parasitos mais comuns e patogênicos para peixes (Kayis *et al.*, 2013) de consumo e ornamentais.

Há relatos de infecções pelo protozoário em diversas espécies, inclusive no Brasil (Aydogan *et al.*, 2010;

Adel *et al.*, 2015; Hoshino *et al.*, 2018). Para espécies de consumo do Brasil, existem relatos desse parasitismo em tilápia (*Oreochromis niloticus*) (Pantoja *et al.*, 2012), tambaqui (*Colossoma macropomum*) (Santos *et al.*, 2018), pacu (*Piaractus mesopotamicus*), tambacu (*Colossoma macropomum* x *Piaractus mesopotamicus*), piaçu (*Leporinus macrocephalus*), matrinxã (*Brycon cephalus*), carpa (*Cyprinus carpio*), bagre-africano (*Clarias gariepinus*) (Martins *et al.*, 2000), neon-cardinal (*Paracheirodon axelrodi*), tetra (*Hyphessobrycon copelandi*), dinema (*Dianema urostriatum*), jundiá (*Rhamdia quelen*) (Martins *et al.*, 2015), pintado amazônico (*Leiarius marmoratus* x *Pseudoplatystoma corruscans*) (Tavares *et al.*, 2018), cultivados em diversas regiões do país. De acordo com Tavares-Dias e Martins (2017), o protozoário *I. multifiliis* foi responsável por perdas variando entre 0,55 e 10.000 toneladas de tambaqui no Brasil, o que representaria cerca de 0,28 milhão de dólares. O impacto do parasito na economia do Brasil se estende aos ornamentais, com relatos de casos em peixes desde a região Norte no Amazonas (Tavares-Dias *et al.*, 2010; Hoshino *et al.*, 2018) à região Sul (Santos *et al.*, 2017).

2.5. Forma de transmissão

A transmissão de *I. multifiliis* ocorre de forma direta (transmissão horizontal) quando uma fonte de contaminação potencial é colocada em um ambiente não contaminado, contendo possíveis hospedeiros. A transmissão mais comum é por meio do contato da forma infectante do protozoário (teronte) com o peixe saudável. Outras fontes de contaminação, como fômites e substratos que estejam carreando o parasito (Paladini *et al.*, 2017), podem transportar terontes que, ao serem introduzidos no novo ambiente, buscam por um hospedeiro em potencial, ou até mesmo por tomontes que irão se reproduzir e liberar terontes. É importante lembrar que a parede gelatinosa do tomonete encistado facilita a sua aderência a diferentes superfícies que podem auxiliar na sua disseminação pelo ambiente.

2.6. Fatores predisponentes

A ocorrência de parasitismo por *I. multifiliis* pode ser associada a vários fatores bióticos e abióticos que possibilitam a introdução e a manutenção do parasita no sistema de produção e tornam o peixe vulnerável à infestação.

Fazem parte dos fatores bióticos a existência do parasita (em qualquer um dos seus estágios de desenvolvimento)

e animais debilitados no ambiente (parasitismo na natureza) ou na piscicultura (parasitismo no cultivo).

Quanto aos fatores abióticos, o manejo inadequado e os parâmetros de qualidade da água de cultivo (princi-

A transmissão de *I. multifiliis* ocorre horizontal [por terontes] de animal infectado ou fonte de contaminação ...

palmente temperatura) são os que mais se destacam. A temperatura da água (bruscas variações e temperaturas frias) favorecem surtos de infecção

pelo protozoário, além do baixo nível de oxigênio, variações bruscas de pH e, como destacado por Dickerson (2006) e Lima *et al.* (2019), a alta densidade de estocagem. Recentemente, a utilização do método da aquicultura em sistema de recirculação (RAS) tem sido discutida quanto ao papel como método de controle ou como fator que favorece a infestação. Dickerson (2012) relata que os surtos pelo protozoário são mais comuns em sistemas intensivos. Além disso, uma vez que um animal infestado é introduzido no sistema RAS, as condições para a proliferação do patógeno são favorecidas pelo ambiente.

Vale lembrar que os fatores bióticos e abióticos estão associados, pois a interferência na qualidade da água induz o estresse do animal, tornando-o susceptível à infecção (Yada e Tort, 2016). Por isso, esses fatores associados acarretam os maiores índices de infestações pelo *I. multifiliis*, demonstrando serem

pontos críticos para a ocorrência de surtos.

2.7. Principais sinais clínicos e histopatologia

O principal sinal clínico do parasitismo por *I. multifiliis* é a presença de pequenos pontos brancos (trofontes de 1-1.000 µm de diâmetro) na superfície do corpo e nas brânquias do peixe infestado (Figura 3a). Nos estágios mais avançados de parasitismo, pontos individuais podem se aglutinar, formando uma massa mucoide na superfície do hospedeiro.

Junto com a penetração, o alojamento, a alimentação e a saída do parasita do tecido epitelial do hospedeiro, surgem lesões (microscópicas) que promovem a produção de muco (proteção contra o parasito). Outros sinais clínicos inespecíficos podem ser relatados pelo produtor, como letargia, degeneração da cauda e pontos hemorrágicos difusos (Mamun *et al.*, 2019), além da natação próxima das paredes do

O principal sinal clínico do parasitismo por *I. multifiliis* é a presença de pequenos pontos brancos (trofontes de 1-1.000 µm de diâmetro) na superfície do corpo e nas brânquias ... Nos estágios mais avançados ... pontos individuais podem se aglutinar, formando uma massa mucoide na superfície do hospedeiro....

tanque (devido à fricção do corpo nas bordas dos tanques/viveiros para aliviar o desconforto ocasionado pelo parasitismo). Os peixes podem estar respirando de forma intensa (boquejamento e aumento da frequência dos movimentos do opérculo) na superfície da água, nas bordas dos tanques/viveiros ou próximo a aeradores (por causa da

dificuldade respiratória).

Os danos causados em decorrência do parasitismo nos tecidos podem ser graves e acarretar a redução no ganho de peso. Quando o parasitismo for alto, devido à extensão dos danos nos tecidos, podem ocorrer infecções bacterianas secundárias (Valladão *et al.*, 2016; Nguyen *et al.*, 2020), e, nesses casos, dificilmente os peixes sobrevivem (Figura 3b), principalmente em decorrência da insuficiência respiratória.

As análises histopatológicas ajudam a entender melhor a relação parasita:hospedeiro e a identificar as lesões originadas pelo parasi-

Ichthyophthirius multifiliis
Os danos ... nos tecidos podem ser graves e acarretar a redução no ganho de peso [e] podem ocorrer infecções bacterianas secundárias ... nesses casos, dificilmente os peixes sobrevivem, principalmente em decorrência da insuficiência respiratória....

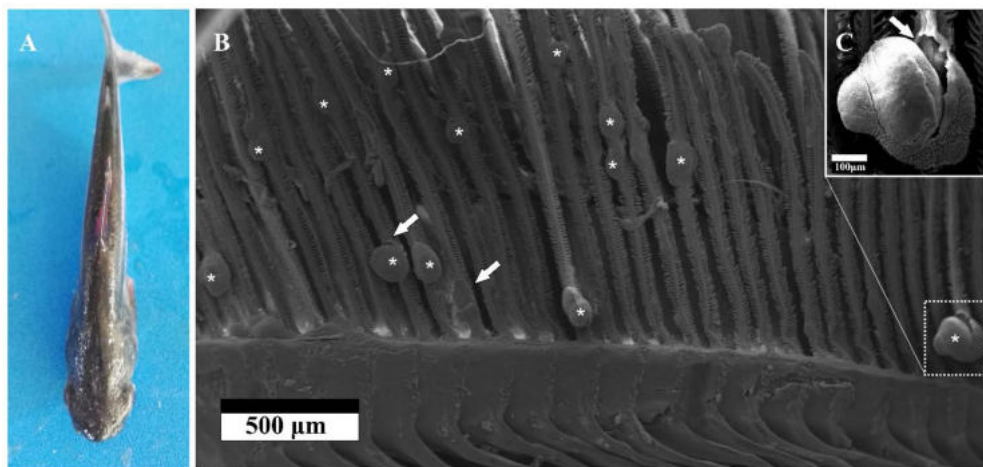


Figura 3. Peixe-panga, *Pangasianodon hypophthalmus*, com pontos brancos característicos de parasitismo por *Ichthyophthirius multifiliis* (ictio) (A). Elétron-micrografia de varredura de íctio nos filamentos branquiais de tambaqui, *Colossoma macropomum* (B), mostrando trofontes encistados (asteriscos), lesões originadas pela ruptura da membrana do cisto (setas) e trofonte com parte da membrana do cisto removida (C). Elétron-micrografias gentilmente cedidas por Lieschen Valeria Guerra Lira.

tismo. Ao se realizar análise histológica ou microscópica de tecido acometido, é possível observar o parasita e os danos causados no epitélio pela invasão da forma infestante (teronte), bem como a manutenção e a eclosão da forma adulta do *I. multifiliis* (trofonte) (Figura 3-c). Pode-se constatar inflamação, destruição e deformação das brânquias, hiperplasia e hipertrofia das lamelas secundárias (Mamun *et al.*, 2019), hiperplasia e aumento do número de células epi-

A tricodiníase é causada por protozoários ciliados .. [da] ... família Trichodinidae. No Brasil, há registros de *Trichodina*, *Paratrachodina*, *Tripartiella* e *Trichodinella* ... A tricodiníase afeta anfíbios..., moluscos ... e peixes, incluindo espécies economicamente importantes, como tilápia e tambaqui....

teliais na pele (Yu *et al.*, 2019; Wang *et al.*, 2019) e aumento das células mucosas nas brânquias e no tegumento (Yu *et al.*, 2019).

3. Tricodinídeos

A tricodiníase é causada por protozoários ciliados, nomeados tricodinídeos, pertencentes à família Trichodinidae. No Brasil, há registros de parasitos dos gêneros *Trichodina*, *Paratrachodina*, *Tripartiella* e *Trichodinella* (Martins *et al.*, 2015). A tricodiníase afeta diversos animais aquáticos, como

anfíbios (Alves *et al.*, 2016), moluscos (Pinto *et al.*, 2006) e peixes, incluindo espécies economicamente importantes, como tilápia (Khallaf *et al.*, 2020) e tambaqui (Júnior *et al.*, 2018). Esses parasitos são móveis e possuem um disco adesivo denticulado que auxilia na sua fixação (Martins *et al.*, 2015). Parasitam principalmente as brânquias e o corpo dos peixes (Júnior *et al.*, 2018; Khallaf *et al.*, 2020), podendo ser também encontrados na cavidade bucal (Martins *et al.*, 2015), causando lesões nos tecidos, estresse e consequente mortalidade (Júnior *et al.*, 2018; Rokhmani *et al.*, 2018; Khallaf *et al.*, 2020). De acordo com Tavares-Dias e Martins (2017), a tricodiníase foi responsável, juntamente com outros parasitos, por uma perda de aproximadamente 5000 toneladas de tilápia, um prejuízo de cerca de 4 milhões de dólares e uma perda de aproximadamente 1,2 tonelada de outras espécies.

Surtos de tricodiníase são associados à má qualidade da água e às más condições de saúde do hospedeiro (Martins *et al.*, 2015),

De acordo com Tavares-Dias e Martins (2017), a tricodiníase foi responsável, juntamente com outros parasitos, por uma perda de aproximadamente 5000 toneladas de tilápia, um prejuízo de cerca de 4 milhões de dólares e uma perda de aproximadamente 1,2 tonelada de outras espécies.

como a alta densidade de estocagem. Esses eventos tornam as condições propícias para surtos de parasitos, entre eles os causadores da tricodiníase (Lizama *et al.*, 2013; Adewole *et al.*, 2018; Rokhmani *et al.*, 2018).

3.1. Características morfológicas

Os tricodinídeos são protozoários de formato circular e corpo coberto por cílios, que permitem mobilidade. Seu diâmetro pode variar de 10 a 20 μm (Figura 4) (Van As e Basson, 1987). No

lado convexo do corpo, conhecido como superfície adoral, possuem um órgão de fixação chamado disco adesivo. O disco adesivo apresenta estruturas semelhantes a dentes (den-

Os tricodinídeos são protozoários de formato circular e corpo coberto por cílios, que permitem mobilidade. Seu diâmetro pode variar de 10 a 20 μm .

tículos), que se dispõem em arranjo concêntrico e apresentam uma estrutura complexa, cujo padrão varia entre as espécies (Figura 4). Dependendo da espécie, os dentículos podem apresentar com uma espinha interna e uma lâmina externa achatada, muitas vezes ligada por ganchos, em torno de uma escópula não ciliada. O conjunto de dentículos é chamado anel denticular (Figura 4). A ciliatura apresenta uma rotação que pode variar, de uma espécie para outra, de 180° (meia-volta) a 2-3 círculos cheios com raio largo (igual ao do disco adesivo).

O interior dos tricodinídeos é com-

posto por macronúcleo em forma de ferradura, micronúcleo e vacúolo contrátil (Figura 4) (Lynn, 2008). As variações morfométricas dessas estruturas são usadas para identificar e diferenciar as espécies de tricodinídeos, como as várias formas dos dentículos, que podem ser proximais, cônicos, curvos ou acumulados. Apesar de as espécies de tricodinídeos serem observáveis ao microscópio óptico a partir do aumento de 40x, em montagem a fresco (Figura 4), para a identificação da espécie é necessário corar o parasito, o que permite evidenciar seus aspectos morfológicos, com vista a observar todas as estruturas

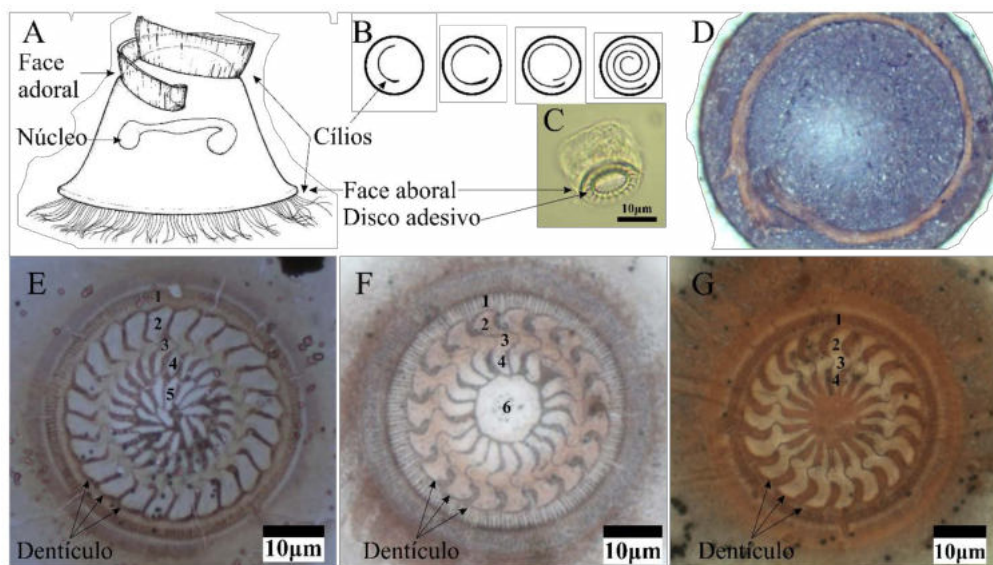


Figura 4. Características morfológicas de tricodinídeos. A- representação esquemática do corpo; B- variação da complexidade da espiral formada pela ciliatura oral: da esquerda para a direita, ciliatura oral dos gêneros *Semitrichodina*, *Trichodinella* ou *Tripartiella*, *Trichodina* ou *Urceolaria*, e *Vauchomica* (adaptado de Corliss, 1975); C- fotomicrografia de tricodinídeo em montagem a fresco observada em microscopia óptica; D- fotomicrografia da ciliatura oral de *Trichodina* corada com nitrato de prata. Fotomicrografias do disco adesivo impregnado com nitrato de prata, ilustrando variações na forma das estruturas do disco adesivo (E, F, G): 1- pinos radiais, 2- lâmina, 3- parte central, 4- raio, 5- cristas centrais, 6- círculo central.

com clareza (Figura 4).

Atualmente, além das variações morfológicas dos denticulos, análises moleculares e análises filogenéticas são utilizadas de forma complementar para identificação de espécies de *Trichodina* sp. (Abdelkhalek *et al.*, 2018; Marcotegui *et al.*, 2018; Rokhmani *et al.*, 2018).

3.2. Ciclo de vida

O ciclo de vida dos tricodinídeos

O ciclo de vida dos tricodinídeos é direto (monoxeno), simples e rápido. Caracteriza-se por reprodução assexuada (fissão binária) e ocasionalmente sexuada, por conjugação (troca ou transferência de material genético entre duas células).

é direto (monoxeno), simples e rápido. Caracteriza-se por reprodução assexuada (fissão binária), que ocorre no hospedeiro e, ocasionalmente, sexuada por conjugação (troca ou transferência de material genético entre duas células) (Figura 5) (Basson e Van As, 2006; Martins *et al.*, 2015).

A divisão binária ocorre pela formação de dois semicírculos, que são divididos e formarão dois tricodinídeos filhos, menores e com 50%

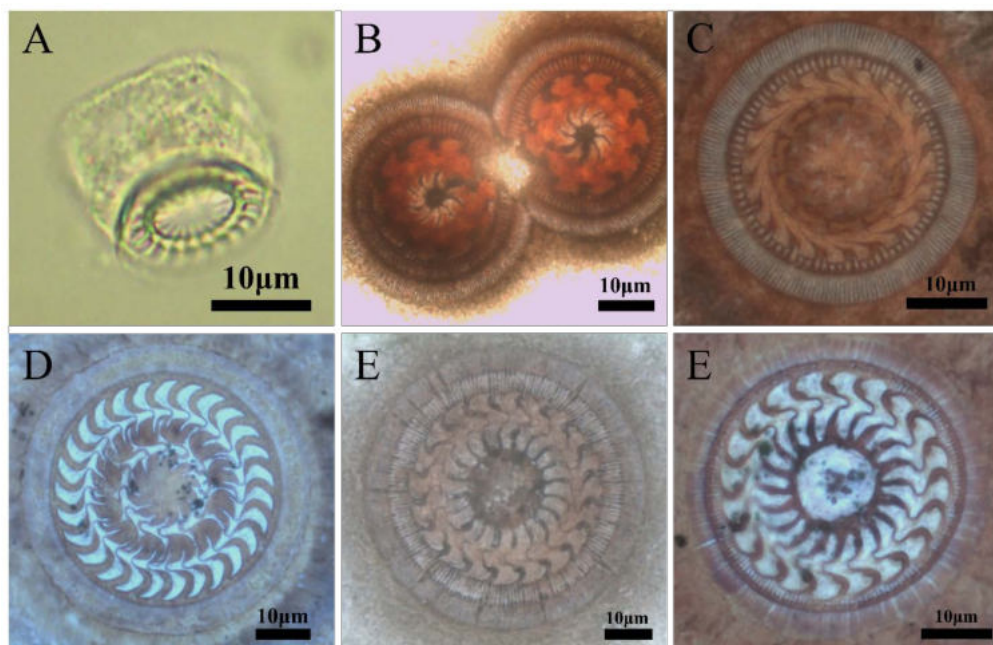


Figura 5. Reprodução por fissão binária em tricodinídeos. A- tricodinídeo em processo de divisão binária; B- placas começando a se formar na periferia externa do anel denticulado; C- placas em estágio de desenvolvimento avançado, dando origem a um novo anel denticulado; D- *Trichodina compacta* jovem, sem o círculo central formado; E- *T. compacta* adulta, com todas as estruturas desenvolvidas.

do número de dentes no disco adesivo. Esses discos irão se desenvolver, chegando ao tamanho e ao número de dentes aproximados dos tricodinídeos-pai (Basson e Van As, 2006; Tang *et al.*, 2016). Já na conjugação, ocorre a formação de um novo disco denticulado, separadamente, com o mesmo número de dentes das *Trichodina*-pai (Basson e Van As, 2006).

A reprodução dos tricodinídeos é influenciada pela disponibilidade de hospedeiros por metro cúbico, pela temperatura e qualidade da água. A maior parte das espécies se reproduz rapidamente em ambientes com grande quantidade de hospedeiros (alta densidade de animais), elevada temperatura da água e grande quantidade de matéria orgânica. Segundo Martins *et al.* (2015), em ambientes favoráveis, alguns tricodinídeos podem rapidamente chegar a 300 mil indivíduos em um único hospedeiro.

O ciclo de vida dos tricodinídeos geralmente inicia e termina no hospedeiro (no órgão ou no tecido onde vivem em simbiose). Algumas espécies podem permanecer por até dois dias no meio ambiente. A maior parte das

A maior parte dos tricodinídeos apresenta inespecificidade parasitária, o que possibilita o parasitismo em uma grande diversidade de organismos aquáticos, tanto em águas continentais como marinhas, existindo relatos de parasitismo em anfíbios, crustáceos, moluscos, peixes selvagens, ornamentais e de engorda.

mais de 300 espécies de *Trichodina* conhecidas vive em simbiose nas brânquias e na pele de organismos aquáticos, havendo, no entanto, algumas espécies com predileção pela bexiga natatória, pelo oviduto ou pelo trato gastrointestinal (Noga, 2010).

3.3. Hospedeiros susceptíveis

A maior parte dos tricodinídeos apresenta inespecificidade parasitária,

o que possibilita o parasitismo em uma grande diversidade de organismos aquáticos, tanto em águas continentais como marinhas, existindo relatos de parasitismo em anfíbios, crustáceos, moluscos, peixes selvagens, ornamentais e de engorda (Martins *et al.*, 2015). No entanto, as espécies menores de tricodinídeos, aqueles com menos de 30 µm de diâmetro, geralmente parasitam brânquias e apresentam especificidade parasitária, enquanto as maiores, com mais de 90 µm de diâmetro, parasitam um número amplo de espécies de organismos aquáticos (Van As e Basson, 1987).

Pelo fato de os tricodinídeos serem abundantes na natureza e viverem em simbiose com uma vasta gama de espécies de organismos aquáticos (Özer *et*

al., 2015), listaremos somente alguns exemplos de hospedeiros de importância econômica ou com potencial para produção, nomeadamente: carpa-cru-ciana (*Carassius carassius*) (Kazubiski, 1982), halibute-atlântico (*Hippoglossus hippoglossus*) (Arthur et al., 2004), guppy (*Poecilia reticulata*), quínguio (*Carassius auratus*), plati (*Xiphophorus maculatus*) (Martins et al., 2012), pirarucu (*Arapaima gigas*) (Miranda et al., 2012), tetra-cego (*Astyanax mexicanus*) (Islas-Ortega e Aguilar-Aguilar, 2014), badejo (*Merlangius merlangus*), tainha (*Mugil cephalus*) (Özer et al., 2015), betta (*Betta splendens*) (Valladão et al., 2015), surubim (*Pseudoplatystoma cur-ruscans*), acará-boca-de-juquiá (*Aequidens tetramerus*) (Martins et al., 2016) e tilápia-do-nilo (*Oreochromis niloticus*) (Rodrigues et al., 2019).

3.4. Ocorrência

Os tricodinídeos têm distribuição mundial e há relatos da sua ocorrência em vários países (De Jager et al., 2019). É conhecido que esses protozoários afetam peixes de água doce (Tang et al., 2016; Khalaf et al., 2020) e peixes marinhos (Aguilar-Aguilar et al., 2015; Islas Ortega et al., 2018), em ambiente produtivo (Abdelkhalek et al., 2018; Khalaf et al., 2020) e na natureza (Hu, 2012;

Rokmani et al., 2019).

No Brasil, espécies de pelo menos quatro gêneros de tricodinídeos grandes (*Trichodina*) e pequenos (*Paratrachodina*, *Tripartiella*, *Trichodinella*) (Martins et al., 2016; Rodrigues et al., 2019; Valladão et al., 2013) já foram descritos parasitando peixes ornamentais e de engorda nas regiões Sul, Sudeste, Centro-Oeste e Norte.

3.5. Forma de transmissão

A transmissão dessa parasitose ocorre pelo contato direto entre um peixe saudável com um peixe infestado pelo parasita (transmissão horizontal) ou pela presença desses protozoários na água, em busca de hospedeiros. Utensílios como redes e puçás podem servir de fômite, transmitindo, de forma

No Brasil, [há] espécies de pelo menos quatro gêneros de tricodinídeos grandes (*Trichodina*) e pequenos (*Paratrachodina*, *Tripartiella*, *Trichodinella*).

indireta, os tricodinídeos (Tavares-Dias et al., 2013; Martins et al., 2015). Por essa razão, o manejo dentro da piscicultura deve ser feito de forma adequada, criando barreiras sanitárias que dificultem a introdução e a disseminação dos parasitas.

3.6. Fatores predisponentes

A ocorrência de tricodinídeos vivendo em equilíbrio com o hospedeiro (comensalismo) é comum e não deve

ser motivo de muita preocupação, principalmente em peixes produzidos em tanques escavados. No entanto, alguns fatores facilitam a quebra do equilíbrio parasita:hospedeiro:ambiente. Alguns desses fatores que podem predispor o peixe ao parasitismo são de caráter ambiental (alta quantidade de matéria orgânica, baixos níveis de oxigênio dissolvido, aumento da temperatura da água associado à reprodução e consequente proliferação dos tricodinídeos (Martins *et al.*, 2015). Outros fatores, de caráter relacionado ao hospedeiro, também predispoem a surtos de parasitoses por tricodinídeos, como aqueles que induzem os peixes ao estresse e acarretam imunodepressão (como nutrição e manejos inadequados dos animais, alta densidade de estocagem e variação térmica) (Yada e Tort, 2016). São principalmente nessas conjunturas que ocorrem os surtos de infecções por parasitos, principalmente aqueles de baixa especificidade, como os tricodinídeos (Martins *et al.*, 2015; Shinn *et al.*, 2015; Ojwala *et al.*, 2018; Khallaf *et al.*, 2020).

Apesar de os tricodinídeos infestarem peixes de diversas espécies em todas as fases de vida, peixes jovens e de couro são os mais afetados pelo parasitismo,

tornando-os, dessa maneira, mais susceptíveis à quebra do equilíbrio entre o parasita e o hospedeiro.

3.7. Principais sinais clínicos e histopatologia

Quando a infecção é elevada na pele e/ou nas brânquias, os peixes se tornam anoréxicos, perdem peso e morrem numa taxa de aproximadamente 1% por semana.

Peixes infestados por tricodinídeos não apresentam sinais clínicos específicos; além disso, em muitas circunstâncias, eles não são os únicos agentes causais de doença. Sinais clínicos como letargia, natação errática, natação na superfície da água,

lesões esbranquiçadas e irregulares na superfície do corpo e na cabeça (Valladão *et al.*, 2014; Martins *et al.*, 2015) podem ser observados. Durante o parasitismo, há aumento na produção do muco e podem ser notadas áreas esbranquiçadas e palidez nas brânquias, sugestivas de necrose (Valladão *et al.*, 2013; Chitmanat *et al.*, 2016). Quando a infecção é elevada na pele e/ou nas brânquias, os peixes se tornam anoréxicos, perdem peso e morrem numa taxa de aproximadamente 1% por semana (Noga, 2010), devido aos danos que o parasita causa nos tecidos, ao aderir e se movimentar por eles. Quanto mais jovens e debilitados os peixes estiverem, maior será a taxa de mortalidade observada. Geralmente se observa morbidade e mortalidade crônica em lotes

parasitados.

Análises histológicas de tecidos infectados ajudam a entender melhor a relação parasita-hospedeiro e identificar as lesões originadas pelo parasitismo. As principais alterações histopatológicas incluem aumento de produção de muco e hiperplasia das células produtoras de muco, hiperplasia epitelial com fusão lamelar e leve infiltrado inflamatório mononuclear. Também é possível observar congestão, hemorragia e áreas necróticas nas brânquias (Valladão *et al.*, 2013; Valladão *et al.*, 2014; Wang *et al.*, 2017).

4. *Chilodonella*

Chilodonella spp. pode causar mortalidade pelo colapso respiratório, devido a lesões irreversíveis nas brânquias (Valladão *et al.*, 2019). Seu risco está associado ao fato de poder causar danos antes de sua patologia poder ser identificada (Noga, 2010). Surtos rápidos do parasito são de difícil controle, uma vez que o protozoário não é identificado facilmente nos exames sanitários rotineiros (Bastos Gomes *et al.*, 2017a).

Devido às perdas econômicas relatadas em surtos por *Chilodonella* spp., as pesquisas sobre esses protozoários na aquicultura vêm se intensificando nas

últimas décadas (Bastos Gomes *et al.*, 2017a; Bastos Gomes *et al.*, 2017b).

4.1. Características morfológicas

Chilodonella spp. é um pequeno (20 – 80 µm) protozoário ciliado móvel, que geralmente apresenta corpo redondo achatado ventralmente (lembrando um abalone) ou em forma de coração com entalhe posterior, boca especializada (citóstoma), uma banda ciliar ventral longa e arqueada à direita e uma mais curta à esquerda (Figura 6) (Pádua *et al.*, 2013a). A parte interna da célula apresenta um macronúcleo e um micronúcleo.

A ciliatura especializada funciona

como um disco adesivo e é usada para fixação. A boca é utilizada para alimentação e fixação, por meio da produção de vácuo na região ventral. A identificação das espécies é geralmente feita a partir dos aspectos morfológicos descritos acima (Bastos Gomes *et al.*, 2017b; Li *et al.*, 2018).

Duas espécies ganham destaque pelo seu potencial de causar in-

festações em peixes de ambiente natural e de cultivo, trazendo grandes prejuízos a produtores, *Chilodonella hexasticha* e *Chilodonella piscicola* (Bastos Gomes *et*

Chilodonella spp. pode causar mortalidade pelo colapso respiratório, devido a lesões irreversíveis nas brânquias ... [embora possa causar infecção subclínica] ...[relatos de] perdas econômicas ... por *Chilodonella* spp., ... vêm se intensificando nas últimas décadas ...

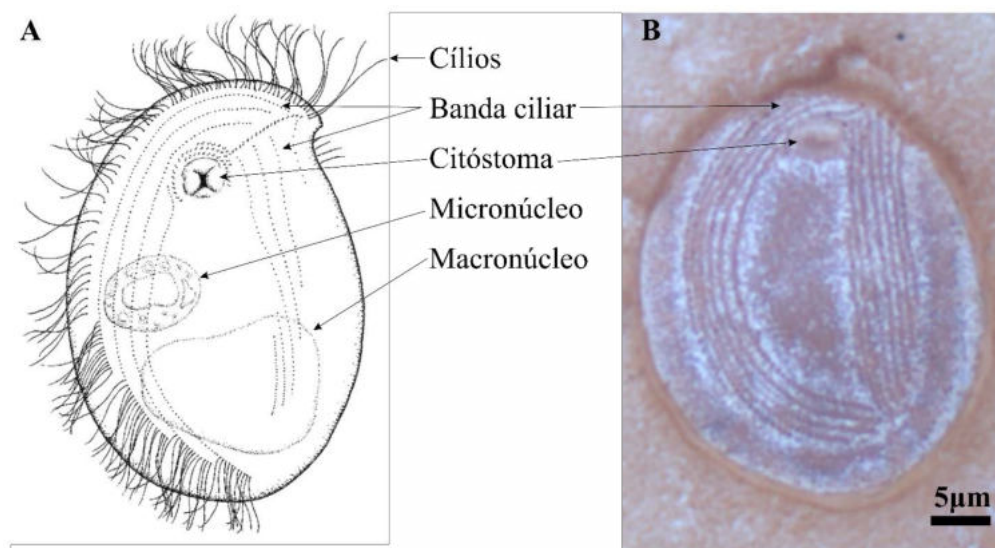


Figura 6. Características morfológicas de *Chilodonella*. A- representação esquemática do corpo (adaptado de Corliss, 1975); B- microfotografia de *Chilodonella hexasticha* corada com nitrato de prata.

al., 2017b; Li *et al.*, 2018; Wang *et al.*, 2019). Devido à semelhança entre os achados patológicos da *C. hexasticha* e da *C. piscicola*, pode haver identificações errôneas (Li *et al.*, 2018).

A espécie mais comum no Brasil é a *C. hexasticha*. O que ajuda no diagnóstico de *Chilodonella* é a observação de estrias presentes na lateral do parasito. *C. hexasticha*, por exemplo, apresenta entre 15 – 16 estrias, sete estrias no lado direito e seis a nove estrias no lado esquerdo (Li *et al.*, 2018; Valladão *et al.*, 2019; Wang *et al.*, 2019), além de uma área glabra ventral proveniente do meio da célula, separando as estrias direitas e esquerdas (Wang *et al.*, 2019). Seu comprimento médio é de 45,4 µm e uma

largura média de 41,1 µm (Valladão *et al.*, 2019; Wang *et al.*, 2019). O corpo é arredondado, com o ventre achatado e o dorso convexo, arredondado na extremidade anterior e ligeiramente salientado para a esquerda (Wang *et al.*, 2019). Apresenta citoplasma com vacúolos digestivos e macronúcleo único posicionado centro-posteriormente, além de citostomo elíptico transversal (Bastos Gomes *et al.*, 2017b).

4.2. Ciclo de vida

Chilodonella spp. é um protozoário de vida livre, com ciclo de vida monoxeno. A reprodução pode ser assexuada (por bipartição transversal), que é a forma reprodutiva mais comum (Bellec

Chilodonella spp. é um protozoário de vida livre, com ciclo de vida monoxeno.

et al., 2014), em que há divisão em duas células do mesmo tamanho. Esse mecanismo reprodutivo acontece continuamente enquanto as condições do ambiente forem favoráveis para o protozoário (Lynn, 2008). *Chilodonella* spp. apresenta separadamente uma fase sexuada (por conjugação) (Bellec et al., 2014; Martins et al., 2015), que ocorre quando o protozoário encontra outro indivíduo complementar (Bastos Gomes et al., 2017a). Após o processo de conjugação, que envolve diversos processos nucleares, como meiose, fertilização e troca de núcleo gamético, há a formação de duas células exconjugantes. Enquanto imaturo, cresce e sofre divisões binárias, pois a conjugação não é possível até a maturidade (Lynn, 2008). Uma vez maduro, pode realizar a conjugação; caso não seja possível a conjugação, as células passam por um período de envelhecimento e morte, atrasado temporariamente por um processo de autogamia (Lynn, 2008).

Além da presença dos cílios, esses parasitos podem ser caracterizados pela presença de núcleo dimórfico, dividido em micronúcleo germinativo (MIC) e micronúcleo somático (MAC) (Bellec et al., 2014). *Chilodonella uncinata* inicia sua fase sexual pela meiose do MIC e, então, conjugação com troca de MIC haploide entre células, seguida por fusão

Duas (*C. hexasticha* e *C. piscicola*) das quatro (*C. uncinata*, *C. cucullulus*, *C. hexasticha*, *C. piscicola*) espécies já isoladas de peixes são consideradas patogênicas para peixes selvagens e cultivados.

nuclear, formando núcleos zigóticos (Bellec et al., 2014). *Chilodonella* spp. com morfologia similar liga-se pelo citostomo, formando pares (Bastos Gomes et al., 2017a). Normalmente, a identificação das es-

pécies ocorre pela mensuração dos micronúcleos MAC e MIC, contudo, devido aos complexos processos por que as *Chilodonella* spp. passam durante seu ciclo, erros de caracterização podem ocorrer quando são usadas medições de MAC e MIC. Por isso, entender os processos sexuais e assexuais do ciclo das *Chilodonella* spp. é importante para a caracterização dessas espécies (Bastos Gomes et al., 2017a).

4.3. Hospedeiros susceptíveis

Duas (*C. hexasticha* e *C. piscicola*) das quatro (*C. uncinata*, *C. cucullulus*, *C. hexasticha*, *C. piscicola*) espécies já isoladas de peixes são consideradas patogênicas para peixes selvagens e cultivados. As duas espécies patogênicas de *Chilodonella* não apresentam especificidade parasitária, tendo sido já descritas como patogênicas para pelo menos 14 espécies de peixes cultivados, nomeadamente: pacu, bagre-do-canal (*Ictalurus punctatus*), peixe-dourado (*Carassius auratus*), perca-gigante (*Lates calcarifer*), truta-arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*), tilápia-do-nilo, tuiuba (*Gymnotus* aff. *Inaequilabiatus*),

poleiro prata (*Bidyanus bidyanus*), tilápia rendalli (*Tilapia rendalli*), boca azul (*Pseudocrenilabrus philander*), bacalhau-de-murray (*Maccullochella peelii*), salmão masu (*Oncorhynchus masou*), truta-marisca (*Salmo trutta*) e *Odontesthes bonariensis* (Bastos Gomes *et al.*, 2017b). No entanto, *C. piscicola* infesta principalmente alevinos, e *C. hexasticha* adultos.

4.4. Ocorrência

Chilodonella spp. é um protozoário cosmopolita. As duas espécies patogênicas já foram reportadas parasitando peixes cultivados em 14 países (Bastos Gomes *et al.*, 2017b), incluindo o Brasil (*C. hexasticha*, em São Paulo) (Pádua *et al.*, 2013a). Apesar de *C. hexasticha* e *C. piscicola* infestarem peixes produzidos em águas continentais e marinhas, *C. piscicola* é a espécie com maior distribuição geográfica, mas é a *C. hexasticha* que se destaca nos ambientes de produção no Brasil.

Espécies importantes economicamente como tilápia (Abdel-Azeem e Al-Quraishy, 2014), peixe-gato-de-cabeça-amarela (Wang *et al.*, 2019), entre outras (Bastos Gomes *et al.*, 2017a; Li *et al.*, 2018), incluindo espécies or-

Espécies importantes economicamente como tilápia ..., peixe-gato-de-cabeça-amarela ... , entre outras ... , incluindo espécies ornamentais ... , são certificadas como hospedeiras de *Chilodonella* spp.

namentais (Cardoso *et al.*, 2018; Paul *et al.*, 2018), são certificadas como hospedeiros de *Chilodonella* spp.

No Brasil, há registros das *Chilodonella* spp. na produção de tilápia, tucunaré e pacu (Pádua *et al.*, 2013a) e em espécies ornamentais comercializadas na cidade

de São Paulo (Cardoso *et al.*, 2018) e em Florianópolis (Piazza *et al.*, 2006), além de peixes selvagens, como o *Oxydoras niger*, no estado do Amazonas (Santos e Tavares-Dias, 2010).

4.5. Forma de transmissão

A transmissão de *Chilodonella* spp. é horizontal (forma direta, de um peixe para outro) semelhante à descrita para os tricodinídeos, assim como pela água e por fômites (Tavares-Dias *et al.*, 2013) (como redes, puçás, tanques e viveiros contaminados).

4.6. Fatores predisponentes

Chilodonella spp. é um protozoário de vida livre, e as espécies patogênicas têm estruturas especializadas (boca e ciliatura), além de alta tolerância às variações de temperatura (5-30°C), o que possibilita surtos em plantéis de animais não debilitados.

Chilodonella spp. é um protozoário de vida livre e as espécies patogênicas [têm] estruturas especializadas (boca e ciliatura) [e] alta tolerância térmica (5-30°C), o que possibilita ... surtos em plantéis de animais não debilitados.

Contudo, o aumento de chuvas e as quedas dos níveis de oxigênio dissolvido na água não demonstraram relação com abundância de espécies de *Chilodonella* e mortalidade de peixes infectados (Bradley *et al.*, 2014; Bastos Gomes *et al.*, 2017b). Até o momento, no entanto, não se sabem ao certo quais são as condições ideais para o surgimento de um surto de doença, mas se sabe que *C. hexasticha* geralmente ocasiona surtos em temperaturas altas (26-31°C) e *C. piscicola* em temperaturas baixas (4-20°C) (Bastos Gomes *et al.*, 2017b). Mesmo sem apresentar relação com a abundância de espécies de *Chilodonella* e com a mortalidade de peixes infestados, variações bruscas de níveis de oxigênio dissolvido, assim como outros parâmetros de qualidade de água (temperatura, amônia, pH), são associadas a estresse fisiológico em peixes, tornando-os susceptíveis a infecções por parasitos (Bradley *et al.*, 2014; Yada e Tort, 2016).

As práticas de produção inadequadas demonstram ser uma importante condi-

Chilodonella spp.
[produz sinais]
inespecíficos, geralmente
acompanhados por ... de
infecções secundárias
... no tegumento e as
brânquias, ... alimentam-
se de diatomáceas e
algas ... na superfície
das brânquias e do
tegumento, penetrando
o tegumento ... através
do seu citostomo, ...
[com] ação abrasiva ... no
epitélio do hospedeiro.
[com] despigmentação
da pele, excesso de
muco, perda de apetite,
respiração na superfície
da água, ulcerações
na pele com micro-
hemorragias, perda
de escamas e necrose
[branquial].

ção para proliferação das *Chilodonella* spp., pois possibilitam a introdução, a manutenção e a proliferação do parasita no sistema. Outros fatores, como altos níveis de amônia e alta carga de matéria orgânica, possivelmente estão relacionados com a abundância de *Chilodonella* spp. (Bastos Gomes *et al.*, 2017b; Valladão *et al.*, 2019).

Altas cargas de *C. hexasticha* estão associadas a maiores mortalidades dos peixes; além disso, peixes menores demonstram maior propensão para infecções e mortalidades pelo protozoário, possivelmente por seu sistema imune ainda es-

tar em desenvolvimento (Bastos Gomes *et al.*, 2017b).

4.7. Principais sinais clínicos e histopatologia

Os sinais clínicos de infestação por *Chilodonella* spp. são inespecíficos e geralmente acompanhados por sinais de infecções secundárias que podem surgir devido ao parasitismo. *Chilodonella* spp. infectam o tegumento e as brânquias dos peixes, alimentam-se de diatomá-

ceas e algas presentes na superfície das brânquias e do tegumento dos peixes (Bastos Gomes *et al.*, 2017b), penetrando o tegumento do hospedeiro através do seu citostomo (Noga, 2010). Segundo Martins *et al.* (2015), as lesões severas são causadas pela ação abrasiva do parasita no epitélio do hospedeiro. Podem ser observados despigmentação da pele, excesso de muco, perda de apetite, respiração na superfície da água, ulcerações na pele com micro-hemorragias, perda de escamas e lesões nas brânquias características de necrose (Li *et al.*, 2018; Bastos Gomes *et al.*, 2019; Valladão *et al.*, 2019). As lesões na pele e nas brânquias (Li *et al.*, 2018) podem servir de porta de entrada para infecções secundárias por bactérias como *Flavobacterium columnare*, *Veillonella dispar* e *Bdellovibrio bacteriovorus*, associadas a intensas infecções pelo protozoário *C. hexasticha* e à alta mortalidade de peixes (Bastos Gomes *et al.*, 2019).

Com auxílio do exame histopatológico é possível observar melhor os danos causados pelo parasita pela ingestão direta dos tecidos hospedeiros. Nas brânquias, podem ser observadas regiões necróticas e destruição do tecido, parasitos ligados ao teci-

do branquial mesmo após os processos histológicos, diferentes níveis de hiperplasia, hipertrofia das brânquias e fusão lamelar, além de descamação de células (Li *et al.*, 2018; Valladão *et al.*, 2019). Na histopatologia da nadadeira, pode ser observada excessiva produção de muco e descamação, constatando-se os danos causados pelo protozoário no epitélio do hospedeiro (Wang *et al.*, 2019).

5. *Epistylis*

Epistylis spp. são peritríquios sésseis ciliados, da classe Oligohymenophorea, causadores da doença epistilíase.

5.1. Características morfológicas

Epistylis spp. é um protozoário sésil, ciliado colonial ectocomensal. As características morfológicas desse gênero consistem em corpo em forma de sino,

longo pendúnculo ramificado não contrátil, colonizado por bactérias, presença de vacúolo contrátil, células zooide e cílios na porção apical (superior). O interior da célula é composto por um macronúcleo transversal em forma de C e por citoplasma com vacúolos alimentares contráteis (Martins *et al.*, 2015; Pádua *et al.*, 2016).

Epistylis spp. é um protozoário sésil, ciliado colonial ectocomensal.

As características morfológicas desse gênero consistem em corpo em forma de sino, longo pendúnculo ramificado não contrátil, colonizado por bactérias, presença de vacúolo contrátil, células zooide e cílios na porção apical (superior).

Durante o ciclo de vida, ocorrem duas formas distintas: uma formada somente pelo pedúnculo e outra pelo zooide. Na fase de zooide, *Epistylis* pode ser confundido com *I. multifiliis*, devido ao núcleo em forma de ferradura.

5.2. Ciclo de vida

Esses protozoários são coloniais e utilizam a superfície dos peixes como substrato para se fixar e se alimentar de partículas suspensas na água (Martins *et al.*, 2015).

A reprodução pode ocorrer de forma assexuada (por fissão binária dos zooides) ou sexuada (por conjugação dos teletróquios, a forma de natação livre do protozoário) (Martins *et al.*, 2015). Durante a reprodução assexuada, que é a mais comum, o zooide se separa do pedúnculo e ganha forma circular, com cílios equatoriais para locomoção. Depois de se dividir, o zooide procura por novo substrato, onde formará nova colônia.

5.3. Hospedeiros susceptíveis

Epistylis spp. é o protozoário sésil mais comum e patogênico. Ele pode se fixar na pele, córnea e nas brânquias de qualquer espécie de peixe presente no ambiente aquático.

Epistylis spp. apresenta ampla distribuição geográfica e pode ser encontrado em peixes de cultivo e em peixes em *habitat* natural ... patogênico de peixes da América do Sul ... e, no Brasil, contribuiu para um prejuízo de 5 mil toneladas de tilápia, uma perda estimada em 4 milhões de dólares ...

Peixes sem escamas (pimelodídeos) demonstraram menos susceptibilidade a infestações por *Epistylis* spp. quando comparados a peixes com escamas, como os ciclídeos (Pádua *et al.*, 2016).

Esses protozoários também parasitam peixes ornamentais, como peixe-dourado (*Carassius auratus*), plati (*Xiphophorus maculatus*), entre outros (Florindo *et al.*, 2017; Cardoso *et al.*, 2018).

5.4. Ocorrência

Epistylis spp. apresenta ampla distribuição geográfica e pode ser encontrado em peixes de cultivo e em peixes em *habitat* natural (Corrêa *et al.*, 2016; Pádua *et al.*, 2016; Pagliarini *et al.*, 2019).

Epistylis spp. é um agente patogênico de peixes da América do Sul (Valladão *et al.*, 2015) e, no Brasil, contribuiu para um prejuízo de 5 mil toneladas de tilápia, uma perda estimada em 4 milhões de dólares (Tavares-Dias e Martins, 2017).

No Brasil, há relatos de infestações principalmente em tilápias, surubins (*Pseudoplatystoma*) e seus híbridos (Pádua *et al.*, 2013b; Pádua *et al.*, 2016).

5.5. Forma de transmissão

A transmissão de *Epistylis* spp. ocorre pela infestação dos teletróquios livres em um novo hospedeiro. Outra forma de transmissão é pelos zooplânctons e ectoparasitos como o *Dolops* spp., que podem atuar como vetores do parasito (Martins *et al.*, 2015; Pagliarini *et al.*, 2019).

5.6. Fatores predisponentes

A má qualidade da água (principalmente alto teor de matéria orgânica), a alta densidade de estocagem e o manejo inadequado do plantel são os principais fatores que podem propiciar o surgimento de desequilíbrio na relação de comensalismo.

A presença de zooplânctons e de outros ectoparasitos, como o *Dolops* spp., aumenta a possibilidade de infestação pelo *Epistylis* spp., uma vez que eles podem atuar como vetores desse protozoário (Martins *et al.*, 2015; Pagliarini *et al.*, 2019).

5.7. Principais sinais clínicos e histopatologia

As colônias de *Epistylis* spp. podem ser vistas nos órgãos e nas superfícies afetadas. Geralmente estas

apresentam coloração esbranquiçada ou amarelada. Como o *Epistylis* se prolifera em ambientes ricos em matéria orgânica e bactérias, geralmente a infestação parasitária é acompanhada por infecção bacteriana (principalmente por bactérias Gram-negativas).

Peixes altamente infestados pelo *Epistylis* spp. apresentam lesões no tegumento, como ulcerações e hemorragias nas áreas de fixação, além de erosões e perda de escamas (Valladão *et al.*, 2015; Martins *et al.*, 2015; Pádua *et al.*, 2016). Hazen *et al.* (1978) asso-

ciaram a infestação por esse protozoário com infecções secundárias por bactérias, como a *Aeromonas hydrophila*, podendo causar lesões hemorrágicas, cujas feridas no tegumento podem evoluir para uma septicemia, levando o animal à morte (Martins *et al.*, 2015).

Nas análises histopatológicas, é possível observar a presença de colônias dos *Epistylis* spp. associados com hiperplasia do epitélio lesionado, degeneração hidrópica com necrose multifocal, proliferação de células mucolíticas, infiltrado de mastócitos e granulocítico, com presença de células gigantes (Valladão *et al.*, 2015; Pádua *et al.*, 2016).

A má qualidade da água (principalmente alto teor de matéria orgânica), alta densidade de estocagem e o manejo inadequado do plantel são os principais fatores que podem propiciar o surgimento de desequilíbrio na relação de comensalismo.

Referências

1. Abdel-Azeem, A. S., Al-Quraishy, S. 2014. First Record of *Chilodonella* spp. (Ciliophora: Chilodonellidae) in Cultured Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) in the Central Region of Saudi Arabia. *Pakistan J. Zool.* 46(3), 657-660
2. Abdelkhalek, N. K., El-Adl, M. A., Salama, M. F., Elmishmishy, B., Ali, M. O., El-Ashram, A., Hamed, M. F., Al-Araby, M. A. 2018. Molecular identification of *Trichodina compacta* Van As and Basson, 1989 (Ciliophora: Peritrichia) from cultured *Oreochromis niloticus* in Egypt and its impact on immune responses and tissue pathology. *Parasitology Research.* 117(6), 1907–1914. doi:10.1007/s00436-018-5883-x
3. Adel, M., Ghasempour, F., Azizi, H. R., Shateri, M. H., Safian, A. R. 2015. Survey of parasitic fauna of different ornamental freshwater fish species in Iran. *Vet. Res. Forum.* 6(1), 75-78.
4. Adewole, S.O., Odeyemi, D.F., Fatunwase, O.P., Christopher, V.N., Omoyeni, T.E., Dada A.O. 2019. Parasites as Bioindicator for Health Status and Environmental quality of Freshwater Fish species in Ekiti State, Nigeria. *Journal of Biomedical Engineering and Medical Imaging.* 6(2), 01-07. <https://doi.org/10.14738/jbemi.62.5847>.
5. Aguilar-Aguilar, R., Islas-Ortega, A. G., Lagunas-Calvo, O., López, N., Espinosa-Pérez, H. 2015. New host-parasite relationships for *Trichodinarectuncinata* (Ciliophora: Trichodinidae) on the gills of marine fishes from Mexico. *Marine Biodiversity.* 46(1), 3–4. doi:10.1007/s12526-015-0317-9.
6. Alves, L. D. O., Pala, G., Hoppe, E. G. L., Pilarski, F. 2016. Primeiro relato de *Trichodina heterodontata* (Ciliophora: Tricodinidae) parasitando girinos de rã-touro. *Revista De Ciência Veterinária e Saúde Pública.* 3, 70-73. <https://doi.org/10.4025/revcivet.v3i0.33211>.
7. Arthur, J.R., Cone, D.K., Cusack, R.R., Barker, D.E., Burt, M.D.B. 2004. Two Species of *Trichodina* (Ciliophora: Peritrichida) from Cultured Flatfishes (Pleuronectiformes) in Atlantic Canada. *Comp. Parasitol.* 71, 247–250. <https://doi.org/10.1654/4133>
8. Aydogan, A., Avcı, H., Birincioglu, S. S. 2010. *Ichthyophthirius multifiliis* Infection in A Black Tetra (*Gymnocorymbus ternetzi*). *Kafkas Univ. Vet. Fak. Derg.* 16(1), 135-137. DOI: 10.9775/kvfd.2009.320
9. Basson, L., Van As. J. 2006. Trichodinidae and Other Ciliophorans (Phylum Ciliophora), in: Woo, P.T.K. (Eds.), *Fish Diseases and Disorders*. Cabi, pp. 154-182.
10. Bastos Gomes, G., Jerry, D.R., Miller, T.L., Hutson, K.S. 2017a. Current status of parasitic ciliates *Chilodonella* spp. (Phyllopharyngea: Chilodonellidae) in freshwater fish aquaculture. *J. Fish Dis.* 40, 703–715. <https://doi.org/10.1111/jfd.12523>
11. Bastos Gomes, G., Miller, T. L., Vaughan, D. B., Jerry, D. R., McCowan, C., Bradley, T. L., Hutson, K. S. 2017b. Evidence of multiple species of *Chilodonella* (Protozoa, Ciliophora) infecting Australian farmed freshwater fishes. *Veterinary Parasitology.* 237, 8–16. doi:10.1016/j.vetpar.2017.03.004.
12. Bastos Gomes, G., Hutson, K. S., Domingos, J. A., Infante Villamil, S., Huerlimann, R., Miller, T. L., Jerry, D. R. 2019. Parasitic protozoan interactions with bacterial microbiome in a tropical fish farm. *Aquaculture*, 502, 196–201. doi:10.1016/j.aquaculture.2018.12.037.
13. Bellec, L., Maurer-Alcala, X. X., Katz, L. A. 2014. Characterization of the Life Cycle and Heteromeric Nature of the Macronucleus of the Ciliate *Chilodonella launcinata* Using Fluorescence Microscopy. *Journal of Eukaryotic Microbiology.* 61(3), 313–316. doi:10.1111/jeu.12109.
14. Bradley T., Mccowan C., Cohen S., Ingram B., Green C. Mansell P. 2014. Improved fish health management for integrated inland aquaculture through better management practices. Fisheries Research and Development Corporation, Department of Environment and Primary Industries. Melbourne.
15. Buchmann, K. 2019. Immune response to *Ichthyophthirius multifiliis* and role of IgT. *Parasite Immunology.* 6, e12675. <https://doi.org/10.1111/pim.12675>.
16. Cardoso, P. H. M., Costa, A. R., Balian, S. C. 2018. Ectoparasitic fauna in freshwater ornamental fish acquired by a wholesaler in the city of São Paulo. *Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci.* 55(4), 1-6. DOI: 10.11606/issn.1678-4456.bjvras.2018.144086
17. Chitmanat, C., Lebel, P., Whangchai, N., Promya, J., Lebel, L. 2016. Tilapia diseases and management in river-based cage aquaculture in northern Thailand. *Journal of Applied Aquaculture*, 28(1), 9–16. doi:10.1080/10454438.2015.1104950.
18. Corliss, J.O. 1975. An illustrated key to the higher groups of ciliated Protozoa, with definition of

- terms. J. Protozool. 11, 265–281. <https://doi.org/10.1111/j.1550-7408.1959.tb04368.x>
19. Corrêa, L.L., Oliveira, M.S.B., Prestes, L., Tavares-Dias, M. 2016. First record in Brazil of *Epistylis* sp. (Ciliophora) adhered to *Argulus* sp. (Argulidae), a parasite of *Hopliasaimara* (Eirtrhinidae). Nat. Resour. 7(06), 331. [10.4236/nr.2016.76029](https://doi.org/10.4236/nr.2016.76029)
20. De Jager, G.P., Basson, L., Van Marwijk, J. 2019. A new *Trichodina* species (Peritrichia: Mobilida) from anuran tadpole hosts, *Sclerophrys* spp. in the okavango panhandle, botswana, with comments on this taxon. Acta Protozool. 58, 141–153. <https://doi.org/10.4467/16890027AP.19.014.11915>
21. Dickerson, H. W. 2006. *Ichthyophthirius multifiliis* and *Cryptocaryon irritans* (Phylum Ciliophora), in: Woo, P.T.K. (Eds.), Fish Diseases and Disorders. Cabi, pp. 116–153.
22. Dickerson, H. W. 2012. *Ichthyophthirius multifiliis*, in: Woo, T.K., Buchmann, K. (Eds.), Fish Parasites: Pathobiology and Protection. Cabi., pp. 55–72.
23. Florindo, M.C., Jerônimo, G.T., Steckert, L.D., Acchile, M., Gonçalves, E.L.T., Cardoso, L., Martins, M.L. 2017. Protozoan parasites of freshwater ornamental fish. Lat. Am. J. Aquat. Res. 45(5), 948–956. <http://dx.doi.org/10.3856/vol45-issue5-fulltext-10>
24. Hazen, T.C., Raker, M.L., Esch, G.W., Fliermans, C.B. 1978. Ultrastructure of red-sore lesions on largemouth bass (*Micropterus salmoides*): Association of the ciliate *Epistylis* sp. and the bacterium *Aeromonas hydrophila*. J. Protozool. 25(3), 351–355. <https://doi.org/10.1111/j.1550-7408.1978.tb03901.x>
25. Hoshino, É. de M., Hoshino, M. D. F. G., Tavares-Dias, M. 2018. Parasites of ornamental fish commercialized in Macapá, Amapá State (Brazil). Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária. 27(1), 74–79. doi:10.1590/s1984-29612018002.
26. Hu, Y. 2012. Ciliate ectoparasites (Ciliophora: Trichodinidae/Chilodonellidae) on gills of *Carassius auratus* from the Yangtze River, China, with the description of *Trichodina luzhoues* sp. n. Parasitology Research, 111(1), 433–439. doi:10.1007/s00436-012-2859-0.
27. Islas-Ortega, A.G., Aguilar-Aguilar, R. 2014. *Trichodina mutabilis* (Protozoa: Ciliophora: Trichodinidae) from the characid fish *Astyanax mexicanus* in the Cuatro Ciénegas region, northern Mexico. Rev. Mex. Biodivers. 85, 613–616. <https://doi.org/10.7550/rmb.33107>
28. Islas Ortega, A. G., Aguilar Aguilar, R., Marcotegui, P. S., Martorelli, S. R., Hernández Mena, D., Pérez Ponce de León, G. 2018. Morphology and Sequence Data of Mexican Populations of the Ciliate Parasite of Marine Fishes *Trichodina rectuncinata* (Ciliophora: Trichodinidae). Acta Protozoologica. 57(2), 145–151. <http://dx.doi.org/10.4467/16890027AP.18.012.8986>.
29. Junior, J. A. F., Leonardo, A. S., Azevedo, J. P. M. V. B., Rodrigues, F. R., Nascimento, K. A., Macêdo, J. T. S. A., Pedroso, P. M. O. 2018. Outbreak of infection by *Piscinoodinium pillulare* and *Trichodina* spp. in tambaquis (*Colossoma macropomum*), pirapitingas (*Piaractus brachipomus*) and tilapias (*Oreochromis niloticus*) in the Federal District, Brazil. Acta Scientiae Veterinariae, 46, 1–5. <https://doi.org/10.22456/1679-9216.86827>.
30. Khallaf, M., El-Bahrawy, A., Awad, A., Elkhatam, A. 2020. Prevalence and Histopathological Studies of *Trichodina* spp. Infecting *Oreochromis niloticus* in Behera Governorate, Egypt. J. of Current Veterinary Reseach. 2(1), 1–7.
31. Kazubiski, S.L., 1982. Morphological Variability of *Trichodina reticulata* Hirschmann et Partsch, 1955 (Ciliata, Peritrichida), a Parasite of *Carassius carassius* (L.) from Small Pond in Kortowo (Olsztyn). Acta Protozool. 21, 1–6.
32. Kayis, S., Balta, F., Serezli, R., Er, A. 2013. Parasites on different ornamental fish species in Turkey. Journal of Fisheries Sciences. 7(2), 114–120. DOI: 10.3153/jfsc.2013012.
33. Li, M., Wang, R., Gomes, G. B., Zou, H., Li, W., Wu, S., Wang, G., Ponce-Gordo, F. 2018. Epidemiology and identification of two species of *Chilodonella* affecting farmed fishes in China. Veterinary Parasitology. 264, 8–17. doi:10.1016/j.vetpar.2018.10.009.
34. Lima, J. de F., Montagner, D., Duarte, S. S., Yoshioka, E. T. O., Dias, M. K. R., Tavares-Dias, M. 2019. Recirculating system using biological aerated filters on tambaqui fingerling farming. Pesquisa Agropecuária Brasileira. 54, e00294. DOI: 10.1590/s1678-3921.pab2019.v54.00294.
35. Lizama, M. A. P.; Fernandes, E. S.; Oda, F. H.; Moreira, L. H. A.; Ribeiro, T. S. 2013. Parasitos como bioindicadores, in: Pavanelli, G. C.; Takemoto, R. M.; Eiras, J. C. (Eds.) Parasitologia de Peixes do Brasil. EDUEM, Maringá, pp. 115 – 134.

36. Lynn, D.H. 2008. The Ciliated Protozoa: Characterization, Classification, and Guide to the Literature, 3rd ed. Springer Science & Business Media.
37. Majeed, S.K., Gopinath, C., J, D.W. 1984. An outbreak of white spot disease (*Ichthyophthirius multifiliis*) in young fingerling rainbow trout (*Salmo gairdneri* Richardson).
38. Mamun, M. A. A., Nasren, S., Srinivasa, K. H., Rathore, S. S., Abhiman, P. B., Rakesh, K. 2019. Heavy infection of *Ichthyophthirius multifiliis* in striped catfish (*Pangasianodon hypophthalmus*, Sauvage 1878) and its treatment trial by different therapeutic agents in a control environment. *Journal of Applied Aquaculture*, 1–13. doi :10.1080/10454438.2019.1610541.
39. Marcotegui, P. S., Montes, M. M., Barneche, J., Ferrari, W., Martorelli, S. 2018. Geometric morphometric on a new species of Trichodinidae. A tool to discriminate trichodinid species combined with traditional morphology and molecular analysis. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. 7(2), 228–236. doi:10.1016/j.ijppaw.2018.06.004.
40. Martins, M.L., Moraes, F.R., Fujimoto, R.Y., Onaka, E.M., Nomura, D.T., Silva, C.A.H., Schalch, S.H.C. 2000. Parasitic infections in cultivated freshwater fishes a survey of diagnosed cases from 1993 to 1998. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.* 9, 23–28.
41. Martins, M.L., Marchiori, N., Roumbedakis, K., Lami, F. 2012. *Trichodina nobilis* Chen, 1963 and *Trichodina reticulata* Hirschmann et Partsch, 1955 from ornamental freshwater fishes in Brazil. *Brazilian J. Biol.* 72, 281–286. <https://doi.org/10.1590/S1519-69842012000200008>
42. Martins, M.L., Cardoso, L., Marchiori, N., Benites de Pádua, S. 2015. Protozoan infections in farmed fish from Brazil: diagnosis and pathogenesis. *Infecções por protozoários em peixes cultivados no Brasil: diagnóstico e patogênese*. *Braz. J. Vet. Parasitol.* 24, 1–20. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612015013>
43. Martins, M.L., Marchiori, N., Bittencourt, L.S., Tavares-Dias, M. 2016. A new species of *Tripartiella* (Ciliophora: Trichodinidae) from *Aequidens tetramerus* (Perciformes: Cichlidae) in north Brazil. *Braz J Biol* 76, 435–438.
44. Matthews, R.A. 2005. *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet and ichthyophthiriosis in freshwater teleosts. *Adv. parasitol.* 59- 159-241. [https://doi.org/10.1016/S0065-308X\(05\)S9003-1](https://doi.org/10.1016/S0065-308X(05)S9003-1)
45. McCartney, J.B., Fortner, G.W., Hansen, M.F. 1985. Scanning Electron Microscopic Studies of the Life Cycle of *Ichthyophthirius multifiliis*. *J. Parasitol.* 71, 218. <https://doi.org/10.2307/3281906>
46. Miranda, L.H., Marchiori, N., Alfaro, C.R., Martins, M.L. 2012. First record of *Trichodina heterodontata* (Ciliophora: Trichodinidae) from *Arapaima gigas* cultivated in Peru. *Acta Amaz.* 42, 433–438. <https://doi.org/10.1590/S0044-59672012000300016>
47. Nguyen, V.V., Dong, H.T., Senapin, S., Kayansamruaj, P., Pirarat, N., Rung-ruangkijkrai, T., Tiawsirirup, S., Rodkhum, C. 2020. Synergistic infection of *Ichthyophthirius multifiliis* and *Francisella noatunensis* subsp. *orientalis* in hybrid red tilapia (*Oreochromis* sp.). *Microb. Pathog.* 147, 104369. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2020.104369>
48. Nigrelli, R.F., Pokorny, K.S., Ruggieri, G.D. 1976. Notes on *Ichthyophthirius multifiliis*, a Ciliate Parasitic on Fresh-Water Fishes, with Some Remarks on Possible Physiological Races and Species. *Trans. Am. Microsc. Soc.* 95, 607–613.
49. Noga, E.J. 2010. *Fish Disease: Diagnosis and Treatment*, Second Ed. ed. Wiley Blackwell.
50. Ojwala, R. A., Otachi, E. O., Kitaka, N. K. 2018. Effect of water quality on the parasite assemblages infecting Nile tilapia in selected fish farms in Nakuru County, Kenya. *Parasitology Research*. doi:10.1007/s00436-018-6042-0.
51. Özer, A., Öztürk, Tü., Kornyychuk, Y.M., Yurakhno, V. 2015. *Trichodina gobii* (Ciliophora: Trichodinidae) on whiting *Merlangius Merlangus* with a checklist from Turkish and Russian coasts of the black sea. *Acta Zool. Acad. Sci. Hungaricae* 61, 119–134. <https://doi.org/10.17109/AZH.61.2.119.2015>
52. Pádua, S.B., Martins, M.L., Carrijo-Mauad, J.R., Ishikawa, M.M., Jerônimo, G.T., Dias-Neto, J., Pilarski, F. 2013a. First record of *Chilodonella hexasticha* (Ciliophora: Chilodonellidae) in Brazilian cultured fish: A morphological and pathological assessment. *Vet. Parasitol.* 191, 154–160. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.07.030>
53. Pádua, S.B., Ishikawa, M.M., Ventura, A.S., Jerônimo, G.T., Martins, M.L., Tavares, L.E.R. 2013b. Brazilian catfish parasitized by *Epistylis* sp. (Ciliophora, Epistylidae), with description of parasite intensity score. *Parasitol. res.* 112, 443-446. doi:10.1007/s00436-012-3069-5

54. Pádua, S.B.D., Martins, M.L., Valladão, G.M.R., Utz, L., Zara, F.J., Ishikawa, M.M., Belo, M.A.D.A. 2016. Host-parasite relationship during *Epistylis* sp.(Ciliophora: Epistylididae) infestation in farmed cichlid and pimelodid fish. *Pesqui. Agropecu. Bras.* 51, 520-526. <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2016000500012>
55. Pagliarini, C.D., Franceschini, L., Ribeiro, C.D.S., Delariva, R.L., Amorim, J.P.D.A., Ramos, I.P. 2019. *Dolops carvalhoi* como vetor de *Epistylis* sp. entre espécimes cultivados e silvestres de *Oreochromis niloticus* no Brasil. *Rev. Bras. de Parasitol. Vet.* 28(2), 325-329. <https://doi.org/10.1590/S1984-296120180094>
56. Paladini, G., Longshaw, M., Gustinelli, A., Shinn, A. P. 2017. Parasitic Diseases in Aquaculture: Their Biology, Diagnosis and Control, in: Austin, B., Newaj-Fyzul, A. (Eds.), *Diagnosis and Control of Diseases of Fish and Shellfish*. Wiley. Chennai, pp. 37-107.
57. Pantoja, M. F. W., Neves, R. L., Dias, R. D. M., Marinho, G. B. R., Montagner, D., Tavares-Dias, M. 2012. Protozoan and metazoan parasites of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. *Rev. MVZ Córdoba.* 17(1), 2812-2819. DOI:10.21897/rmvz.248
58. Paul, T., Mandal, J., Dasgupta, M., Sarkar, G., Karmakar, D., Kundu, G., Mazumdar, M. 2018. A Preliminary Study on Prevalence of Parasites in Ornamental Fish, *Carassius auratus* (Gold Fish). *International Journal of Engineering, Science and Mathematics.* 7(4), 74-83.
59. Piazza, R. S., Martins, M. L., Guiraldelli, L., Yamashita, M. M. 2006. Parasitic diseases of freshwater ornamental fishes commercialized in Florianópolis, Santa Catarina, Brazil. *B. Inst. Pesca.* 32(1): 51-57.
60. Pinto, H. A., Wieloch, A. H., Melo, A. L. 2006. Uma nova espécie de *Trichodina* Ehrenberg, 1838 (Ciliophora: Trichodinidae) em *Biomphalaria schrammi* (Crosse, 1864) (Mollusca: Planorbidae). *Lundiana.* 7(2), 121-124.
61. Rodrigues, F.S., Assane, I.M., Valladão, G.M.R., de Paula, F.G., Andrade, C.L., de Moraes, A.P., Dall'agnol, M., Pascoal, L.M. 2019. First report of *Trichodinella* and new geographical records of trichodinids in nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) farmed in Brazil. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.* 28, 229-237. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612019038>
62. Rokhmani, R., Setyawati, E., Wahyono, D. 2018. Moleculer Detection of Protozoa *Trichodina* spp. In Gourami (*Osphromenus Gourame* Lac.) Larvae with The infecting 18S rRNA Gene Marking in Exs. Residence of Banyumas, Central Java. *Biosaintifika: Journal of Biology & Biology Education,* 10(2), 320-325. doi:<https://doi.org/10.15294/biosaintifika.v10i2.11720>.
63. Rokmani, R., Riwidharso, E., Darsono, D., Utami, P. 2019. Morphological variations, prevalence and intensity of *Trichodina* spp. on fish in the Kranji River Purwokerto, Central Java. *Pros. Sem. Nas. Masy, Biodiv. Indon.* 5(2), 312-315. <https://doi.org/10.13057/psnmbi/m050230>.
64. Santos, R. B. S., Tavares-Dias, M. 2010. Células sanguíneas e resposta hematológica de *Oxydoras niger* (Pisces, Doradidae) oriundos da bacia do médio Rio Solimões, estado do Amazonas (Brasil), naturalmente parasitados. *Bol. Inst. Pesca.* 36(4), 283-292.
65. Santos, M. A., Jerônimo, G. T., Cardoso, L., Tancredo, K. R., Medeiros, P. B., Ferrarezi, J. V., Gançaves, E. L. T., Assis, G. C., Martins, M. L. 2017. Parasitic fauna and histopathology of farmed freshwater ornamental fish in Brazil. *Aquaculture.* 470, 103-109. doi:10.1016/j.aquaculture.2016.12.032.
66. Santos, M.A., Peixoto, J.S., Madi, R.R., Espósito, T.S. 2018. Protozoan and metazoan parasites of juvenile tambaqui *Colossoma macropomum* farmed in the Lower São Francisco, Brazil. *ActaFish.* 6(1), 29-34. <https://doi.org/10.2312/Actafish.2018.6.1.29-34>.
67. Shinn, A. P., Pratoomyot, J., Bron, J. E., Paladini, G., Brooker, E. E., Brooker, A. J. 2014. Economic costs of protistan and metazoan parasites to global mariculture. *Parasitology,* 142(01), 196-270. doi:10.1017/s0031182014001437.
68. Tang, F., Zhang, Y., Zhao, Y. 2016. Morphological and Molecular Identification of the New Species, *Trichodina pseudoheterodontata* sp. n. (Ciliophora, Mobilida, Trichodinidae) from the Channel Catfish, *Ictalurus punctatus*, in Chongqing China. *Journal of Eukaryotic Microbiology.* 64(1), 45-55. doi:10.1111/jeu.12335.
69. Tavares-Dias, M., Lemos, J. R. G., Martins, M. L. 2010. Parasitic fauna of eight species of ornamental freshwater fish species from the middle Negro River in the Brazilian Amazon Region. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.* 19(2), 103-107. <http://dx.doi.org/10.4322/rbpv.01902007>.
70. Tavares-Dias, M., Araujo, C. S. O., Porto, S. M. A., Viana, G. M., Monteiro, P. C. 2013. Sanidade do Tambaqui *Colossoma macropomum* nas Fases de

71. Tavares-Dias, M., Martins, M. L. 2017. An overall estimation of losses caused by diseases in the Brazilian fish farms. *Journal of Parasitic Diseases*, 41(4), 913–918. doi:10.1007/s12639-017-0938-y.
72. Tavares, G.C., Queiroz, G.A. de, Assis, G.B.N., Leibowitz, M.P., Teixeira, J.P., Figueiredo, H.C.P., Leal, C.A.G. 2018. Disease outbreaks in farmed Amazon catfish (*Leiarus marmoratus* x *Pseudoplatystoma corruscans*) caused by *Streptococcus agalactiae*, *S. iniae*, and *S. dysgalactiae*. *Aquaculture* 495, 384–392. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.06.027>
73. Traxler, G.S., Richard, J., McDonald, T.E., Richard, J., Ichthyophthirius, T.E.M. 1998. *Ichthyophthirius multifiliis* (Ich) Epizootics in Spawning Sockeye Salmon in British Columbia, Canada. *J. Aquat. Anim. Health* 10, 143–151. [https://doi.org/10.1577/1548-8667\(1998\)010<0143](https://doi.org/10.1577/1548-8667(1998)010<0143)
74. Valladão, G. M. R., Gallani, S. U., De Pádua, S. B., Martins, M. L., Pilarski, F. 2013. *Trichodina heterodontata* (Ciliophora) infestation on *Prochilodus lineatus* larvae: a host–parasite relationship study. *Parasitology*. 141(05), 662–669. doi:10.1017/S0031182013001480.
75. Valladão, G.M.R., Pádua, S.B., Gallani, S.U., Menezes-Filho, R.N., Dias-Neto, J., Martins, M.L., Ishikawa, M.M., Pilarski, F. 2013. *Paratrachodina africana* (Ciliophora): Apathogenic gill parasite in farmed Nile tilapia. *Vet. Parasitol.* 197, 705–710. <https://doi.org/10.1016/j.jvetpar.2013.04.043>
76. Valladão, G.M.R., Giannecchini, L.G., Martins, M.L., Pádua, S.B. 2015. *Trichodina modesta*: an exotic ciliate in the Neotropical region parasitizing an unusual host. *Braz. J. Vet. Parasitol.* 24, 162–167.
77. Valladão, G. M. R., Gallani, S. U., Ikefuti, C. V., da Cruz, C., Levy-Pereira, N., Rodrigues, M. V. N., Pilarski, F. 2016. Essential oils to control ichthyophthiriasis in pacu, *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg): special emphasis on treatment with *Melaleuca alternifolia*. *Journal of Fish Diseases*, 39(10), 1143–1152. doi:10.1111/jfd.12447.
78. Valladão, G.M.R., Pereira, M.M., Gallani, S.U., Pilarski, F. 2019. A massive *Chilodonella hexasticha* infestation associated with yellowtail tetra *Astyanax lacustris* mortality in aquaculture: Identification and pathology. *Aquacult. Res.* 50 (7), 2019–2022. <https://doi.org/10.1111/are.14087>
79. Van As, J.G., Basson, L. 1987. Host specificity of trichodinid ectoparasites of freshwater fish. *Parasitol. Today* 3, 88–90. [https://doi.org/10.1016/0169-4758\(87\)90166-9](https://doi.org/10.1016/0169-4758(87)90166-9)
80. Verner-Jeffreys, D.W., Taylor, N.J. 2015. Review of freshwater treatments used in the Scottish freshwater rainbow trout aquaculture industry. *Scottish Aquaculture Research Forum Report SARF10*. Centre for Environment Fisheries & Aquaculture Science (Cefas) Weymouth.
81. Wang, Z., Zhou, T., Gu, Z. 2017. New data of two trichodinid ectoparasites (Ciliophora: Trichodinidae) from farmed freshwater fishes in Hubei, China. *European Journal of Protistology*, 60, 50–59. doi:10.1016/j.ejop.2017.04.002.
82. Wang, Z., Zhou, T., Yang, H., Gu, Z. 2019. First diagnosis of ectoparasitic ciliates (*Trichodina* and *Chilodonella*) on farmed juvenile yellow catfish, *Tachysurus fulvidraco* in China. *Aquaculture Research*. 1–11. doi:10.1111/are.14285.
83. Wang, Q., Yu, Y., Zhang, X., Xu, Z. 2019. Immune responses of fish to *Ichthyophthirius multifiliis* (Ich): A model for understanding immunity against protozoan parasites. *Developmental and Comparative Immunology*, 93, 93–102. doi:10.1016/j.dci.2019.01.002.
84. Woo, P.T.K. 2006. *Fish Diseases and Disorders, Volume 1: Protozoan and Metazoan Infections* Second Edition.
85. Yada, T., Tort, L. 2016. Stress and Disease Resistance: Immune System and Immunoendocrine Interactions, in: Schreck, C. B., Tort, L., Farrell, A. P., Brauner, C. J. (Eds.), *Biology of Stress in Fish - Fish Physiology*. Academic Press, pp. 365–403.
86. Yu, W., Luo, Y., Yu, Y., Dong, S., Yin, Y., Huang, Z., Xu, Z. 2019. T cell receptor (TCR) α and β genes of loach (*Misgurnus anguillicaudatus*): Molecular cloning and expression analysis in response to bacterial, parasitic and fungal challenges. *Developmental and Comparative Immunology*. 90, 90–99. doi:10.1016/j.dci.2018.09.005.

3. Parasitoses causadas por protozoários flagelados



pixabay.com

Rebeca Machado do Nascimento¹,
Sílvia Umeda Gallani^{2*}

¹Mestranda, zootecnista, Laboratório de Parasitologia e Patologia de Organismos Aquáticos, UNL

²Professora adjunta, médica veterinária, doutora, Laboratório de Microbiologia Aplicada a Organismos Aquáticos, UNL

*Autor para correspondência: silviaugallani@gmail.com

1. Introdução

As informações sobre parasitoses causadas por protozoários flagelados em peixes não são totalmente esclarecidas, e, por isso, o diagnóstico, o controle e o tratamento dessas doenças ainda permanecem comprometidos. Em decorrência das condições propícias no ambiente de criação, protozoários flagelados podem demonstrar rápida velocidade de propagação da forma infectante (Eiras, 2016), o que acarreta consideráveis perdas econômicas para os produtores de peixes.

Os membros do grupo de protozoários flagelados são facilmente confundidos entre si, mesmo por pesquisadores muito capacitados. Ao longo do tempo, muitos desses parasitos sofreram alterações e, em consequência disso, não se encontram divididos hierarquicamente entre classe, ordem ou família, mas divididos em supergrupos e grupos (Hoffman, 2019), permitindo, assim, adequar a classificação do grupo no caso de variações nos táxons. Neste capítulo, iremos abordar os principais parasitos flagelados de peixes criados no Brasil, agrupados segundo a classe

parasitária: Dinophyceae (*Piscinoodinium*), Kinetoplastea (gêneros *Cryptobia*, *Ichthyobodo*, *Trypanosoma*) e Zoomastigophorea (gêneros *Hexamita* e *Spironucleus*).

2. Dinophyceae: *Piscinoodinium pillulare*

Esse protozoário é o agente causador da enfermidade popularmente conhecida como “doença do veludo”. Pertencente ao supergrupo Chromoalveolata (Adl *et al.*, 2005; Alvarez-Pellitero, 2008), *P. pillulare* é destacado como um dos principais parasitos em termos de gerar perdas econômicas para os produtores de peixes.

2.1. Características morfológicas

Esse protista flagelado é considerado um dinoflagelado, e essa terminologia é relacionada ao seu aspecto de locomoção, já que dino advém de “rodopiante”. Mesmo assim, vale lembrar que, quando esse patógeno é visualizado na microscopia de luz em lâmina de esfregaço

Piscinoodinium pillulare
Esse protozoário é o agente causador da enfermidade popularmente conhecida como “doença do veludo”. Pertencente ao supergrupo Chromoalveolata (Adl *et al.*, 2005; Alvarez-Pellitero, 2008), *P. pillulare* é destacado como um dos principais parasitos em termos de gerar perdas econômicas para os produtores de peixes.

P. pillulare apresenta ciclo de vida monoxeno (ciclo direto, no qual o peixe é o único hospedeiro), que dependendo da temperatura da água, pode se completarem torno de cinco dias, já que é ela que determina o intervalo do ciclo (quanto maior a temperatura, mais curto é o ciclo).

do muco da brânquia e da superfície corpórea, apresenta-se imóvel, o que torna seu diagnóstico um pouco mais árduo.

P. pillulare possui a forma piriforme. Geralmente, sua coloração é castanho-amarelada (Figura 1a), mas pode variar de acordo com a coloração da água do tanque/viveiro. Ele

possui cloroplastos bem desenvolvidos, o que permite realizar fotossíntese (Lom e Schubert, 1983; Lieke *et al.*, 2020). Mesmo obtendo partes essenciais de sua nutrição da fotossíntese, ao que parece, ele necessita do hospedeiro para completar sua nutrição (Lom e Schubert, 1983). Ainda, ele se fixa nas brânquias, nas nadadeiras e no tegu-

mento do hospedeiro, por meio de estruturas denominadas rizoides ou rizocistos (Lieke *et al.*, 2020).

2.2. Ciclo de vida

P. pillulare apresenta ciclo de vida monoxeno (ciclo direto, no qual o peixe é o único hospedei-

ro), que dependendo da temperatura da água, pode se completarem torno de cinco dias, já que é ela que determina o intervalo do ciclo (quanto maior a temperatura, mais curto é o ciclo).

Recentemente, Lieke *et al.* (2020) descreveram, de forma mais detalhada, o ciclo do *Piscinoodinium*, dividindo-o em três estágios: primeiro, os dinosporos (ou gimnosporos), que apresentam natação livre, infectam o hospedeiro, penetrando no epitélio (normalmente brânquia ou pele) através dos rizoides. Depois de penetrar o hospedeiro, os dinosporos se transformam em trofontes, que se alimentam das células do hospedeiro. Finalmente, os parasitos se soltam do hospedeiro e se transformam em tomontes. Nessa fase, um único tomonte (forma reprodutiva) pode produzir até 256 novos dinosporos, prontos para infectar um novo hospedeiro.

2.3. Hospedeiros

P. pillulare afeta principalmente peixes jovens e apresenta baixa especificidade, ou seja, diversas espécies de peixes podem sofrer infecção. No Brasil, Martins *et al.* (2001) descreveram primeiramente a infestação na tilápia (*Oreochromis niloticus*), curimatá (*Prochilodus lineatus*), tambaqui (*Colossoma macropomum*), pacu

P. pillulare afeta principalmente peixes jovens e apresenta baixa especificidade, ou seja, diversas espécies de peixes podem sofrer infecção.

(*Piaractus mesopotamicus*), tambacu (*Colossoma macropomum* x *Piaractus mesopotamicus*) e piaçu (*Leporinus macrocephalus*). No ano seguinte, Martins *et al.* (2002) descreveram maior susceptibilidade do tambacu e piaçu para esse parasito, em espécies estudadas no estado de São Paulo. Hoje em dia, é vasta a lista de espécies de consumo (Alcântara e Tavares-Dias, 2015; Júnior *et al.*, 2018; Ferreira *et al.*, 2019) e or-

namentais (Florindo *et al.*, 2017) afetadas por tal parasito.

Surtos de mortalidade por esse parasito já foram descritos para muitas espécies nativas, como

matrinxã (*Brycon cephalus*) (Carneiro *et al.*, 2002), tambaqui (Gomes *et al.*, 2018; Ferreira *et al.*, 2019), pirarucu (*Arapaima gigas*) e pacu (Sant'Ana *et al.*, 2012). *P. pillulare* é considerado de alta patogenicidade, causando alta morbidade e mortalidade em peixes de criação comercial, cujas perdas dos lotes podem chegar a 100% de forma aguda.

2.4. Ocorrência

A parasitose é bastante relacionada com as fases de recria (devido à imunidade do hospedeiro) e terminação (devido à capacidade suporte do ambiente se encontrar no nível máximo). Contudo, pode afetar peixes em qualquer fase em condições propícias.

Piscinoodinium pode ser encontrado na superfície corporal e principalmente nas brânquias de peixes criados em regiões temperadas e tropicais. Apesar da ocorrência de *P. pillulare* já ter sido descrita em diversos continentes, como Ásia (Iqbal e Haroon, 2014), Europa (Kayiset al., 2013) e América (Santos et al., 2018), vários relatos científicos da parasitose se concentram no Brasil, onde foi descrito pela primeira vez por Martins et al. (2001), no estado de São Paulo. Mesmo com poucas centenas de relatos desse parasito em todo o mundo, nota-se que a infecção por *P. pillulare* é muito frequente na região Norte do país, como destacado por Lemos et al. (2007), Dias et al. (2009), Santos et al. (2013), Bittencourt et al. (2014), Alcântara e Tavares-Dias (2015), Gomes et al. (2018), Ferreira et al. (2019), afetando diversas espécies de peixes nativas e exóticas. A ocorrência desse parasito em peixes da região Norte pode ser decorrente das condições da região, propícias ao parasito (baixo pH da água, natural em grande parte da Bacia Amazônica e elevada temperatura do ambiente aquático).

O ciclo biológico é direto, ou seja, a transmissão ocorre pela água e pelo contato entre animais/fômites. Por não haver necessidade de hospedeiro intermediário para o ciclo se completar, a proliferação e a propagação do *Piscinoodinium* são facilitadas.

2.5. Forma de transmissão

O ciclo biológico é direto, ou seja, a transmissão ocorre pela água e pelo contato entre animais/fômites. Por não haver necessidade de hospedeiro intermediário para o ciclo se completar, a proliferação e a propagação do *Piscinoodinium* são facilitadas.

Vale lembrar que, apesar de a transmissão ser rápida entre peixes infestados, essa parasitose não impõe qualquer preocupação à saúde humana (enfermidade de peixes, não zoonótica).

2.6. Fatores predisponentes

A ocorrência de surtos infecciosos nos lotes de peixes tem sido relacionada principalmente a fatores relacionados

com: qualidade da água (excesso de matéria orgânica, baixa quantidade de oxigênio, baixo pH e temperaturas altas) e estresse dos peixes (variações bruscas na temperatura, manejos inadequados, atrelados a altas densidades no sistema). Tavares-Dias (2001) descreve que surtos de infecção com maiores taxas de mortalidade no sudeste do país são observados diante da queda de temperatura nos períodos mais frios do ano, quando ocorre a imunodepressão dos peixes. Já no norte do país, as condições

de temperatura alta, ausência de vazão sanitário e sistema de viveiros com baixa renovação de água podem predispor ainda mais a ocorrência dessa parasitose.

2.7. Principais sinais clínicos e histopatologia

Em infecções graves, é possível macroscopicamente visualizar pontos difusos de cor bronze (variando de amarelo-esverdeado a marrom) no tecido afetado, característico do parasito. As brânquias correspondem ao órgão mais afetado e podem se encontrar, com acúmulo de matéria orgânica, pálidas (Figura 1b), congestas, com hemorragias do tipo petéquias, equimoses e sufusões. Como a infecção é mais frequente na brânquia, o principal sinal clínico de peixes infectados é a dispneia (dificuldade respiratória). Dessa forma, produtores relatam prolapso labial (Figura 1c) e boquejamento, intenso batimento opercular, aglomeração dos peixes na entrada de água do viveiro, próximo a aeradores, nas telas dos tanques-rede, nas bordas dos viveiros e na superfície da água, onde a concentração

Como a infecção é mais frequente na brânquia, o principal sinal clínico de peixes infectados é a dispneia (dificuldade respiratória).

A alta patogenicidade desses organismos é causada não apenas por extensos danos estruturais ao epitélio pelo rizoide, mas também por alterações histopatológicas, até mesmo em células adjacentes ao local de fixação, possivelmente induzidas por toxinas ou metabólitos irritantes

de oxigênio é maior. Consequentemente, os peixes deixam de se alimentar.

Devido à parasitose, o hospedeiro produz bastante muco como

barreira protetora, tanto nas brânquias quanto na superfície corporal, além da prática de atrito em pedras ou laterais do viveiro em virtude do prurido. Lesões são facilmente visualizadas nos locais onde o tecido é delicado, como nadadeiras e brânquias, mas podem ser verificadas em qualquer região do corpo onde haja infecção.

A denominação “doença do veludo” (Noga, 2010) decorre da penetração dos rizoides do parasito nas camadas superficiais do epitélio, o que gera o caráter aveludado (Figura 1d) na superfície do animal (Sant’Ana *et al.*, 2012; Lieke *et al.*, 2020). Devido às lesões decorrentes da penetração do parasito, o indivíduo se torna susceptível a infecções secundárias, frequentes em qualquer parasitose de alta intensidade. Dessa forma, os sinais clínicos observados podem ser também decorrentes da infecção oportunista.

A alta patogenicidade desses organismos é causada não apenas por

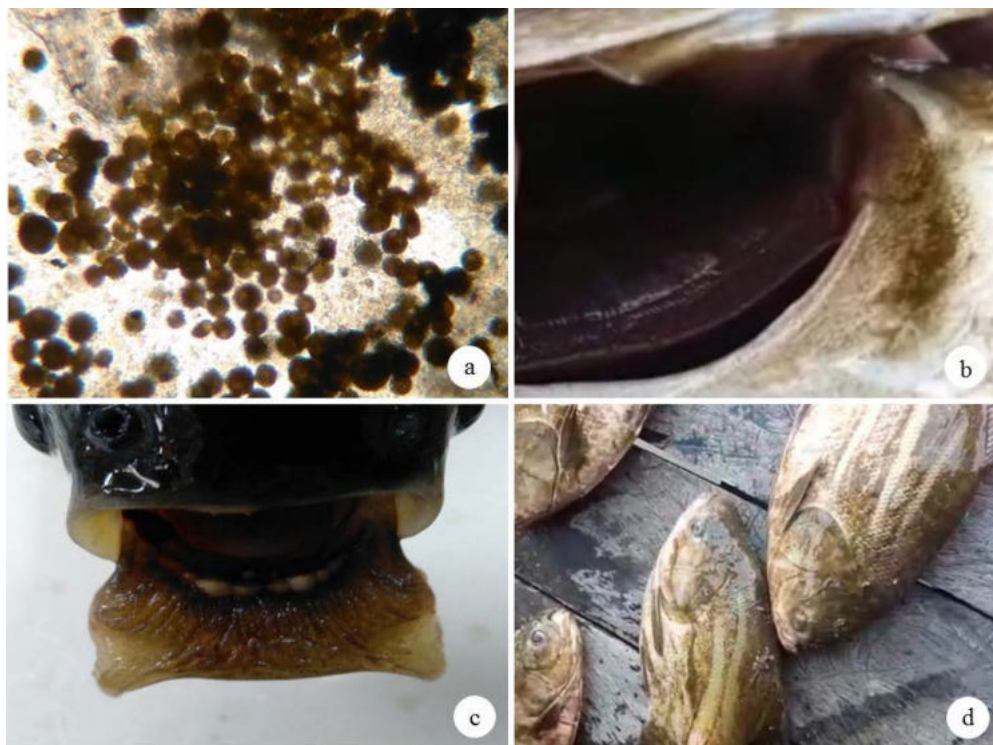


Figura 1. *Piscinoodinium pillulare* com coloração castanho-amarelada em fotomicrografia do exame a fresco do muco (a) e tambaquis apresentando brânquias com acúmulo de matéria orgânica e pálidas (b), prolapso labial (c) e tegumento com caráter aveludado, característico da “doença do veludo” (d). Fotos gentilmente cedidas por Gustavo Moraes Ramos Valladão (a, c) e Jeffson Nobre Pereira (b, d).

extensos danos estruturais ao epitélio pelo rizoide, mas também por alterações histopatológicas, até mesmo em células adjacentes ao local de fixação, possivelmente induzidas por toxinas ou metabólitos irritantes (Lieke *et al.*, 2020). Na histologia, as alterações mais frequentes são de hiperplasia, hipertrofia de células basais, epiteliais e mucosas, com eventual fusão das lamelas secundárias das brânquias (Pavanelli *et al.*, 2008), associadas a transtornos circulatórios, como hemorragias petequiais, congestão, telangiectasia, hemorragia intersti-

cial e edema subepitelial (Schalch *et al.*, 2006). A degeneração e a necrose são frequentes, e, por esse motivo, os peixes parasitados morrem devido à insuficiência respiratória.

3. Kinetoplastea (gêneros *Cryptobia*, *Trypanosomae* *Ichthyobodo*)

Os cinetoplastas têm sido relatados em ambientes aquáticos diversos e em uma vasta variedade de espécies, principalmente ornamentais. Por isso,

o sucesso no ambiente de criação de peixes depende do conhecimento mais aprofundado da epidemiologia desses parasitos. Como muitos deles têm sido relatados por pesquisadores brasileiros durante monitoramento sanitário, iremos destacar os três gêneros que mais têm sido diagnosticados nos últimos 10 anos: *Trypanosoma*, *Cryptobia*, e *Ichthyobodo*.

3.1. *Trypanosoma* e *Cryptobia*

Trypanosoma e *Cryptobia* são hemoparasitos flagelados, muito semelhantes entre si, porém de possível distinção pela avaliação taxonômica. Para determinação das espécies, a indicação para melhor investigar a filogenia desses protozoários é o sequenciamento das subunidades ribossomais (18S).

3.1.1. Características morfológicas

Trypanosoma spp. e *Cryptobia* spp. pertencem ao supergrupo Excavata e ao grupo Trypanosomatida (Adl *et al.*, 2005; Alvarez-Pellitero, 2008). Há uma grande confusão entre parasitos desse grupo (*Trypanosoma*, *Cryptobia*, *Hexamita*, *Trypanoplasma*, etc.).

Trypanosoma tem formato de folha alongada e um único núcleo no corpo, com cinetoplasto presente, de onde o flagelo longo e único se sobressai

(Hoffman, 2019). A membrana ondulante se estende ao longo de um dos lados do corpo.

Cryptobia tem formato triangular alongado e, diferentemente do *Trypanosoma*, possui dois flagelos. Um deles é voltado para a frente e o outro para trás. As ondulações do flagelo não são discerníveis da superfície corporal, assim como no *Trypanoplasma* (Hoffman, 2019).

3.1.2. Ciclo de vida

O ciclo de vida de ambos os parasitos hemoflagelados (extraeritrocitários)

não está totalmente elucidado. Segundo Jesus *et al.* (2018), o que parece ser de consenso entre os pesquisadores é que esses parasitos são transmitidos para os peixes por vetores anelídeos (hirudíneos ou sanguesugas).

Quando esses organismos ingerem o sangue de um indivíduo infectado, ocorre, dentro do tubo digestivo do hirudíneo/sanguesuga, variadas transformações morfológicas do hemoparasita. Por meio de sucessivas divisões binárias, originam-se as fases amastigoto, esfero-mastigoto, epimastigoto e tripomastigoto. Tripomastigoto é o estágio final e é encontrado na probóscide do vetor. Uma vez infectados, os vetores podem propagar a infecção para o lote mediante a sucção do sangue.

O gênero *Cryptobia* também pode apresentar ciclo de vida direto (infecção gastrointestinal). Nesse ciclo, acredita-se que as formas infecciosas são eliminadas com as fezes e que a ingestão delas (por canibalismo de órgãos de outros peixes infectados) resulte na infecção.

3.1.3. Hospedeiros

Até o momento, não está totalmente elucidado se apresentam especificidade parasitária. Tanto *Trypanosoma* (Mohammed *et al.*, 2019) quanto *Cryptobia* (Paul *et al.*, 2018; Pazooki e Masoumian, 2018) podem infectar espécies de peixes marinhas e de água doce.

Uma variedade de espécies já foi descrita ... [no] Brasil, como *T. platanusi* e *T. froesi* ... no sangue de *Mugil liza*. Mais recentemente *Trypanosoma* spp. foi identificado ... infectando o sangue de *C. macropomum* ... [com] mortalidade em *O. niloticus* ...

Trypanosoma geralmente é encontrado ao acaso no exame sanguíneo (Figura 2), principalmente em espécies de peixes selvagens. Ao que parece, é muito comum em cascudos (Corrêa *et al.*, 2016; Molina *et al.*, 2016). No ambiente produtivo, esse parasito foi recentemente diagnosticado, por Jesus

et al. (2018), como agente causador de surto de mortalidade aguda de tilápias criadas em tanques-rede. Desde então, esse grupo de parasito gera preocupação quanto à falta de informações para padronização e estabelecimento de protocolos sanitários adequados para prevenção, controle e tratamento.

Uma variedade de espécies já foi descrita

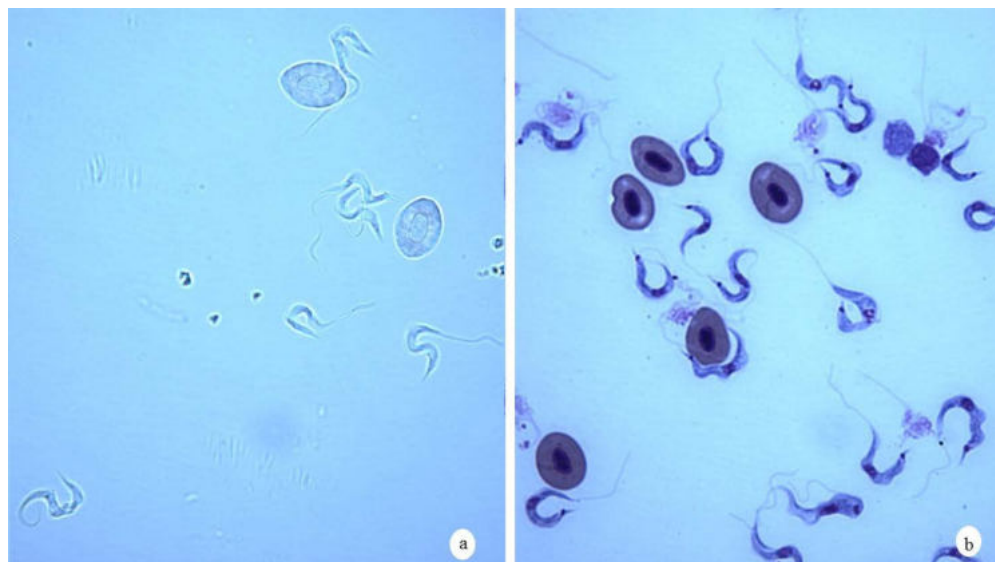


Figura 2. Fotomicrografias do *Trypanosoma* visualizado no exame sanguíneo fresco (a) e após coloração com MGGW (b).

no sul e no sudeste do Brasil, como *T. platanusi* (Ribeiro *et al.*, 1996) e *T. froesi* (Lima 1976; Eiras *et al.*, 1995) no sangue de *Mugil liza*. Mais recentemente *Trypanosoma* spp. foi identificado no norte do país, infectando o sangue de *C. macropomum* (Rodrigues *et al.*, 2017) e no sudeste, causando surto de mortalidade em *O. niloticus* (Jesus *et al.*, 2018).

Já *Cryptobia* parece ser comum em ciclídeos (Phillips Savage *et al.*, 2020). No Brasil, já foi identificado *Cryptobia* sp. em cachara (*Pseudoplatystoma reticulatum*) (Pádua *et al.*, 2014), tilápia-do-Nilo (Ranzani-Paiva *et al.*, 2005), pacu e tambaqui (Jerônimo *et al.*, 2015).

3.1.4. Ocorrência

Ambos os hemoparasitos flagelados são cosmopolitas. O primeiro relato de alta mortalidade de peixes de criação por tripanossomíase no Brasil foi descrito por Jesus *et al.* (2018), mas ocorreu em tilápias-do-Nilo. Já para a espécie nativa mais produzida no Brasil, o tambaqui, o primeiro caso foi reportado por Rodrigues *et al.* (2017), porém, apesar de quase metade do lote se mostrar infectado, a infecção foi baixa, e os hospedeiros mostraram-se assintomáticos.

Já com relação ao *Cryptobia*, é de nosso conhecimento que não há registro de quando essa infecção foi diagnosticada pela primeira vez no Brasil como agente

patológico em um surto de mortalidade.

3.1.5. Forma de transmissão

Khan (1976) descreveu que a transmissão ao peixe ocorre durante a hemofagia pelo hospedeiro intermediário. As espécies reportadas em peixes não são consideradas zoonóticas.

3.1.6. Fatores predisponentes

Doenças causadas por flagelados, em sua maioria, são desencadeadas por situações de estresse, associadas a fatores ambientais concomitantes, que oferecem condições ideais para a instalação da infecção.

A presença do vetor (sanguessuga/anelídeos) em alguma fase do ciclo produtivo é necessária para a instalação da doença. Por isso, mesmo que haja rígido controle sanitário no sistema produtivo, o rastreamento e a quarentena de lotes oriundos de outras fazendas produtoras são necessários para o controle dessas parasitoses.

Outras condições ambientais têm se mostrado como fatores predisponentes para a instalação dessas parasitoses, pois, quando associadas às condições de saúde dos peixes, po-

dem aumentar a possibilidade de surtos por infecções parasitárias. Por isso, para controle de qualquer parasitose, é necessário rigoroso controle ambiental, a fim

[*Trypanosoma* spp. e
Cryptobia spp. são]
... cosmopolitas ...
[e as sanguessugas
transmitem] durante a
hemofagia ...

de se evitarem concentrações tóxicas de amônia, nitrito e nitrato, variações bruscas no pH, variações bruscas no oxigênio dissolvido que caracterizem situações de anóxia ou hipóxia, variações extremas de temperatura, altas densidades de estocagem e arraçamento em proporção/qualidade indevida.

3.1.7. Principais sinais clínicos e histopatologia

Trypanosoma spp. e *Cryptobia* spp. são hemoparasitos que em alta infecção podem induzir grave hemólise, perda de hemácias que, juntamente com a hematofagia, acarreta quadro anêmico. Além da própria destruição celular, hemoparasitos flagelados causam alteração do tecido hematopoiético (Clauss *et al.*, 2008), comprometendo a produção dos componentes hematológicos. Dessa forma, os animais passam a apresentar-se letárgicos, com palidez dos órgãos (Jesus *et al.*, 2018).

Como ambos os gêneros geralmente são encontrados em baixa intensidade, descrições quanto a sinais clínicos e histopatológicos não são comuns e, quando estes estão presentes, podem estar associados a outros agentes patogênicos. Recentemente, alterações histológicas significativas foram descritas

Trypanosoma spp. e *Cryptobia* spp. são hemoparasitos que em alta infecção podem induzir grave hemólise, perda de hemácias que, juntamente com a hematofagia, acarreta quadro anêmico.

por Jesus *et al.* (2018) em tilápias donilo criadas em tanque-rede no Brasil, em um caso atípico de alta infecção por *Trypanosoma*. Os pesquisadores destacaram o comprometimento da integridade do tecido branquial, com hiperplasia e hipertrofia notável de células de muco e epiteliais, além da presença de infiltrado inflamatório, edema, fusão das lamelas secundárias e necrose. De uma forma geral, os tecidos hepatopancreático, renal e esplênico apresentaram degeneração celular, extravasamento de sangue, edema, agregação de melanomacrófagos e mastócitos e presença de infiltrado inflamatório. Além disso, um dos destaques foi a visualização da elevada carga parasitária dentro dos vasos sanguíneos (e fora, quando constatada ruptura) de órgãos. Alguns pesquisadores descrevem a formação de granulomas como

resposta do peixe ao tentar eliminar o parasitismo.

Em relação a parasitos do gênero *Cryptobia*, também é muito comum a presença deles no sistema digestório (estômago e intestino), mas podem também ser encontrados em outros órgãos. *Cryptobia* tem sido encontrado em baixa carga infecciosa na pele de peixes de produção e não tem sido considerado um parasito com alta patogenicidade.

Apesar de ser encontrado com certa frequência em peixes de produção, como no tambaqui, o achado não é considerado significativo para induzir a um quadro de enfermidade.

3.2. *Ichthyobodo* spp.

A doença causada por esse protozoário é conhecida como ictiobodose (ou costiose, segundo antiga denominação).

3.2.1. Características morfológicas

Esse protozoário possui corpo achatado e ovoide, com núcleo central (Hoffman, 2019). Contém um par de flagelos, de comprimentos não uniformes (Woo, 2006), originários da cavidade infusorial, no lado ventral do corpo (Hoffman, 2019).

Quando observado a fresco, mostra-se extremamente ativo, com capacidade de rodar sobre seus flagelos dispostos lateralmente (Duarte *et al.*, 2000). Contudo, por ser unicelular, a baixa infestação pode passar despercebida, como a grande maioria dos parasitos protozoários de peixes.

Ichthyobodo spp.
[É gênero, ... com
várias espécies, ... de
protozoário que causa]
doença conhecida como
ictiobodose ...

Até recentemente, o gênero *Ichthyobodo* era taxonomicamente descrito como única espécie: *I. necator*. No entanto, estudos moleculares recentes revelaram que o gênero *Ichthyobodo* consiste em várias espécies diferentes e é muito mais complexo do que se acreditava anteriormente (Isaksen *et al.*, 2013; Yardimci *et al.*, 2016). Portanto, recomenda-se complementar os estudos das características morfológicas com biologia molecular para determinação da espécie e do correto diagnóstico.

3.2.2. Ciclo de vida

É um ectoparasito de ciclo de vida monoxeno, com potencial para reproduzir-se por divisão binária (Duarte *et al.*, 2000). Possui dois estágios: de vida livre e parasitária (Woo, 2006). De acordo com Yardimci *et al.* (2016), a fase de natação livre é dispersiva e se alterna com a fase na qual o parasito permanece anexado ao peixe, alimentando-se. Quando se alimenta, ele se anexa fortemente ao epitélio do hospedeiro definitivo (peixe) através do canal citostomático protube-

Ichthyobodo spp.
É um ectoparasito
... monoxeno, com
[reprodução] por divisão
binária [e] estágios de
vida livre e parasitária
... a fase de natação livre
é dispersiva e se alterna
com a fase na qual o
parasito permanece
aderido ao [epitélio
do] peixe ... através do
canal citostomático
protuberante,
[alimentando-se] por
sucção ...

rante, ingerindo-o por sucção (Hoffman, 2019). Por ser um protozoário, seu ciclo de vida se completa de forma rápida, facilitando o parasitismo.

3.2.3. Hospedeiros

I. necator faz parte dos patógenos que naturalmente compõem a biota aquática do sistema de produção (Woo, 2006); por esse motivo, não possui especificidade quanto ao hospedeiro e, de acordo com Mizuno *et al.* (2017), pode infestar tanto espécies marinhas quanto continentais.

Ichthyobodo é frequentemente encontrado em espécies ornamentais, como kinguio (*Carassius auratus*) (Paul *et al.*, 2018) e gourami-anão (*Colisalalia*) (Shoaibi e Alinezhad, 2019). Contudo, tem sido bastante relatado em peixes de consumo, como corvina (*Argyrosomus regius*) (Yardimci *et al.*, 2016), pacu e tambaqui (Jerônimo *et al.*, 2015). Assim como os demais parasitos apresentados neste capítulo, esse protozoário flagelado não é zoonótico.

3.2.4. Ocorrência

Esse parasito flagelado é cosmopoli-

ta. Pode ser encontrado fixado nas brânquias e no tegumento do animal (Woo, 2006), tanto de peixes de água doce quanto marinhos (Todalet *al.*, 2004). Contudo, as descrições disponíveis sobre a ocorrência de *Ichthyobodo* em peixes de produção são limitadas em número e consistência e, até o momento, não conseguiram evidenciar claramen-

te a prevalência desses agentes e sua patogenicidade, o que dificulta o desenvolvimento de protocolos sanitários.

Alguns estudos de levantamento parasitário já identificaram a presença de *Ichthyobodo* em peixes no Brasil, como Fujimoto *et al.* (2019), que verificaram a presença nas brânquias e na superfície corporal da espécie nativa mais produzida, o tambaqui.

3.2.5. Forma de transmissão

A infestação pode emergir em um indivíduo imunossuprimido ou quando as condições ambientais favorecem a alta carga parasitária, porque a contaminação acontece de um peixe para outro (transmissão horizontal).

Esse parasito não é considerado agente zoonótico, mas pode ser altamente patogênico para peixes. Como

Ichthyobodo necator faz parte dos patógenos que naturalmente compõem a biota aquática do sistema de produção...; por esse motivo, não possui especificidade quanto ao hospedeiro e ... pode infestar tanto espécies marinhas quanto continentais... Assim como os demais parasitos apresentados neste capítulo, esse protozoário flagelado não é zoonótico.

resultado de seu alto potencial de propagação no viveiro, ele não deve ser negligenciado.

3.2.6. Fatores predisponentes

O principal fator predisponente é a baixa qualidade da água. A infecção por *Ichthyobodo* está diretamente relacionada a fatores estressantes e a condições ambientais favoráveis ao parasita (manejo inadequado, alta densidade populacional, baixa concentração de oxigênio, elevada quantidade de partículas orgânicas diluídas na água, variação térmica e outros) (Luque, 2004; Noga, 2010; Martins *et al.*, 2015).

3.2.7. Principais sinais clínicos e histopatologia

Os sinais clínicos da ictiobodose não são específicos. Quando houver alta infestação, os peixes do lote podem apresentar-se letárgicos e com perda de apetite. A infestação branquial induz quadros de dispneia, como agrupamento nas regiões onde a concentração de oxigênio é maior, enquanto a infestação tegumentar induz sinais clínicos condizentes a prurido, como natação errática (*flash*) e comportamento de fricção do corpo nas bordas, no fundo dos viveiros/tanques

e nos objetos. Nesses casos, o piscicultor pode notar agitação da água, ocasionada pela alteração de comportamento do lote. Além disso, a superfície do corpo pode apresentar alteração na coloração (escurecimento ou palidez), excessiva quantidade de muco, focos hemorrágicos, perda de escamas e lesões ulcerativas, que abrem porta para outras infecções oportunistas.

Na histopatologia da brânquia afetada, pode ser verificado que o parasito induz múltiplas deformidades, como hiperplasia, hipertrofia, edema, descolamento epitelial e necrose (Yandi *et al.*,

2017). Na pele pode ser constatada hiperplasia epitelial (Janik *et al.*, 2018), espongiose, vacuolização e até necrose de células epidérmicas (Urawa, 1992). Miyazaki *et al.* (1986) observaram nas brânquias de bagres hiperplasia epitelial com preenchimento dos espaços interlamelares nas lamelas secundárias, além de proliferação de células caliciformes; os capilares das lamelas também apresentavam-se achatados, sugerindo alterações

na circulação, sendo a congestão observada nas brânquias de alevinos. A mortalidade dos animais pode ocorrer em taxas variáveis.

O principal fator predisponente é a baixa qualidade da água. A infecção por *Ichthyobodo* está diretamente relacionada a fatores estressantes e a condições ambientais favoráveis ao parasita (manejo inadequado, alta densidade populacional, baixa concentração de oxigênio, elevada quantidade de partículas orgânicas diluídas na água, variação térmica e outros).

4. Zoomastigophorea (gêneros *Hexamita* e *Spironucleus*)

Dentro da classe Zoomastigophorea, *Spironucleus* (supergrupo Excavata) é considerado o mais ameaçador à saúde de peixes e o único cujos casos de diagnósticos têm ocorrência relevante para peixes do Brasil. Por isso, neste capítulo, iremos abordar esse parasito, que é conhecido principalmente por afetar espécies ornamentais, incluindo espécies nativas (Gallani *et al.*, 2016).

4.1. Características morfológicas

A morfologia dos diplomonadidos é considerada primitiva (Lloyd e Williams, 2014). *Spironucleus* é semelhante ao *Hexamita*, mas possui dois núcleos haploides longos e curvos em espiral (Hoffman, 2019). Nos outros diplomonadidos, a exata localização e morfologia nuclear estabelecem o diagnóstico do gênero (Lloyd e Williams, 2014).

Dentro da classe Zoomastigophorea, *Spironucleus* (supergrupo Excavata) é considerado o mais ameaçador à saúde de peixes e o único cujos casos ... têm ocorrência relevante para peixes do Brasil.

4.2. Ciclo de vida

O ciclo de vida do *Spironucleus* se divide em duas fases: o estágio de fácil reconhecimento da forma ativa do trofozoíto e a fase não móvel de forma cística (Williams *et al.*, 2011). Pouco se sabe sobre o seu encistamento, mas é sugerido que esse processo permite uma vida mais longa a esse parasito quando ele se encontra fora do hospedeiro

(Lloyd e Williams, 2014)

4.3. Hospedeiros

Spironucleus pode afetar uma variedade de espécies marinhas e de água doce (Lloyd e Williams, 2014; Gallani *et al.*, 2016), mas muitos relatos são em espécies ornamentais, principalmente acará-disco *Symphysodon discus* (Hoffman, 2019), acará-bandeira *Pterophyllum scalare* (Hoffman, 2019; Gallani *et al.*, 2016) e em ciclídeos (Paul e Matthews, 2001; Supamattaya *et al.*, 2012). Apesar de poder afetar importantes espécies de consumo, como salmão-do-atlântico (*Salmo salar*) e tilápia, no Brasil há uma grande lacuna de informações e, por isso, não se sabem

Spironucleus pode afetar uma variedade de espécies marinhas e de água doce ... mas muitos relatos são em espécies ornamentais, principalmente acará-disco *Symphysodon discus* ..., acará-bandeira *Pterophyllum scalare* ... e em ciclídeos...

ao certo quais espécies de produção podem ser afetadas por esse endoparasita flagelado.

4.4. Ocorrência

Diplomonídeos como *Spironucleus* são encontrados em uma variedade de hospedeiros ao longo de uma ampla extensão geográfica, de áreas temperadas a tropicais (Supamattaya *et al.*, 2012). As espécies *S. salmonicida* e *S. vortens* são as mais relatadas.

Spironucleus são anaeróbicos aerotolerantes, comumente encontrados no intestino de peixes selvagens e de cultivo (Williams *et al.*, 2011; Stairs *et al.*, 2019). Apesar de esses endoparasitas habitarem o trato gastrointestinal do peixe, podem penetrar a mucosa intestinal e atingir a circulação sanguínea, induzindo infecção sistêmica em qualquer órgão (Gallani *et al.*, 2016).

4.5. Forma de transmissão

A transmissão é direta, ou seja, ocorre por meio do contato entre peixes infectados (Guo e Woo, 2004) ou de ambiente contaminado (Lloyd e Williams, 2014), mas não é possível entre peixe:humano.

4.6. Fatores predisponentes

Esse parasito não necessita de hospedeiro intermediário para completar seu ciclo, então, como as de-

[*Spironucleus*] ... não necessita de hospedeiro intermediário para completar seu ciclo [e] ... fatores ambientais e do hospedeiro são determinantes para o sucesso da infecção parasitária ...

mais parasitoses, fatores ambientais e do hospedeiro são determinantes para o sucesso da infecção parasitária.

4.7. Principais sinais clínicos e histopatologia

Achados recentes sugerem que

Spironucleus comumente é agente infeccioso de coinfeções (Kotob *et al.*, 2017) ou agente primário de infecções secundárias. Inclusive, a primeira descrição de patologia do gênero *Spironucleus* com agente patogênico secundário foi feita no Brasil, por Gallani *et al.* (2016). Por isso, é muito importante sempre levar em consideração todos os agentes patogênicos, já que o conjunto dos sinais clínicos ficam sujeitos à enfermidade concomitante.

Peixes infectados por *Spironucleus* são reportados com tumores labiais e granulomas no fígado e no baço (Williams *et al.*, 2011). Outro sinal clínico de destaque é a exoftalmia unilateral (Guo e Woo *et al.*, 2004; Gallani *et al.*, 2016). Podem ser verificadas úlceras musculares e formação de bolhas no tegumento (Guo e Woo *et al.*, 2004). Como esse parasito é também encontrado no sangue, é possível detectar no exame macroscópico a hemorragia externa (principalmente na cabeça, no olho) e interna, além de quadro anêmico nos exames hematológicos.

Gallani *et al.* (2016) descrevem que na histologia de peixes infectados com *Spironucleus* é possível visualizar centros de melanomacrófagos nos órgãos com granulomas. No intestino pode haver inflamação e necrose, bem como em outros órgãos internos.

Referências

1. Abrunhosa, J., Sindeaux-Neto, J.L., Santos, Â.K.D., Hamoy, I., Matos, E., 2017. *Myxobolus marajoensis* sp. n. (Myxosporidia: Myxobolidae), parasite of the freshwater catfish *Rhamdia quelen* from the Brazilian Amazon region. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.* 26, 465-471. Doi: 10.1590/s1984-29612017067
2. Adl, S. M., Simpson, A. G., Farmer, M. A., Andersen, R. A., Anderson, O. R., Barta, J. R., ... & James, T. Y. (2005). The new higher level classification of eukaryotes with emphasis on the taxonomy of protists. *J Eukaryot Microbiol*, 52(5), 399-451. DOI: 10.1111/j.1550-7408.2005.00053.x
3. Alcântara, N. M., & Tavares-Dias, M. (2015). Estrutura da comunidade de parasitos em dois Erythrinidae do sistema do Rio Amazonas (Brasil). *Rev. Bras. Parasitol. Vet.* [online]. 2015, vol.24, n.2, pp.183-190. Epub June 12, 2015. ISSN 1984-2961. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612015039>.
4. Alvarez-Pellitero, P. (2008). Diseases caused by flagellates. *Fish diseases*, 1, 421-515. IN: Fish Diseases, Volume 1, Eiras, J.C., H. Segner, T. Wahli, and B.G. Kapoor (eds). Science Publishers: Enfield, NH, pp. 421-515. ISBN (Vol. 1): 978-1-57808-527-9.
5. Bittencourt, L. S., Pinheiro, D. A., Cárdenas, M. Q., Fernandes, B. M., & Tavares-Dias, M. (2014). Parasites of native Cichlidae populations and invasive *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) in tributary of Amazonas River (Brazil). *Rev. Bras. Parasitol. Vet.* vol.23 no.1 Jaboticabal Jan./Mar. 2014. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612014006>
6. Carneiro, P. C. F., Martins, M. L., & Urbinati, E. C. (2002). Effect of sodium chloride on physiological responses and the gill parasite, *Piscinoodinium* sp., in matrinxã, *Bryconcephalus*, (Teleostei: Characidae) subjected to transport stress. *J. Aquac. Trop.*, 17(4), 337-348. ISSN: 0970-0846
7. Clauss, T. M., Dove, A. D., & Arnold, J. E. (2008). Hematologic disorders of fish. *Vet Clin Exot Anim* 11 (2008) 445-462. doi:10.1016/j.cvex.2008.03.007
8. Corrêa, L. L., Oliveira, M. S. B., Tavares-Dias, M., & Ceccarelli, P. S. (2016). Infections of *Hypostomus* spp. by *Trypanosoma* spp. and leeches: a study of hematology and record of these hirudineans as potential vectors of these hemoflagellates. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.* vol.25 no.3 Jaboticabal July/Sept. 2016 Epub Aug 25, 2016. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612016049>
9. Dias, M. T., Brito, M. L. S., & Lemos, J. R. G. (2009). Protozoários e metazoários parasitos do cardinal *Paracheirodon axelrodi* Schultz, 1956 (Characidae), peixe ornamental proveniente de exportador de Manaus, Estado do Amazonas, Brasil. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 31(1), 23-28. <https://doi.org/10.4025/actasciobiolsci.v31i1.872>
10. Duarte, N., Rosa, N., Santos, M. J., & Rebelo, J. (2000). Study of ectoparasites on the gills of sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.) from the Ria de Aveiro. *Revista de Biologia (Lisboa)*, 18(1/4), 59-68.
11. Eiras, J. C., Ranzani-Paiva, M. J. T., & Davies, A. J. (1995). Observations on *Haemogregarinamugili* (Apicomplexa) and *Trypanosoma froesi* (Sarcostigophora) from the blood of *Mugil platyanus* Gunther, 1880 (Pisces: Mugilidae) in Brazil. *Research and Reviews in Parasitology*, 55(3), 173-176. ISSN (print) 1133-8466
12. Eiras, J. C., Zhang, J., & Molnár, K. (2014). Synopsis of the species of *Myxobolus bütschli*, 1882 (Myxozoa: Myxosporidia, Myxobolidae) described between 2005 and 2013. *Syst. Parasitol.*, 88(1), 11-36. DOI: 10.1007/s11230-014-9484-5
13. Eiras, J. C., Velloso, A. L., & Pereira, J. (2016). Parasitos de peixes marinhos da América do Sul. *Rio Grande, Editora da FURG*. ISBN: 978-85-7566-485-4
14. Fujimoto, R. Y., Hide, D. M. V., Paixão, P. E. G., Abe, H. A., Dias, J. A. R., Sousa, N. C., ... & Ishikawa, M. M. (2019). Fauna parasitária e relação parasito-hospedeiro de tambaquis criados na região do Baixo São Francisco, nordeste do Brasil. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.* vol.71 no.2 Belo Horizonte Mar./Apr. 2019 Epub June 06, 2019 <https://doi.org/10.1590/1678-4162-10306>
15. Ferreira, L. C., da Cruz, M. G., Lima, T. B. C., Serra, B. N. V., Chaves, F. C. M., Chagas, E. C., ... & Jerônimo, G. T. (2019). Antiparasitic acti-

- vity of *Mentha piperita* (Lamiaceae) essential oil against *Piscinoodinium pillulare* and its physiological effects on *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818). *Aquaculture*, 512, 734343.
16. Florindo, M. C., Jerônimo, G. T., Steckert, L. D., Acchile, M., Gonçalves, E. L. T., Cardoso, L., & Martins, M. L. (2017). Protozoan parasites of freshwater ornamental fish. *Lat. Am. J. Aquat. Res.*, 45(5): 948-956. Parasites of freshwater ornamental fish 1 DOI: 10.3856/vol45-issue5-fulltext-10
 17. Gallani, S. U., Sebastião, F. D. A., Valladão, G. M., Boaratti, A. Z., & Pilarski, F. (2016). Pathogenesis of mixed infection by *Spironucleus* sp. and *Citrobacter freundii* in freshwater angelfish *Pterophyllum scalare*. *Microb. Pathog.*, 100, 119-123. DOI: [10.1016/j.micpath.2016.09.002](https://doi.org/10.1016/j.micpath.2016.09.002)
 18. Gomes, A. L. S., Costa, J. I. D., Benetton, M. L. F. D. N., Bernardino, G., & Belem-Costa, A. (2018). A fast and practical method for initial diagnosis of *Piscinoodinium pillulare* outbreaks: piscinootest. *Cienc. Rural* vol.48 no.7 Santa Maria 2018 Epub July 23, 2018. <http://dx.doi.org/10.1590/0103-8478cr20170680>
 19. Guo, F. C., & Woo, P. T. (2004). Experimental infections of Atlantic salmon *Salmo salar* with *Spironucleus barkhanus*. *Dis. Aquat. Organism*, 30 Sep 2004, 61(1-2):59-66 DOI: [10.3354/dao061059](https://doi.org/10.3354/dao061059)
 20. Iqbal, Z., & Haroon, F. (2014). Parasitic infections of some freshwater ornamental fishes imported in Pakistan. *Pakistan J. Zool.*, vol. 46(3), pp. 651-656, 2014.
 21. Isaksen, T. E. (2013). *Ichthyobodo* infections on farmed and wild fish. Methods for detection and identification of *Ichthyobodo* spp. DOI: [10.13140/RG.2.2.17341.51680](https://doi.org/10.13140/RG.2.2.17341.51680)
 22. Janik, A. J., Markle, D. F., Heidel, J. R., & Kent, M. L. (2018). Histopathology and external examination of heavily parasitized Lost River Sucker *Deltistes luxatus* (Cope 1879) and Shortnose Sucker *Chasmistes brevirostris* (Cope 1879) from Upper Klamath Lake, Oregon. *J. Fish Diseases*, 41(11), 1675-1687. DOI: [10.1111/jfd.12875](https://doi.org/10.1111/jfd.12875)
 23. Jerônimo, G. T., Franceschini, L., Zago, A. C., da SILVA, R. J., de PÁDUA, S. B., Ventura, A. S., ... & Martins, M. L. (2015). Parasitos de peixes Characiformes e seus híbridos cultivados no Brasil. *Embrapa Meio Ambiente-Capítulo em livro científico (ALICE)*.
 24. Jesus, R. B., Gallani, S. U., Valladão, G. M. R., Pala, G., da Silva, T. F. A., da Costa, J. C., ... & Pilarski, F. (2018). Trypanosomiasis causing mortality outbreak in Nile tilapia intensive farming: Identification and pathological evaluation. *Aquaculture*, 491, 169-176. DOI: [10.1016/j.aquaculture.2018.02.002](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.02.002)
 25. Junior, J. A. F., Leonardo, A. S., Azevedo, J. P. M. V. B., Rodrigues, F. R., Nascimento, K. A., Macêdo, J. T. S. A., & Pedroso, P. M. O. (2018). Outbreak of Infection by *Piscinoodinium pillulare* and *Trichodina* spp. in Tambaquis (*Colossoma macropomum*), Pirapitingas (*Piaractus brachipomus*) and Tilapias (*Oreochromis niloticus*) in the Federal District, Brazil. *Acta Scientiae Veterinariae*, 46, 5. <https://doi.org/10.22456/1679-9216.86827>
 26. Kayis, S., Balta, F., Serezli, R., & Er, A. (2013). Parasites on different ornamental fish species in Turkey. *Journal of Fisheries Sciences. com*, 7(2), 114. DOI: [10.3153/jfscom](https://doi.org/10.3153/jfscom).
 27. Khan, R. A. (1976). The life cycle of *Trypanosoma murmanensis* Nikitin. *Canadian Journal of Zoology*, 54(11), 1840-1849. <https://doi.org/10.1139/z76-214>
 28. Kotob, M. H., Menanteau-Ledouble, S., Kumar, G., Abdelzaher, M., & El-Matbouli, M. (2017). The impact of co-infections on fish: a review. *Veterinary research*, 47(1), 98. DOI: [10.1186/s13567-016-0383-4](https://doi.org/10.1186/s13567-016-0383-4)
 29. Lemos, J. R. G., Tavares-Dias, M., de Aquino Sales, R. S., da Rocha Nobre Filho, G., & Fim, J. D. I. (2007). Parasitos nas brânquias de *Brycon amazonicus* (Characidae, Bryconinae) cultivados em canais de igarapé do Turumã-Mirim, Estado do Amazonas, Brasil. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 29(2), 217-222.
 30. Lieke, T., Meinelt, T., Hoseinifar, S. H., Pan, B., Straus, D. L., & Steinberg, C. E. (2020). Sustainable aquaculture requires environmental-friendly treatment strategies for fish diseases. *Reviews in Aquaculture*, 12(2), 943-965. <https://doi.org/10.1111/raq.12365>
 31. Lima, D. F. (1976). A new species of trypanosoma in fish (*Mugil brasiliensis* agassiz, 1829) (Pisces, mugilidae). *Revista brasileira de biologia*, 36(1), 167.
 32. Lloyd, D., & Williams, C. F. (2014). Comparative biochemistry of *Giardia*, *Hexamita* and *Spironucleus*: enigmatic diplomonads. *Molecular and biochemical parasitology*, 197(1-2), 43-49. DOI: [10.1016/j.molbiopara.2014.10.002](https://doi.org/10.1016/j.molbiopara.2014.10.002)
 33. Lom, J., & Schubert, G. (1983). Ultrastructural

- study of *Pisidnoodinium pillulare* (Schäperclaus, 1954) Lom, 1981 with special emphasis on its attachment to the fish host. *J. Fish Dis.*, 6(5), 411-428. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.1983.tb00096.x>
34. Luque, J. L. (2004). Biologia, epidemiologia e controle de parasitos de peixes. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 13(Supl 1), 161-165.
35. Martins, M. L., Moraes, J. R. E., Andrade, P. M., Schalch, S. H. C., & Moraes, F. R. D. (2001). *Piscinoodinium pillulare* (Schäperclaus, 1954) Lom, 1981 (Dinoflagellida) infection in cultivated freshwater fish from the Northeast region of São Paulo State, Brazil: parasitological and pathological aspects. *Brazilian Journal of Biology*, 61(4), 639-644. <https://doi.org/10.1590/S1519-69842001000400013>
36. Martins, M. L., Onaka, E. M., Moraes, F. R., Bozzo, F. R., Paiva, A. M. F. C., & Gonçalves, A. (2002). Recent studies on parasitic infections of freshwater cultivated fish in the state of São Paulo, Brazil. *Acta Scientiarum*, 24(4), 981-985.
37. Miyazaki, T., Rogers, W. A., & Plumb, J. A. (1988). Histopathological studies on parasitic protozoan diseases of the channel catfish in the United States. *Bulletin of the Faculty of Fisheries, Mie University*, (13), 1-9. ISSN: 0287-5772
38. Mizuno, S., Urawa, S., Miyamoto, M., Saneyoshi, H., Hatakeyama, M., Koide, N., & Ueda, H. (2017). Epizootiology of the ectoparasitic protozoans *Ichthyobodo salmonis* and *Trichodina truttae* on wild chum salmon *Oncorhynchus keta*. *Diseases of Aquatic Organisms*, 126(2), 99-109. doi: 10.3354/dao03162.
39. Mohammed, E., Hussein, M., Rabie, A., & Hussein, A. (2019). Light and Scanning Electron Microscopic Studies of Trypanosomes Parasites Infecting Freshwater Fishes in Qena Governorate, Egypt. DOI: [10.21608/EAJBSE.2010.16456](https://doi.org/10.21608/EAJBSE.2010.16456)
40. Molina, J. P., Madi, R. R., Solferini, V. N., Ceccarelli, P. S., Pinheiro, H. P., & Ueta, M. T. (2016). Trypanosomatids (Protozoa: Kinetoplastida) in three species of Armored Catfish from Mogi-Guaçu river, Pirassununga, São Paulo, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 25(2), 131-141. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612016027>
41. Naldoni, J., Pereira, J. O., Milanin, T., Adriano, E. A., da Silva, M. R., & Maia, A. A. (2020). Taxonomy, phylogeny and host-parasite interaction of two novel *Myxobolus* species infecting *Bryconorthotaenia* from the São Francisco River, Brazil. *Parasitology International*, 76, 102061. doi: 10.1016/j.parint.2020.102061.
42. Noga, E. J. (2010). *Fish disease: diagnosis and treatment*. John Wiley & Sons. ISBN: 978-0-813-80697-6
43. Pádua, S. B., Jerônimo, G. T., Ishikawa, M. M., Belo, M. D. A., Martins, M. L., Pelisari, T., ... & Carrijo-Mauad, J. R. (2014). Parasitological assessment and host-parasite relationship in farmed Cachara catfish fingerlings (*Pseudoplatystoma reticulatum* Eigenmann & Eigenmann 1889), Mato Grosso do Sul, Brazil. *Embrapa Agropecuária Oeste- Artigo em periódico indexado (ALICE)*. *Neotrop. Helminthol.*, 8(1). ISSN: 1995-1043 on line
44. Paull, G. C., & Matthews, R. A. (2001). *Spironucleus vortens*, a possible cause of hole-in-the-head disease in cichlids. *Diseases of aquatic organisms*, 45(3), 197-202. DOI: [10.3354/dao045197](https://doi.org/10.3354/dao045197)
45. Paul, T., Mandal, J., Dasgupta, M., Sarkar, G., Karmakar, D., Kundu, G., & Mazumdar, M. (2018). A Preliminary Study on Prevalence of Parasites in Ornamental Fish, *Carassius auratus* (Gold Fish). ISSN: 2320-0294
46. Pavanelli, G. C., EIRAS, J., & Takemoto, R. M. (2008). Doença de peixes, profilaxia, diagnóstico e tratamento. 3ª. Maringá: Eduem, 2008. 311p.
47. Pazooki, J., & Masoumian, M. (2018). *Cryptobia acipenseris* and *Haemogregarina acipenseris* infections in *Acipenser guldenstadti* and *A. persicus* in the Southern Part of the Caspian Sea. URI: <http://hdl.handle.net/123456789/4118>
48. Phillips Savage, A. C. N., Suepaul, R., Smith, S. A., Ali, A., Ramcharan, N., Ramnarine, S., & Sookdeo, R. (2020). *Cryptobia iubilans* Infections in Discus Fish in Trinidad and Tobago. *The Journal of Parasitology*, 106(4), 506-512. doi: 10.1645/18-98.
49. Ranzani-Paiva, M. J. T., Felizardo, N. N., & Luque, J. L. (2005). Parasitological and hematological analysis of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* Linnaeus, 1757 from Guarapiranga reservoir, São Paulo State, Brazil. *Acta Scient. Biol. Scienc. Maringá*, v. 27, n. 3, p. 231-237.
50. Ribeiro, R. D., Ranzani-Paiva, J. T., Ishikawa, C. M., Lopes, R. A., Satake, T., Albuquerque, S., & Carraro, A. A. (1996). Trypanosomes of Brazilian fishes. 16. *Trypanosoma platanusi* sp. n. from the mullet *Mugil planatus* Guenther, 1880 (Pisces, Mugilidae), from Cananea Estuary, state of Sao

- Paulo, Brazil. *Revista Brasileira de Biologia*, 56(2), 263-267.
51. Rodrigues, R. N., Oliveira, M. S. B., Tavares-Dias, M., & Corrêa, L. L. (2018). First record of infection by *Trypanosoma* sp. of *Colossoma macropomum* (Serrasalmidae), a neotropical fish cultivated in the Brazilian Amazon. *Journal of Applied Aquaculture*, 30(1), 29-38. DOI: [10.1080/10454438.2017.1406420](https://doi.org/10.1080/10454438.2017.1406420)
 52. Sant'Ana, F. J. F. D., Oliveira, S. L. D., Rabelo, R. E., Vulcani, V. A. S., Silva, S. M. G. D., & Ferreira Júnior, J. A. (2012). Surto de infecção por *Piscinodinium pillulare* e *Henneguya* spp. em pacus (*Piaractus mesopotamicus*) criados intensivamente no Sudoeste de Goiás.
 53. Santos, E. F., Tavares-Dias, M., Pinheiro, D. A., Neves, L. R., Marinho, R. D. G. B., & Dias, M. K. R. (2013). Fauna parasitária de tambaqui *Colossoma macropomum* (Characidae) cultivado em tanque-rede no estado do Amapá, Amazônia oriental. *Acta Amazonica*, 43(1), 105-111. <https://doi.org/10.1590/S0044-59672013000100013>
 54. Santos, G. G., da Silva, A., SOUSA, B. O., & Tavares-DIAS, M. (2019). Parasite fauna of tambaqui reared in net-cages at two stocking densities. *Boletim do Instituto de Pesca*, 45(3). DOI: <https://doi.org/10.20950/1678-2305.2019.45.3.492>
 55. Schalch, E. H., de Moraes, F. R., & de Moraes, J. R. (2006). Efeitos do parasitismo sobre a estrutura branquial de *Leporinus macrocephalus* Garavento e Britsk, 1888 (Anastomidae) e *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 (Osteichthyes: Characidae). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária= Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, 110-115. <http://hdl.handle.net/11449/68984>
 56. ShoaibiOmrani, B., & Alinezhad, S. (2019). Identification of external parasites in Dwarf gourami (*Colisalalia*) fish imported in Iran. *Journal of Ornamental Aquatics*, 5(4), 7-15.
 57. Silva, M. F. D., Sousa-Henrique, D. D. D., Messias-Luz, N., Borralho, L. D. S., Oliveira, J. D. D., Sindeaux-Neto, J. L., & Matos, E. R. (2019). *Myxobolus* sp. (Myxozoa; Myxosporidia) causing asymptomatic parasitic gill disease in *Astyanax aff. bimaculatus* (Characiformes; Characidae) in the Tocantins river basin, Amazon region, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 28(4), 739-743.
 58. Stairs, C. W., Kokla, A., Ástvaldsson, Á., Jerlström-Hultqvist, J., Svärd, S., & Ettema, T. J. (2019). Oxygen induces the expression of invasion and stress response genes in the anaerobic salmon parasite *Spiroplasma salmonicida*. *BMC biology*, 17(1), 19. <https://doi.org/10.1186/s12915-019-0634-8>
 59. Supamattaya, K., Phromkunthong, W., Suanyuk, N., Soliman, H., & El-Matbouli, M. (2012). Spiroplasma in cultured red tilapia. *Veterinary Record*, 171(11), 274-274. DOI: [10.1136/vr.100809](https://doi.org/10.1136/vr.100809)
 60. Todal, J. A., Karlsbakk, E., Isaksen, T. E., Plarre, H., Urawa, S., Mouton, A., ... & Nylund, A. (2004). *Ichthyobodoneator* (Kinetoplastida) a complex of sibling species. *Diseases of Aquatic Organisms*, 58(1), 9-16. DOI: [10.3354/dao058009](https://doi.org/10.3354/dao058009)
 61. Urawa, S. (1992). Epidermal responses of chum salmon (*Oncorhynchus keta*) fry to the ectoparasitic flagellate *Ichthyobodoneator*. *Canadian Journal of Zoology*, 70(8), 1567-1575.
 62. Williams, C. F., Lloyd, D., Poynton, S. L., Jorgensen, A., Millet, C. O. M., & Cable, J. (2011). *Spiroplasma* species: economically-important fish pathogens and enigmatic single-celled eukaryotes. *J Aquac Res Development* 5, 2. DOI: [10.4172/2155-9546.S2-002](https://doi.org/10.4172/2155-9546.S2-002)
 63. Woo, P. T. K. (2006). Fish diseases and disorders. Vol. 1. Protozoan and metazoan infections. CAB International, London, 791pp.
 64. Yandi, I., Kayis, S., & Er, A. (2017). Histopathological effects of etiological and non-etiological agents in some fish gills. *Fresenius Environmental Bulletin*, 26, 995-1000.
 65. Yardimci, B., Pekmezci, G. Z., Behire, I. D., & Metin, S. (2016). *Ichthyobodo* spp. Infection in Meagre (*Argyrosomus regius*) from Turkey: Parasitological and Pathological Findings. *Türkiye Parazitoloji Dergisi*, 40(1), 48. DOI: [10.5152/tpd.2016.4577](https://doi.org/10.5152/tpd.2016.4577)
 66. Zatti, S. A., Atkinson, S. D., Maia, A. A., Corrêa, L. L., Bartholomew, J. L., & Adriano, E. A. (2018). Novel *Myxobolus* and *Ellipsomyxa* species (Cnidaria: Myxozoa) parasitizing *Brachyplatystoma* spp. (Siluriformes: Pimelodidae) in the Amazon basin, Brazil. *Parasitology international*, 67(5), 612-621. <https://doi.org/10.15468/39>



4. Mixozoários causadores de enfermidades em peixes

pixabay.com

Claire Juliana Francisco^{1*}

¹Professora e pesquisadora, engenheira de aquicultura, doutora, UNIFSP e MBR Technology Ltda.

*Autor para correspondência: aquicultura2005@hotmail.com

1. Filo Cnidaria

As infecções por mixozoários podem afetar a saúde dos peixes em ambiente natural ou na aquicultura, impactando seu valor comercial. Certos mixozoários causam doenças graves em populações selvagens e cultivadas de peixes economicamente

Mixozoários

São cnidários parasitos microscópicos, multicelulares e formadores de esporos, podendo ser encontrados tanto em ambiente marinho quanto em água doce. Caracterizam-se por um complexo ciclo de vida de dois hospedeiros, que alterna entre hospedeiros vertebrados, principalmente peixes, embora anfíbios, répteis, pássaros e mamíferos possam ser parasitados, e hospedeiros invertebrados, como anelídeos e briozoários.

importantes e acredita-se que essas doenças estejam ligadas a mudanças ambientais (Gupta e Kaur, 2018). São parasitos microscópicos, multicelulares e formadores de esporos, podendo ser encontrados tanto em ambiente marinho quanto em água doce. Caracterizam-se por um complexo

ciclo de vida de dois hospedeiros, que alterna entre hospedeiros vertebrados, principalmente peixes, embora anfíbios, répteis, pássaros e mamíferos possam ser parasitados, e hospedeiros invertebrados, como anelídeos e briozoários (Holzer *et al.*, 2018).

2. Taxonomia

A classificação do filo começa com a descoberta de Myxosporea por Jurine (1825) e com as observações subsequentes feitas por Müller (1841). Embora a posição dos mixozoários entre os metazoários ainda seja causa de intensos debates, dados morfológicos e moleculares sugerem que eles sejam um grupo de metazoários altamente diversos que divergem de seus ancestrais cnidários de vida livre para formar endoparasitas complexos. (Zatti *et al.*, 2020). Até 1983, os parasitos do filo Cnidaria eram divididos em duas classes: a classe Myxosporea, parasitos de vertebrados, e a classe Actinosporea, constituída por parasitos de invertebrados, principalmente anelídeos (Kent *et al.*, 2001). Essa classificação passou a ser questionada quando Wolf e Markiw (1984) reconstruíram, em laboratório, o ciclo de vida de *Myxobolus cerebralis* e mostraram que o parasito alternava entre o hospedeiro peixe e um hospedeiro invertebrado, o

oligoqueta *Tubifex tubifex*. A partir desses resultados e de outros estudos realizados posteriormente, foi constatado que os parasitos das classes Myxosporea e Actinosporea representavam, na realidade, estágios distintos do ciclo de vida do mesmo parasito do filo Cnidaria. Assim, a classe Actinosporea foi extinta e seus representantes migraram para a classe Myxosporea (Milanin, 2015).

Atualmente, o filo Myxozoa é dividido em duas classes: a classe Malacosporea, formada por cinco espécies distribuídas em dois gêneros, *Tetracapsuloides* e *Buddenbrockia*, e a classe Myxosporea, que agregam cerca de 2600 espécies (Liu *et al.*, 2019; Naldoni, 2020a).

3. Taxonomia morfológica

O método tradicional para a classificação taxonômica dos mixosporídeos é baseado em dados morfológicos, principalmente nas características dos esporos, mas também dos plasmódios, bem como na especificidade de hospedeiro e no tropismo por órgãos e/ou tecidos infectados (Rocha *et al.*, 2019). No entanto, a morfologia dos esporos é a base principal da classificação e da identificação dos mixosporídeos (Chen *et al.*, 2020). Assim, a descrição morfológica em nível

Mixozoários
... a descrição
morfológica em nível de
espécie é baseada nas
dimensões das estruturas
dos esporos.

de espécie é baseada nas dimensões das estruturas dos esporos. Para os estágios mixosporos, as dimensões devem seguir as orientações descritas por Lom e Arthur, 1989 (Figura 1), e, para os estágios de actinosporos, devem-se seguir as orientações propostas por Lom *et al.*, 1997 e Yokoyama *et al.*, 2012 (Figura 2).

Os genes 18S e 28S rDNA são importantes marcadores na triagem molecular da biodiversidade e amplamente utilizados como marcadores moleculares para determinar relações filogenéticas entre mixosporídeos.

4. Taxonomia molecular

Os genes 18S e 28S rDNA são importantes marcadores na triagem molecular da biodiversidade e amplamente utilizados como marcadores moleculares para determinar relações filogenéticas entre mixosporídeos (Aditya Gupta e Kaur, 2018).

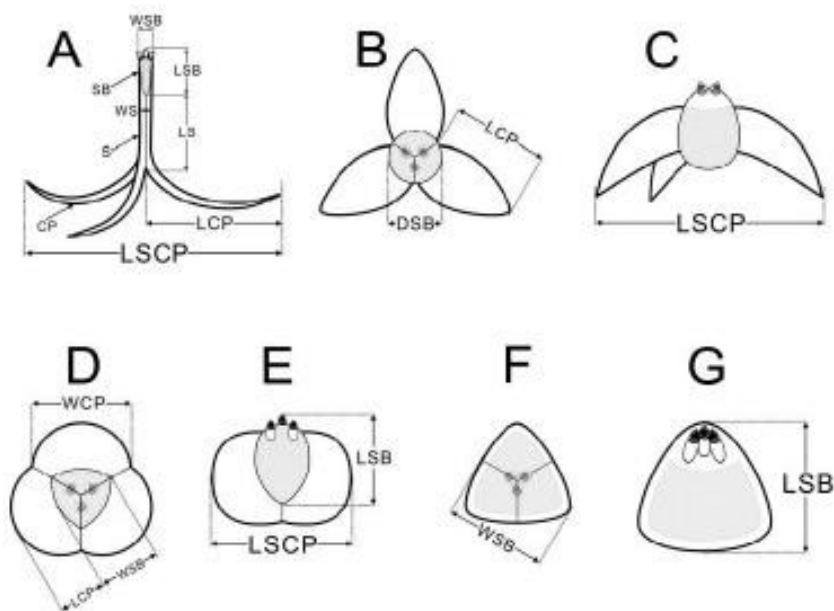


Figura 1. Esporos da ordem Bivalvulida (A, vista frontal, B, vista lateral) e Multivalvulida (C-E, vistos de cima, D, vista lateral) esporos mixosporídeos. PC: cápsula polar; SP: esporoplasma; SV: valvas; SL: linha de sutura; L: comprimento de esporos; W: largura de esporos; T: espessura de esporos; PCL: comprimento da cápsula polar; PCW: largura da cápsula polar (Yokoyama *et al.*, 2012).

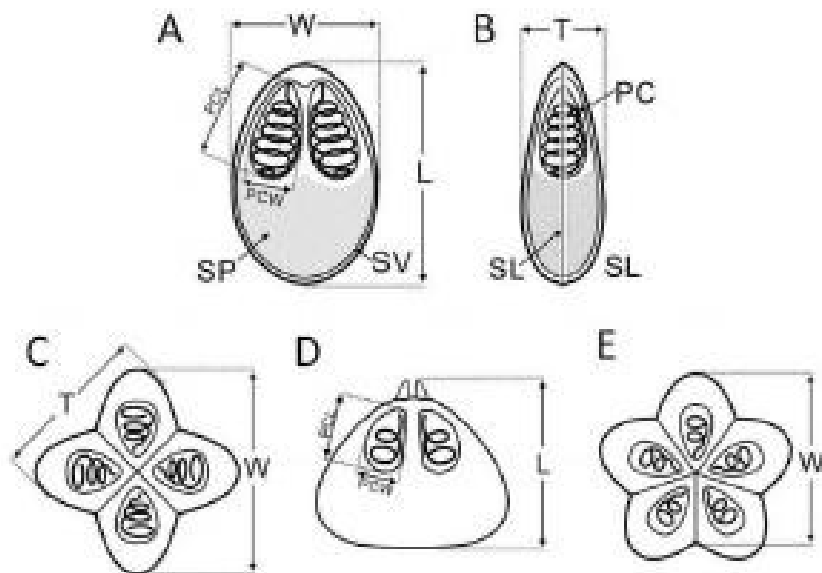


Figura 2. Esporos do estágio actinosporo. **A.** Triactinomyxon; **B e C.** Aurantiactinomyxon; **D e E.** Neoactinomyxon; **F e G.** Tetractinomyxon; **B, D e F:** vistos de cima; **C, E e G:** vista lateral. SB: corpo do esporo, LSB: comprimento do corpo do esporo; WSB: largura do corpo do esporo; S: estilo; LS: comprimento do estilo; WS: largura do estilo; CP: processo caudal; LCP: comprimento do processo caudal (independentemente da curvatura). LSCP: maior distância entre as pontas dos processos caudais; PC: cápsula polar; DSB: diâmetro do corpo do esporo, quando ele for esférico (Yokoyama *et al.*, 2012).

Atualmente, cerca de 60 espécies de mixozoários têm seu ciclo de vida completo, inferido mediante combinações de sequências de DNA dos diferentes estágios do parasita (Rocha *et al.*, 2019a). São utilizados em diferentes abordagens, tais como diferenciação de espécies morfológicamente semelhantes, estudo da especificidade de hospedeiro e de tecido, elucidação do ciclo biológico e nos estudos das relações filogenéticas (Li *et al.*, 2020; Lisnerová *et al.*, 2020; Liu *et al.*, 2019; Morozova *et al.*, 2020). Atualmente, é amplamen-

te aceito que descrições confiáveis de mixosporídeos sejam o resultado da combinação de vários critérios, isto é, morfologia de mixosporos, hospedeiro e especificidade do tecido e de dados moleculares, especialmente para distinguir espécies que compartilham grande semelhança morfológica (Rocha *et al.*, 2019c).

5. Ciclo de vida

O ciclo de vida é alternado pelo estágio mixosporo em hospedeiros vertebrados (principalmente peixes) e pelo

estágio actinosporo em invertebrados do filo Annelida (Rocha *et al.*, 2019a). O desenvolvimento pode ser histozoico (plasmódios localizados intra ou intercelularmente) ou celozoico (localizados nas cavidades dos órgãos, soltos ou aderidos ao epitélio interno). São frequentemente encontrados nas brânquias, na pele e em órgãos internos e estruturais, como cartilagens, músculo, baço, fígado, parede intestinal, vesícula biliar e bexiga natatória (Pereira, 2018). Apesar do impacto econômico causado por algumas espécies, principalmente dos gêneros *Myxobolus*, *Myxidium* e *Henneguya*, relativamente pouco se sabe sobre a biologia dos mixozoários, incluindo os ciclos de vida, a interação parasita-hospedeiro e a diversidade (Yokoyama *et al.*, 2012).

6. Ciclo de vida e formas de transmissão

Os estágios do ciclo biológico têm sido demonstrados em apenas 60 espécies de mixozoários, pouco menos de 2,4% de todas as espécies conhecidas (Rocha *et al.*, 2019a). Podem

O processo sexual (gametogonia) no ciclo biológico dos mixozoários tem sido observado somente no estágio em actinosporo. Por essa razão, os invertebrados são considerados os hospedeiros definitivos, e os vertebrados os hospedeiros intermediários

alternar entre hospedeiros vertebrados (mixosporos) e invertebrados (actinosporos), ou ocorre transmissão horizontal ou vertical direta (Figura 3).

Transmissão indireta: envolvendo dois hospedeiros (invertebrados e vertebrados)

O processo sexual (gametogonia) no ciclo biológico dos mixozoários tem sido observado somente no estágio em actinosporo. Por essa razão, os invertebrados são considerados os hospedeiros definitivos, e os vertebrados os hospedeiros intermediários (Holzer *et al.*, 2018).

Desenvolvimento no hospedeiro invertebrado

O desenvolvimento no invertebrado (oligoqueta, poliqueta ou briozoário) envolve três fases – esquizogonia, ou estágio proliferativo, gametogonia e esporogonia. Nas espécies em que já se conhece o ciclo biológico, a fase no anelídeo se inicia pela infecção destes por mixosporos (esporos oriundos da fase mixosporo em vertebrados). Os mixosporos são, en-

O desenvolvimento no invertebrado (oligoqueta, poliqueta ou briozoário) envolve três fases – esquizogonia, ou estágio proliferativo, gametogonia e esporogonia.

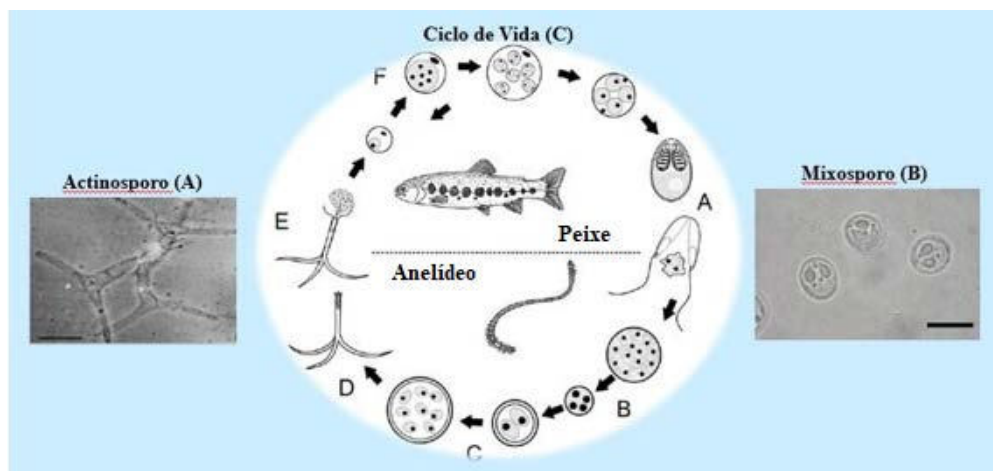


Figura 3. Diagrama resumido do ciclo de vida dos mixosporídeos, alternando entre hospedeiros vertebrados e invertebrados. **A.** actinosporo (hospedeiro invertebrado); **B.** myxosporo (hospedeiro vertebrado); **C.** ciclo de vida (**A:** os filamentos polares saem para ancorar o esporo ao epitélio intestinal, seguido pela abertura das válvulas do mixosporo. **B:** gametogonia. **C:** esporogonia da fase actinosporo. **D:** os estágios actinosporos se desenvolvem em um pansporocisto e são liberados na água. **E:** após contato dos actinosporos com a pele ou as brânquias do hospedeiro, os filamentos polares são liberados para ancorar o esporo à pele ou às brânquias, facilitando a invasão dos esporoplastos no peixe. **F:** multiplicação pré-esporogônica em um estado de célula em célula. **G:** esporogonia da fase de mixosporo) (Koprivnikar e Desser, 2002; Yokoyama *et al.*, 2012).

tão, ingeridos por invertebrados anelídeos ou briozoário; quando em contato com o epitélio, os filamentos polares são liberados para ancorar o parasito ao novo hospedeiro. Neste momento, as valvas dos mixosporos se abrem e o esporoplasma ameboide é liberado, penetrando entre as células epiteliais do intestino. Em *M. cerebralis* (cujo ciclo é o mais conhecido), o esporoplasma binucleado sofre várias divisões nucleares, originando uma célula multinucleada. Em seguida, ocorre o processo de plasmotomia (clivagem de uma célula multinucleada para formar duas ou mais células), formando numerosas células uninucleadas que invadem outros espa-

ços intercelulares. Em alguns casos, esse processo de reprodução assexuada pode se repetir.

Os esporos resultantes da fase actinosporo, quando liberados das células do epitélio intestinal dos anelídeos, juntamente com as fezes, servem de fonte de infecção para os peixes no ambiente aquático.

Desenvolvimento no hospedeiro vertebrado

Nas espécies cujo ciclo de vida é conhecido, os actinosporos (oriundos dos anelídeos) são formas infectantes para o hospedeiro (peixe). Uma vez em contato com o hospedeiro vertebrado, os

filamentos polares dos esporos são liberados e servirão de âncora para o esporo. O esporoplasma é, então, liberado do actinosporo e penetra no peixe via pele, brânquias, cavidade bucal, até mesmo intestinal.

Após a penetração, a parede do esporoplasma se dissolve e as células infectantes invadem os tecidos adjacentes. O desenvolvimento depende da espécie de parasito infectante e pode seguir vários caminhos, mas é aceito que há, no mínimo, um estágio proliferativo antes da esporogonia, o que maximiza o potencial de produção de esporos.

A transmissão direta de peixe para peixe, sem a exigência de um hospedeiro invertebrado, foi observada em espécies de mixosporídeos do gênero *Enteromyxon*.

Pela circulação ou pela migração intercelular, o parasito atinge o tecido-alvo, onde ocorrerá o seu desenvolvimento, com a formação de plasmódios, onde são observados os processos de esporogonia, característicos para cada espécie, quando

são gerados os mixosporos, os quais apresentam morfologia distinta dos actinosporos.

Transmissão horizontal

A transmissão direta de peixe para peixe, sem a exigência de um hospedeiro invertebrado, foi observada em espé-

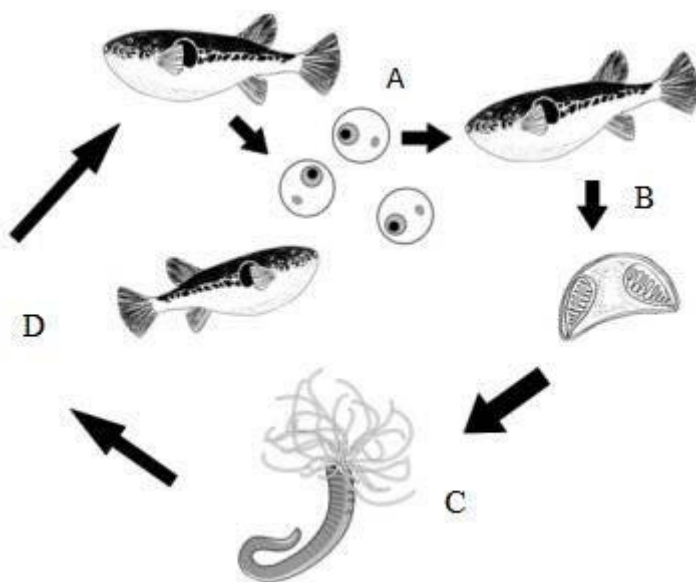


Figura 4. Diagrama resumido do ciclo de vida de mixosporídeos do gênero *Enteromyxon*. A. myxosporo (hospedeiro vertebrado); B. mixosporídeos C. esporogonia do estágio actinosporo; D. liberação do actinosporo em contato com hospedeiro vertebrado (Yokoyama *et al.*, 2012).

cies de mixosporídeos do gênero *Enteromyxon*. Neste caso, não há até aqui o registro da presença de actinosporos, sendo os estágios vegetativos os responsáveis pela transmissão das enteromyxosis (Yokoyama *et al.*, 2012). No entanto, existe a hipótese de que um ciclo de vida heteroxeno envolvendo um estágio de actinosporo possa existir para a espécie *Enteromyxon scopththalmi* (Figura 4).

7. Principais hospedeiros

Hospedeiros invertebrados

A infecção de anelídeos por actinosporos foi relatada pela primeira vez por Štolc (1899), que descreveu *Synactinomyxon tubificis*, *Triactinomyxon ignotum* e *Hexactinomyxon psammoryctis* se desenvolvendo em tubificídeos coletados do rio Vltava, na República Tcheca (Sónia Rocha *et al.*, 2020). Oligoquetas atuam como decompositores da matéria orgânica e são uma importante fonte de alimento para

A infecção de anelídeos por actinosporos foi relatada pela primeira vez por Štolc (1899), que descreveu

Synactinomyxon tubificis, *Triactinomyxon ignotum* e *Hexactinomyxon psammoryctis*. ...

Oligoquetas atuam como decompositores da matéria orgânica e são uma importante fonte de alimento para peixes ... No Brasil, foram identificadas oligoquetas da família Ocnerodrilidae, espécie que alterna entre ambiente aquático e terrestre, liberando actinosporos em uma piscicultura no estado do Ceará ... Oligoqueta *Pristina synclites* foi identificada no ciclo de desenvolvimento de mixosporídeos pela primeira vez no estado do Mato Grosso.

peixes (Rodrigues e Alves, 2018; Sanches *et al.*, 2021). Na América do Sul, são encontradas oito famílias de oligoquetas aquáticas: Alluroidea, Capilloventridae, Haplo-taxidae, Naididae, Narapidae, Opistocystidae, Phreodrilidae e Tiguassuidae (Christoffersen, 2007). No Brasil, foram identificadas oligoquetas da família Ocnerodrilidae, espécie que alterna entre ambiente aquático e terrestre, liberando actinosporos em uma piscicultura no estado do Ceará (László *et al.*, 2002); Oligoqueta *Pristina synclites* foi identificada no ciclo de desenvolvimento de mixosporídeos pela primeira vez no estado do Mato Grosso (Milanin *et al.*, 2018).

Hospedeiros vertebrados

No Brasil, a intensificação de estudos sobre a diversidade de parasitas mixosporídeos de peixes de água doce é bastante recente e até agora cerca de

120 espécies foram descritas (Okamura *et al.*, 2018). Algumas dessas espécies demonstraram ser patógenos para seus hospedeiros, tanto no ambiente natural quanto em sistemas de cultivo (aquicultura) (Naldoni *et al.*, 2018).

8. Principais espécies infecciosas e hospedeiros susceptíveis

A espécie mais conhecida é *Myxobolus cerebralis*, agente etiológico da doença do rodopio em salmonídeos. Essa doença causa deformidade da cartilagem da cabeça e da coluna, provocando alta mortalidade de peixes em diferentes partes do mundo (Chiaramonte *et al.*, 2018). Várias outras espécies de mixosporídeos, pertencentes a diferentes gêneros, têm sido registradas, causando danos importantes a diversas espécies de peixes em todo o mundo. Em pisciculturas na Espanha, o mixosporídeo *Enteromyxum leei* causou enterite grave na dourada (*Sparus aurata*), anorexia, caquexia, comprometimento do crescimento, comercialização reduzida e aumento da mortalidade (Sitjà-Bobadilla *et al.*, 2019), enquanto nos Estados Unidos foi encontrado em quatro espécies de peixes, sendo agente de grave emagrecimento, caquexia, enterite e morte (Hyatt *et al.*, 2018); *Enteromyxum scopthalmi* em rodvalho (*Scophthalmus maximus*) provocou caquexia, associada à enterite e à depleção de leucócitos, com taxas de mortalidade

geralmente chegando a 100% (Ronza *et al.*, 2019). *Kudoa trachuri* foi encontrado em análises feitas em quatro espécies de peixe nas Ilhas Canárias (*Pagellus acarne*, *Pagellus erythrinus*, *Serranus cabrilla*, *Spondyllosoma cantharus* e *Sarpa salpa*), acarretando danos à musculatura do hospedeiro (Rodríguez-Ponce *et al.*, 2019). *Myxobolus honghuensis*, causador da mixobolose faríngea, está se tornando um importante fator limitante para o desenvolvimento sustentável da indústria de produção da carpa (*Carassius auratus*) na China (Zhao *et al.*, 2019); *Thelohanellus wallagoi* foi encontrado nas brânquias, no rim e no intestino, durante análises feitas no peixe-gato de água doce (*Wallago attu*) proveniente do rio Ganda, na Índia (Abhishek Gupta *et al.*, 2018). *Thelohanellus indiana* n. sp. foi encontrado no peixe ornamental *Carassius auratus* proveniente de aquicultura na Índia (Saha e Bandyopadhyay, 2018). *Henneguya peruviansis* n. sp. foi encontrado nas brânquias de *Hyphessobrycon loretoensis* coletado no rio Nanay, no Peru (Mathews *et al.*, 2018). No Brasil, entre os gêneros de mixosporídeos, os mais encontrados são *Henneguya* e *Myxobolus*, conforme mostra a Tabela 1.

Tabela 1. Principais mixosporídeos encontrados em peixes no Brasil

Hospedeiro	Parasito	Localização	Referência
<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Sinuolinea niloticus</i> n. sp.	São Paulo	Vaz Rodrigues <i>et al.</i> , 2016
<i>Astyanax altiparanae</i>	<i>Unicauda whippsi</i> n. sp.	São Paulo	Vidal <i>et al.</i> , 2018
<i>Rhamdia quelen</i>	<i>Henneguya jundiai</i> n. sp.	São Paulo	Negrelli <i>et al.</i> , 2019
<i>Hoplosternum littorale</i> <i>Myxobolus imparfinis</i> n. sp.	<i>Henneguya guanduensis</i> <i>Myxobolus imparfinis</i> n. sp.	São Paulo	Vieira <i>et al.</i> , 2018
<i>Cyphocharax modestus</i>	<i>Henneguya</i> sp.	São Paulo	Vieira <i>et al.</i> , 2019
Pintado híbrido	<i>Henneguya pseudoplatystoma</i>	São Paulo Mato Grosso	Naldoni <i>et al.</i> , 2009
<i>Astyanax lacustris</i>	<i>Henneguya pseudoplatystoma</i>	Mato Grosso	Milanin <i>et al.</i> , 2018
<i>Hoplerythrinus unitaeniatus</i>	<i>Henneguya unitaeniata</i> sp. nov.	Mato Grosso	Úngari <i>et al.</i> , 2019
<i>Cichla monoculus</i> <i>Cichla pinima</i> <i>Cichla monoculus</i>	<i>Henneguya tucunarei</i> n. sp. <i>H. tapajoensis</i> n. sp. <i>H. jariensis</i> n. sp.	Amapá	Zatti <i>et al.</i> , 2018a
<i>Hypopygus lepturus</i>	<i>Henneguya lepturus</i> sp. nov. <i>Thelohanellus lepturus</i> sp. nov.	Roraima	Azevedo <i>et al.</i> , 2018
<i>H. unimaculatus</i>	<i>Ceratomyxa fonsecai</i>	Tocantins	Silva <i>et al.</i> , 2020
<i>Phractocephalus hemiliopterus</i>	<i>Myxobolus figueirae</i> sp. nov. <i>Henneguya santarenensis</i> sp. nov.	Pará	Naldoni <i>et al.</i> , 2018
<i>Chaetobranchius flavescens</i>	<i>Hoferellus azevedoi</i> n. sp.	Pará	Matos <i>et al.</i> , 2018
<i>Aspistor quadriscutis</i>	<i>Kudoa ajurutellus</i> n. sp.	Pará	Neto <i>et al.</i> , 2020
<i>Metynnis hypsauchen</i>	<i>Henneguya</i> sp.	Pará	Figueredo <i>et al.</i> , 2020
<i>Macrodon ancylodon</i>	<i>Kudoa yasai</i> n. sp.	Pará	Cardim <i>et al.</i> , 2020

(continua)

Tabela 1. Principais mixosporídeos encontrados em peixes no Brasil

(continuação)

Hospedeiro	Parasito	Localização	Referência
<i>Piaractus brachipomus</i>	<i>Henneguya tapariensis</i> n. sp. <i>Myxobolus arapiuns</i> n. sp.	Pará	Capodifoglio <i>et al.</i> , 2020)
<i>Hypophthalmus marginatus</i>	<i>Kudoa amazonica</i> n. sp.	Pará	Velasco <i>et al.</i> , 2019
<i>Rhamdia quelen</i>	<i>Myxobolus arariensis</i> n. sp.	Pará	Abrunhosa <i>et al.</i> , 2018
<i>Pygocentrus nattereri</i>	<i>Ellipsomyxa arariensis</i> n. sp.	Pará	Silva <i>et al.</i> , 2018
<i>Brachyplatystoma rousseauxii</i>	<i>Myxobolus tapajosi</i> n. sp. <i>Ellipsomyxa amazonensis</i> n. sp.	Amazonas	Zatti <i>et al.</i> , 2018b
<i>Brachyplatystoma rousseauxii</i>	<i>Ceratomyxa gracillima</i> n. sp.	Amazonas	Zatti <i>et al.</i> , 2018c
<i>Cichla monoculus</i> <i>Plagioscion squamosissimus</i>	<i>Ellipsomyxa paraensis</i> n. sp. <i>Ellipsomyxa plagioscioni</i> n. sp.	Amazonas	Zatti <i>et al.</i> , 2020
<i>Mugil rubrioculus</i>	<i>Myxobolus bragantinus</i> n. sp.	Amazonas	Cardim <i>et al.</i> , 2018
<i>Colossoma macropomum</i>	<i>Myxobolus matosi</i> n. sp. <i>Myxobolus longissimus</i> n. sp.	Amazonas	Capodifoglio <i>et al.</i> , 2019
<i>Salminus franciscanus</i> <i>Brycon orthotaenia</i> <i>Brycon orthotaenia</i>	<i>Myxobolus iecoris</i> n. sp. <i>Myxobolus lienis</i> n. sp. <i>Myxobolus ovarium</i> n. sp. <i>Myxobolus orthotaenae</i> n. sp.	Bacia do Rio São Francisco	Naldoni <i>et al.</i> , 2019, 2020

9. Referências bibliográficas

1. Abrunhosa, J., Sindeaux-Neto, J. L., Santos, S., Hamoy, I., & Matos, E. 2018. A new species of myxozoa in the skeletal striated musculature of *Rhamdia quelen* (Quoy&Gaimard) (Siluriforme: Pimelodidae) Amazonian fish, Marajó island, Brazil.
2. Zootaxa, 4482(1), 164–176. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4482.1.8>
3. Azevedo, C., Feltran, R., Rocha, S., Matos, E., Maciel, E., Oliveira, E., Al-Quraishy, S., Casal, G. 2018. Simultaneous occurrence of two new myxosporean species infecting the central nervous system of *Hypopyguslepturus* from Brazil. *Diseases of Aquatic Organisms*, 131(2), 143–156. <https://doi.org/10.3354/dao03283>
4. Capodifoglio, K. R. H., Adriano, E. A., Silva, M. R. M., & Maia, A. A. M. 2019. The
5. resolution of the taxonomic dilemma of *Myxoboluscolossomatis* and description of two novel myxosporeans species of *Colossoma mac-*

- ropomum* from Amazon basin. *Acta Tropica*, 191(October 2018), 17–23. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2018.12.026>
6. Capodifoglio, K. R. H., Meira, C. M., da Silva, M. R. M., Corrêa, L. L., Adriano, E. A., Maia, A. A. M. 2020. Morphology and molecular data of two novel cnidarian myxosporean (Myxobolidae) infecting *Piaractus brachipomus* from the Amazon basin. *Acta Tropica*, 209(February). <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2020.105533>
 7. Cardim, J., Araújo-Neto, J., da Silva, D. T., Hamoy, I., Matos, E., Abrunhosa, F. 2020. *Kudoayasai* n. sp. (Multivalvulida: Kudoidae) from the skeletal muscle of *Macrodonancylodon* (Sciaenidae) on the northern Atlantic coast, Brazil.
 8. *Parasitology Research*, 119(6), 1743–1752. <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06679-3>
 9. Cardim, J., Silva, D., Hamoy, I., Matos, E., Abrunhosa, F. 2018. *Myxobolusbragantinus* n. sp. (Cnidaria: Myxosporea) from the gill filaments of the redeye mullet, *Mugil rubrioculus* (Mugiliformes: Mugilidae), on the eastern Amazon coast. *Zootaxa*, 4482(1), 177–187. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4482.1.9>
 10. Chen, W., Yang, C., & Zhao, Y. (2020). Characterization of *Myxidium spinibarba* sp. nov. (Cnidaria, Myxosporea, Myxidiidae) from *Spinibarbus sinensis* (Bleeker, 1871) in Chongqing China. *Parasitology Research*, 119(5), 1485–1491. <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06644-0>
 11. Chiamonte, L. V., Burbank, D., Scott, R., Trushenski, J. T. 2018. Comparison of Sampling and Detection Methods for Chinook Salmon and Steelhead Naturally Infected with *Myxoboluscerebral*. *Journal of Aquatic Animal Health*, 30(1), 57–64. <https://doi.org/10.1002/aah.10008>
 12. Christoffersen, M. 2007. A catalogue of aquatic microdrile oligochaetes (Annelida: Clitellata) from South America. *Acta Hydrobiologica Sinica*, 31(November), 59–86.
 13. Silva, D. T., Matos, P. S., Lima, A. M., Furtado, A. P., Hamoy, I., Matos, E. R. 2018. *Ellipsomyxa ariensis* n. sp. (Myxozoa: Ceratomyxidae), a new myxozoan parasite of *Pygocentrus nattereri* Kner, 1858 (Teleostei: Characidae) and *Pimelodus ornatus* Kner, 1858 (Teleostei: Pimelodidae) from Marajó Island, in the Brazilian Amazon region. *Parasitology Research*, 117(11), 3537–3545. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-6051-z>
 14. Silva, M. F., de Carvalho, A. E. F. B., Hamoy, I., Matos, E. R. 2020. Coelozoic parasite of the family Ceratomyxidae (Myxozoa, Bivalvulida) described from motile vermiform plasmodia found in *Hemiodus unimaculatus* Bloch, 1794.
 15. *Parasitology Research*, 119(3), 871–878. <https://doi.org/10.1007/s00436-019-06505-5>
 16. Figueredo, R. T. A., de Oliveira, J. E. F., Vilhena, M. do P. S. P., Berredo, J., Santos,
 17. W. J. P. dos, Matos, E., Velasco, M. 2020. Henneguyosis in gills of *Metynnis hypsauchen*: an Amazon freshwater fish. *Journal of Parasitic Diseases*, 44(1), 213–220. <https://doi.org/10.1007/s12639-019-01183-7>
 18. Gupta, Abhishek, Chaudhary, A., Garg, A., Verma, C., Singh, H. S., Sharma, B. 2018. First molecular evidence of *Thelohanellus wallagoi*. *Acta Parasitologica*, 63(3), 647–653. <https://doi.org/10.1515/ap-2018-0075>
 19. Gupta, Aditya, Kaur, H. 2018. 18S and 28S rDNA identity and phylogeny of two
 20. novel myxosporeans infecting gills of cyprinid carps inhabiting a cold water wetland in northern India. *Microbial Pathogenesis*, 120(April), 97–108. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2018.04.042>
 21. Holzer, A. S., Bartošová-Sojtková, P., Born-Torrijos, A., Lövy, A., Hartigan, A., Fiala, I. 2018. The joint evolution of the Myxozoa and their alternate hosts: A cnidarian recipe for success and vast biodiversity. *Molecular Ecology*, 27(7), 1651–1666. <https://doi.org/10.1111/mec.14558>
 22. Hyatt, M. W., Waltzek, T. B., Kieran, E. A., Frasca, S., Lovy, J. 2018. Diagnosis and treatment of multi-species fish mortality attributed to *Enteromyxum leei* while in quarantine at a US aquarium. *Diseases of Aquatic Organisms*, 132(1), 37–48. <https://doi.org/10.3354/dao03303>
 23. Kent, M. L., Andree, K. B., Jerri L. Bartholomew mansour EL- matbouli, S. S. D., Robert H. Devlin, S. W. F., Ronald P. Hedrick Rudolf W. Hoffmann, J. K., Sascha L. Hallett, Robert J. G. Lester, Matthew Longshaw, Oswaldo Palenzeula, M. E. S., Xiao, C. 2001. The Journal of eukaryotic microbiology 2004 Horn.pdf. *The Journal of Eukaryotic Microbiology*, 48(4).
 24. Koprivnikar, J., Desser, S. S. 2002. A new form of raabeia-type actinosporean (Myxozoa) from the oligochaete *Uncinaiisuncinata*. *Folia Parasitologica*, 49(2),

25. 89–92. <https://doi.org/10.14411/fp.2002.017>
26. László, B., Csaba, S., Kálmán, M. 2002. Atuais conhecimentos sobre Myxosporea (Myxozoa), parasitas de peixes: um estágio alternativo dos parasitas no Brasil.
27. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, 39(5), 271–276. <https://doi.org/10.1590/s1413-95962002000500010>
28. Li, Y. C., Inoue, K., Tanaka, S., Zhang, J. Y., Sato, H. 2020. Identification of four new *Kudoa* spp. (Myxozoa: Myxosporea: Multivalvulida) in commercial fishes collected from South China Sea, Atlantic Ocean, and Bering Sea by integrated taxonomic approach. *Parasitology Research*, 119(7), 2113–2128. <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06707-2>
29. Lisnerová, M., Fiala, I., Cantatore, D., Irigoitia, M., Timi, J., Pecková, H., Bartošová- Sojková, P., Sandoval, C. M., Luer, C., Morris, J., Holzer, A. S. 2020.
30. Mechanisms and drivers for the establishment of life cycle complexity in Myxozoan parasites. *Biology*, 9(1), 1–16. <https://doi.org/10.3390/biology9010010>
31. Liu, Y., Lövy, A., Gu, Z., Fiala, I. 2019. Phylogeny of Myxobolidae (Myxozoa) and the evolution of myxospore appendages in the *Myxobolus* clade. *International Journal for Parasitology*, 49(7), 523–530. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2019.02.009>
32. Lom, J., Arthur, J. R. 1989. A guideline for the preparation of species descriptions in Myxosporea. *Journal of Fish Diseases*, 12(2), 151–156. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.1989.tb00287.x>
33. Lom, J., McGeorge, J., Feist, S. W., Morris, D., Adams, A. 1997. Guidelines for the uniform characterisation of the actinosporean stages of parasites of the phylum Myxozoa. *Disease of Aquatic Organisms*, 30(1), 1–9. <https://doi.org/10.3354/dao030001>
34. Mathews, P. D., Mertins, O., Pereira, J. O. L., Maia, A. A. M., Adriano, E. A. 2018. Morphology and 18S rDNA sequencing of *Henneguyaperuviensis* n. sp. (Cnidaria: Myxosporea), a parasite of the Amazonian ornamental fish *Hyphessobrycon lo-retoensis* from Peru: A myxosporean dispersal approach. *Acta Tropica*, 187, 207–213. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2018.08.012>
35. Matos, P. S., da Silva, D. T., Hamoy, I., Matos, E. 2018. Morphological features and molecular phylogeny of *Hoferellusazevedoi* n. sp. (Myxozoa: Myxobolidae) found in *Chaetobranchiusflavescens* Heckel, 1840 (Teleostei: Cichlidae) from Marajó Island, northern Brazil. *Parasitology Research*, 117(4), 1087–1093. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-5785-y>
36. Milanin, T. 2015. Mixosporídeos em oligoquetas (actinosporos) e em peixes (mixosporos) de pisciculturas dos estados de São Paulo e Mato Grosso do Sul, Brasil, São Paulo.
37. Milanin, T., Atkinson, S. D., Silva, M. R. M., Alves, R. G., Tavares, L. E. R., Ribeiro,
38. A. M., Maia, A. A. M. 2018. Occurrence of two novel actinospore types (Cnidaria: Myxozoa) in fish farms in Mato Grosso do Sul state, Brazil. *Parasitology Research*, 117(6), 1757–1764. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-5856-0>
39. Milanin, T., Mathews, P. D., Mertins, O., Tavares, L. E. R., Silva, M. R. M., Maia, A.
40. A. M. 2018. Molecular phylogeny of the gill parasite *Henneguya* (Myxosporea: Myxobolidae) infecting *Astyanax lacustris* (Teleostei: Characidae) from fish farm in Brazil. *Microbial Pathogenesis*, 123, 372–376.
41. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2018.07.037>
42. Vieira, D. H. M. D., Abdallah, V. D., José da Silva, R., Kozłowski de Azevedo, R. (2019). Skin nodules associated with parasitism with *Henneguya* sp. (Cnidaria: Myxosporea) in the neotropical fish *Cyphocharaxmodestus*. *Microbial Pathogenesis*, 128(November 2018), 294–300. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2019.01.027>
43. Morozova, D. A., Voronin, V. N., Katokhin, A. V. 2020. Common dace (*Leuciscus leuciscus*) - A new host of the myxozoan fish parasite, *Myxobolus elegans* (Cnidaria: Myxozoa) - Short communication. *Acta Veterinaria Hungarica*, 68(1), 34–36. <https://doi.org/10.1556/004.2020.00009>
44. Naldoni, J., Arana, S., Maia, A. A. M., Ceccarelli, P. S., Tavares, L. E. R., Borges, F. A., Pozo, C. F., Adriano, E. A. 2009. *Henneguyapseudoplatystoma* n. sp. causing reduction in epithelial area of gills in the farmed pintado, a South American catfish: Histopathology and ultrastructure. *Veterinary Parasitology*, 166(1–2), 52–59. <https://doi.org/10.1016/j.jvetpar.2009.07.034>
45. Naldoni, J. 2020a. Malacosporeanmyxozoans ex-

- ploit a diversity of fishes hosts *Parasitology*. 146(7), 968-978. doi:10.1017/S0031182019000246
46. Naldoni, Juliana, Maia, A. A. M., Correa, L. L., da Silva, M. R. M., Adriano, E. A. 2018. New myxosporeans parasitizing *Phractocephalus hemiliopterus* from Brazil: morphology, ultrastructure and SSU-rDNA sequencing. *Diseases of Aquatic Organisms*, 128(1), 37-49. <https://doi.org/10.3354/dao03210>
47. Naldoni, Juliana, Pereira, J. O. L., Milanin, T., Adriano, E. A., da Silva, M. R. M., Maia, A. A. M. 2020. Taxonomy, phylogeny and host-parasite interaction of two novel *Myxobolus* species infecting *Bryconorthotaenia* from the São Francisco River, Brazil. *Parasitology International*, 76. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2020.102061>
48. Naldoni, Juliana, Zatti, S. A., da Silva, M. R. M., Maia, A. A. M., Adriano, E. A. 2019. Morphological, ultrastructural, and phylogenetic analysis of two novel *Myxobolus* species (Cnidaria: Myxosporea) parasitizing bryconid fish from São Francisco River, Brazil. *Parasitology International*, 71, 27-36. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2019.03.009>
49. Negrelli, D. C., Vieira, D. H. M. D., Tagliavini, V. P., Abdallah, V. D., de Azevedo,
50. R. K. 2019. Molecular and morphological analysis of *Henneguyajundiai* n. sp. (Cnidaria: Myxosporea), a new parasite of the gills of *Rhamdia quelen* in Brazil. *Acta Tropica*, 197. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2019.105053>
51. Neto, J. P. A., Cardim, J., Silva, D. T. D. A., Hamoy, I., Matos, E., Abrunhosa, F. 2020. *Kudoa ajurutellus* n. sp. (Multivalvulida: Kudoidae), a parasite of the skeletal musculature of the Bressou sea catfish, *Aspistorquadriscutis*, in northeastern of the State of Pará. *Zootaxa*, 4718(3), 371-380. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4718.3.5>
52. Okamura, B., Hartigan, A., Naldoni, J. 2018. Extensive Uncharted Biodiversity: The Parasite Dimension. *Integrative and Comparative Biology*, 58(6), 1132-1145. <https://doi.org/10.1093/icb/icy039>
53. Rocha, S., Alves, Antunes, C., Azevedo, C., Casal, G. 2019. Molecular data infers the involvement of a marine aurantiactinomyxon in the life cycle of the myxosporean parasite *Paramyxidium giardi* (Cnidaria, Myxozoa). *Parasitology*, 146(12), 1555-1563. <https://doi.org/10.1017/S0031182019000866>
54. Rocha, Sónia, Alves, Â., Antunes, C., Fernandes, P., Azevedo, C., Casal, G. 2020. Characterisation of sphaeractinomyxon types (Cnidaria: Myxozoa) from marine and freshwater oligochaetes in a Portuguese estuary, with the demise of the
55. endocapsa collective group. *Folia Parasitologica*, 67(228). <https://doi.org/10.14411/fp.2020.002>
56. Rocha, Sónia, Azevedo, C., Alves, Â., Antunes, C., Casal, G. 2019. Morphological and molecular characterization of myxobolids (Cnidaria, Myxozoa) infecting cypriniforms (Actinopterygii, Teleostei) endemic to the Iberian Peninsula.
57. Parasite, 26, 48. <https://doi.org/10.1051/parasite/2019049>
58. Rodrigues, L. F. T., Alves, R. da G. 2018. Global panorama of studies about freshwater oligochaetes: Main trends and gaps. *Papeis Avulsos de Zoologia*, 58, 0- 4. <https://doi.org/10.11606/1807-0205/2018.58.38>
59. Rodríguez-Ponce, E., Betancor, E., Steinhagen, D., Ramírez, A. S., Ventura, M. R., de Felipe, M. C., Pestano, J. 2019. *Kudoa* sp. (Myxozoa, Multivalvulida): first report in five commercial fish species from the Canary Islands-FAO 34 (Macaronesia-Spain). *Parasitology Research*, 118(9), 2567-2574. <https://doi.org/10.1007/s00436-019-06415-6>
60. Ronza, P., Robledo, D., Bermúdez, R., Losada, A. P., Pardo, B. G., Martínez, P., Quiróga, M. I. 2019. Integrating genomic and morphological approaches in fish pathology research: The case of turbot (*Scophthalmus maximus*) enteromyxosis. *Frontiers in Genetics*, 10(JAN), 1-17. <https://doi.org/10.3389/fgene.2019.00026>
61. Saha, M., Bandyopadhyay, P. K. 2018. Identification of a new myxosporean parasite *Thelohanellus indiana* n. sp. (Myxosporea: Myxobolidae) isolated from three major organs of goldfish, *Carassius auratus* L. highlighted with its morphological and SSU rDNA sequence based molecular description. *Microbial Pathogenesis*, 122, 191-199. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2018.05.038>
62. Sanches, N. A. O., Girolli, D. A., Gorni, G. R., Sahm, L. H., Colombo-Corbi, V. C., Corbi, J. J. 2021. Record of *Haplotaxis aedeochaeta* Brinkhurst & Marchese, 1987 (Oligochaeta: Haplotaxidae) in a conservation unity in the state of São Paulo. *Brazilian Journal of Biology*, 81(1), 217-219. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.225164>

63. Sitjà-Bobadilla, A., Gil-Solsona, R., Estensoro, I., Piazzon, M. C., Martos-Sitcha, J. A., Picard-Sánchez, A., Fuentes, J., Sancho, J. V., Calduch-Giner, J. A., Hernández, F., Pérez-Sánchez, J. 2019. Disruption of gut integrity and permeability contributes to enteritis in a fish-parasite model: A story told from serum metabolomics. *Parasites and Vectors*, 12(1), 1–18. <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3746-7>
64. Úngari, L. P., Vieira, D. H. M. D., da Silva, R. J., Santos, A. L. Q., de Azevedo, R. K., O'Dwyer, L. H. (2019). A new myxozoan species *Henneguyaunitaeniata* sp. nov. (Cnidaria: Myxosporea) on gills of *Hoplerythrinus unitaeniatus* from Mato Grosso State, Brazil. *Parasitology Research*, 118(12), 3327–3336. <https://doi.org/10.1007/s00436-019-06533-1>
65. Vaz Rodrigues, M., Francisco, C. J., Biondi, G. F., & Júnior, J. P. A. 2016. *Sinuolinea niloticus* n. sp., a myxozoan parasite that causes disease in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Parasitology Research*, 115(11), 4307–4316. <https://doi.org/10.1007/s00436-016-5214-z>
66. Velasco, M., Sindeaux Neto, J. L., Videira, M., de Cássia Silva do Nascimento, L., Gonçalves, E. C., & Matos, E. (2019). *Kudoaamazonica* n. sp. (Myxozoa; Multivalvulida), a parasite of the esophageal musculature of the freshwater catfish, *Hypophthalmus marginatus* (Siluriformes: Pimelodidae), from a river of the Amazon region. *Microbial Pathogenesis*, 130(November 2018), 247–252. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2019.03.017>
67. Vidal, L. P., McIntosh, D., Luque, J. L. 2018. Morphological and phylogenetic characterization of a novel *Unicauda* species, infecting the kidney of *Astyanax altiparanae* (Teleostei: Characidae) in Brazil. *Acta Parasitologica*, 63(3), 495–503. <https://doi.org/10.1515/ap-2018-0059>
68. Vieira, D. H. M. D., Tagliavini, V. P., Abdallah, V. D., Azevedo, R. K. 2018.
69. *Myxobolus imparfinis* n. sp. (Myxozoa: Myxosporea), a new gill parasite of *Imparfinis mirini* Haseman (Siluriformes: Heptapteridae) in Brazil. *Systematic Parasitology*, 95(2–3), 309–318. <https://doi.org/10.1007/s11230-018-9776-2>
70. Yokoyama, H., Grabner, D., Shirakashi, S. 2012. Transmission Biology of the Myxozoa. *Health and Environment in Aquaculture*. <https://doi.org/10.5772/29571>
71. Zatti, Suellen A., Atkinson, S. D., Maia, A. A. M., Bartholomew, J. L., Adriano, E.
72. A. 2018. *Ceratomyxagracillima* n. sp. (Cnidaria: Myxosporea) provides evidence of panmixia and ceratomyxid radiation in the Amazon basin. *Cambridge Quarterly of Healthcare Ethics*, 145(9), 1137–1146. <https://doi.org/10.1017/S0031182017002323>
73. Zatti, Suellen A., Atkinson, S. D., Maia, A. A. M., Corrêa, L. L., Bartholomew, J. L., Adriano, E. A. 2018. Novel *Myxobolus* and *Ellipsomyxa* species (Cnidaria: Myxozoa) parasiting *Brachyplatystoma rousseauxii* (Siluriformes: Pimelodidae) in the Amazon basin, Brazil. *Parasitology International*, 67(5), 612–621. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2018.06.005>
74. Zatti, Suellen A., Maia, A. A. M., Adriano, E. A. 2020. Growing diversity supports radiation of an *Ellipsomyxa* lineage into the Amazon freshwater: Description of two novel species parasitizing fish from Tapajós and Amazon rivers. *Acta Tropica*, 211(March), 105616. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2020.105616>
75. Zatti, Suellen Aparecida, Atkinson, S. D., Maia, A. A. M., Bartholomew, J. L., Adriano, E. A. 2018. Novel *Henneguya* spp. (Cnidaria: Myxozoa) from cichlid fish in the Amazon basin cluster by geographic origin. *Parasitology Research*, 117(3), 849–859. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-5762-5>
76. Zhao, Y., Liu, X., Sato, H., Zhang, Q., Li, A., & Zhang, J. 2019. RNA-seq analysis of local tissue of *Carassius auratus gibelio* with pharyngeal myxobolosis: Insights into the pharyngeal mucosal immune response in a fish-parasite dialogue. *Fish and Shellfish Immunology*, 94, 99–112. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2019.08.076>

5. Infecções causadas por monogenéticos (patógenos *Gyrodactylus*, *Dactylogyrus* e outros de nativos)

pixabay.com

Gabriela Tomas Jerônimo^{1*},
Arlene Sobrinho Ventura²,
Matheus Gomes da Cruz³

¹Engenheira de aquicultura, doutora, Faculdade de Ciências Agrárias, UFAM

²Médica veterinária, CRMV-MS 04763, doutora, Faculdade de Ciências Agrárias, UFGD.

³Biólogo, mestre, apoio técnico, Departamento de Aquicultura, Uninilton Lins/Inpa

*Autor para correspondência: gabrielatj@gmail.com

Vermes monogenéticos são helmintos, pertencentes ao filo Platyhelminthes e à classe Monogenea. São parasitos de peixes e apresentam elevada diversidade biológica, podendo ser encontrados parasitando tanto espécies marinhas quanto dulcícolas. Na sua grande maioria, são ectoparasitos hermafroditas, de ciclo de vida monoxeno

... monogenéticos são helmintos, pertencentes ao filo Platyhelminthes ... classe Monogenea ... [com] ... elevada diversidade biológica ... ectoparasitos hermafroditas, de ciclo de vida monoxeno ... [em] ... brânquias, superfície corporal, olhos e narinas dos peixes ... [e] ... endoparasitos ... [na]... bexiga natatória/urinária, estômago, cavidade visceral e ductos intestinais...

e caracterizados pela presença de estruturas de fixação esclerotizadas, podendo ser observados parasitando brânquias, superfície corporal, olhos e narinas dos peixes (Ogawa, 2015; Takemoto *et al.*, 2013). Além desses locais, os monogenéticos também podem atuar como endoparasitos, sendo registrados habitando bexiga natatória/urinária, estômago,

cavidade visceral e ductos intestinais dos seus hospedeiros (Jerônimo *et al.*, 2010; Takemoto *et al.*, 2013).

No Brasil, para peixes de água doce, há registro de monogenéticos pertencentes a duas grandes famílias, Dactylogyridae e Gyrodactylidae (Takemoto *et al.*, 2013). Os monogenéticos são conhecidos principalmente por seu aparato de fixação localizado na região posterior do corpo, o haptor, órgão esclerotizado com estruturas bastante diversificadas, podendo ser observadas na forma de ganchos, barras e âncoras, se pertence-

No Brasil, a infestação por monogenéticos se destaca como uma das mais patogênicas para peixes de criação e de vida livre, sendo responsável por elevadas mortalidades, especialmente em sistemas intensivos, podendo causar significativas perdas econômicas aos produtores.

rem à família dos girodactilídeos (Jerônimo *et al.*, 2016), ou ventosas, barras e complexos ganchos, quando dactilogirídeos (Thatcher, 2006) (Figura 1).

De forma geral, apresentam uma elevada especificidade parasitária, ocorrendo em um único hospedeiro e/ou em espécies filogeneticamente próximas (Hoai, 2020). Os monogenéticos geralmente alimentam-se de células epiteliais, muco e sangue da pele e/ou brânquias, causando intenso processo irritativo/inflamatório nos sítios de infestação (Noga *et al.*, 2010).

No Brasil, a infestação por monoge-

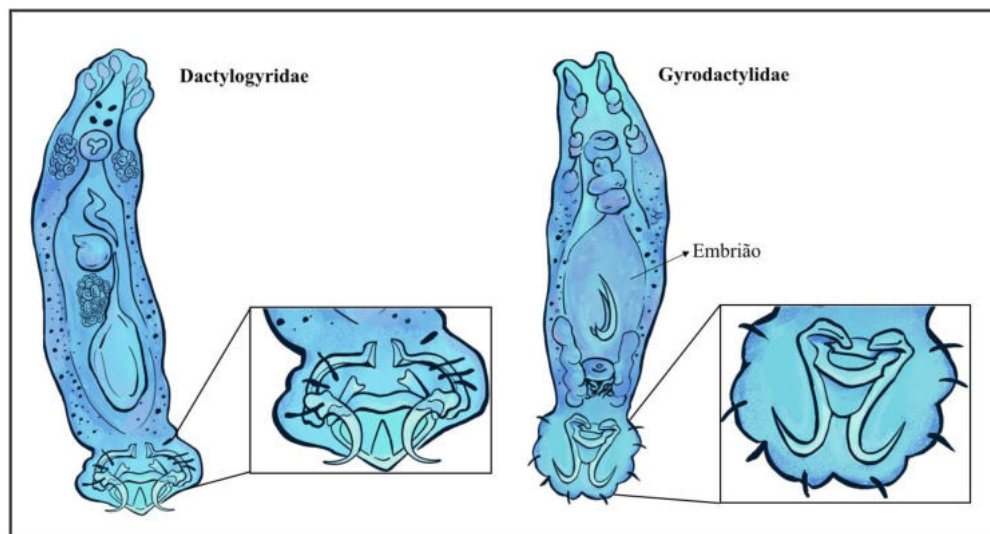


Figura 1: Desenho esquemático de vermes monogenéticos das famílias Dactylogyridae e Gyrodactylidae. Figura: Gabriela Tomas Jerônimo, UFAM, Amazonas

néticos se destaca como uma das mais patogênicas para peixes de criação e de vida livre, sendo responsável por elevadas mortalidades, especialmente em sistemas intensivos, podendo causar significativas perdas econômicas aos produtores (Ogawa, 2015; Santana *et al.*, 2017).

Esses parasitos estão entre os mais estudados em peixes, representando um perigo iminente à saúde desses organismos, especialmente nas fases iniciais de produção (Jerônimo *et al.*, 2016). A não adoção de boas práticas de manejo nas pisciculturas ainda é um dos principais fatores que implicam o aparecimento desses parasitos; ademais, por eles possuírem ciclo de vida direto e curto, reinfecções podem ser rotineiras, sendo considerados problemáticos pela sua alta capacidade de dispersão, pelo seu impacto epizóotico e pela dificuldade de controle em ambiente de confinamento (Tancredo *et al.*, 2019). Dessa forma, abordaremos neste capítulo a monogeníase, suas características morfológicas, o ciclo de vida, os hospedeiros suscetíveis, as formas de transmissão, os fatores predisponentes, além dos principais sinais clínicos e dos aspectos histopatológicos.

1. Características morfológicas

Os monogenéticos possuem características morfológicas bas-

tante diversificadas, sendo observados vermes em formato alongado, ovoidal ou circular, com simetria bilateral, podendo medir de 1 milímetro a 3 centímetros de comprimento, dependendo da subclasse e/ou da família a qual pertencem (Ogawa, 2015). Os corpos dos vermes adultos são formados basicamente por três estruturas principais: o prohaptor (cabeça), o tronco e o haptor (ou opisthaptor) (Figura 2).

Na região do prohaptor, estão presentes os lóbulos cefálicos, estruturas

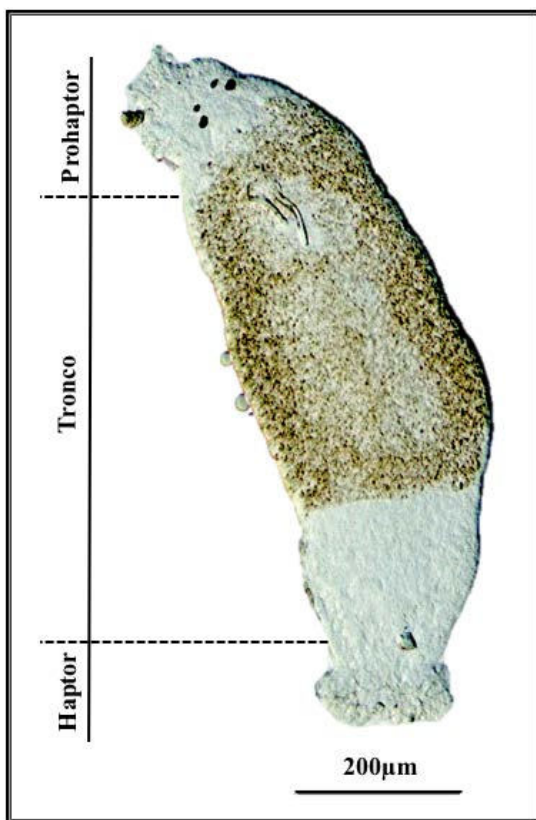


Figura 2: *Anacanthorus penilabiatu*, parasito de *Piaractus mesopotamicus* e suas principais estruturas. Imagem: Gabriela Tomas Jerônimo, UFAM, Amazonas

alojadas na cabeça responsáveis principalmente pela secreção de substâncias adesivas que auxiliam no processo de fixação nos sítios de infestação (Takemoto *et al.*, 2013). Além da função de adesão nos hospedeiros, essa estratégia favorece sua movimentação nos sítios de infestação, pois os parasitos alternam sua fixação entre o haptor e as glândulas adesivas, aumentando significativamente sua patogenicidade (Noga *et al.*, 2010). Entretanto, para alguns gêneros, essas estruturas servem apenas para fixação permanente no peixe. Adicionalmente, nessa região ainda pode ser observada uma ventosa oral muscular, também utilizada para fixação no hospedeiro (Takemoto *et al.*, 2013). No tronco, estão situados os órgãos reprodutivos e demais órgãos internos, também essenciais para identificação taxonômica da espécie (Noga *et al.*, 2010). Entretanto, a característica morfológica

Os monogenéticos ... não necessitam de hospedeiro intermediário para completar seu ciclo de vida ... [multiplicam-se] ... rapidamente em sistemas de criação com altas densidades. ... Os ... ovíparos ... da família Dactylogyridae, [fazem] ... postura ... um por vez ... diretamente na [água]. .. ovos ... volumosos, normalmente [com] excrescências filamentosas (em uma ou em ambas as extremidades) ... [com] ... funções [de] fixação ... no substrato.

Nas espécies vivíparas, geralmente não é observado estágio larval; os parasitos elevam sua taxa reprodutiva por hiperviviparidade, sendo possível observar no interior dos vermes adultos, a presença de outro indivíduo semelhante.

mais utilizada para reconhecimento dos monogenéticos é o órgão de fixação localizado na região posterior do corpo (haptor) (Noga *et al.*, 2010). De acordo com a subclasse e/ou a família pertencente, podem ser observados apresentando estruturas esclerotizadas bastante distintas, que, além de características, são importantes tanto do ponto de vista taxonômico quanto patológico (Thatcher, 2006).

2. Ciclo de vida

Os monogenéticos são parasitos hermafroditas, caracterizados por apresentarem ciclo de vida monoxeno, ou seja, não necessitam de hospedeiros intermediários para completar seu ciclo de vida, sendo capazes de multiplicar-se rapidamente em sistemas de criação com altas densidades (Ogawa, 2015). Os monogenéticos ovíparos, como os da família Dactylogyridae, são parasitos que apresentam postura de ovos, geralmente um por vez,

os quais são liberados diretamente na coluna d'água. Esses ovos são volumosos, normalmente apresentam excrescências filamentosas (em uma ou em ambas as extremidades), que desempenham funções como fixação nos sítios de infestação e/ou adesão no substrato (Thatcher, 2006). Em algumas espécies ovíparas, sua eclosão não exige a presença de estímulos externos (Maciel *et al.*, 2017); em outras, a eclosão dos ovos ocorre somente na presença de substâncias secretadas pelos hospedeiros e/ou diretamente influenciadas por fatores, como turbulência da água, temperatura, salinidade e luminosidade (Marchiori *et al.*, 2015), estratégias que garantem o sucesso parasitário. Após eclosão, a larva liberada (oncomiracídio) se fixa ao hospedeiro, transformando-se em um verme adulto e, assim, completando seu ciclo de vida (Takemoto *et al.*, 2013). Nas espécies vivíparas, geralmente não é observado estágio larval; os parasitos elevam sua taxa reprodutiva por hiperviviparidade, sendo possível observar, no interior dos vermes adultos, a presença de outro indivíduo semelhante. Esse mecanismo pode ser repetido de duas a cinco gerações subsequentes e os jovens monogenéticos liberados nascem morfologicamente iguais aos adultos (Hoai, 2020).

A infecção causada por monogenéticos está entre as mais importantes para a aquicultura, sendo registrada em espécies de crustáceos, lulas, anfíbios e répteis aquáticos.

3. Hospedeiros suscetíveis, onde ocorre a doença e casos descritos no Brasil

A infecção causada por monogenéticos está entre as mais importantes para a aquicultura, sendo registrada em espécies de crustáceos, lulas, anfíbios e répteis aquáticos (Takemoto *et al.*, 2013), no entanto a grande maioria ainda está descrita nos peixes (Ogawa, 2015). A monogeníase, doença causada por esses vermes, tem sido descrita tanto para animais oriundos de ambiente natural quanto para pisciculturas em todas as regiões do país, com destaque para os estados do Amazonas (Moraes *et al.*, 2009), Rondônia (Godoi *et al.*, 2012), São Paulo (Lizama *et al.*, 2007a), Santa Catarina (Figueredo *et al.*, 2014) e Paraná (Ferrari-Hoeinghaus *et al.*, 2006)

(Tabela 1). Adicionalmente, peixes de produção como tambaqui (*Colossoma macropomum*) e seus híbridos (Dias *et al.*, 2015; Godoi *et al.*, 2012), pacu (*Piaractus mesopotamicus*) (Jerônimo *et al.*, 2014), pirarucu (*Arapaima gigas*) (Maciel *et al.*, 2017), jundiá (*Rhamdia quelen*) (Figueredo *et al.*, 2014), e tilápia-do-nilo (*Oreochromis niloticus*) (Ghiraldelli *et al.*, 2006) se destacam como as espécies mais afetadas por mo-

nogenéticos, fato atribuído aos altos adensamentos adotados nos sistemas intensivos de produção.

4. Formas de transmissão

Nos peixes, a principal forma de transmissão ocorre mediante contato direto com outros peixes da mesma espécie infestados pelo parasito, sendo também observada transmissão por via cruzada, por meio de utensílios compartilhados entre os tanques de piscicultura (Hoi, 2020). Os monogenéticos ovíparos apresentam postura constante de ovos, os quais são liberados diretamente na coluna d'água, permitindo o aumento do contato com o hospedeiro, por via respiratória parasitando brânquias e/ou por contato externo na superfície corporal (Thatcher, 2006). Após fixação no peixe, os ovos eclodem e liberam a forma infectante, conhecida como oncomiracídio, finalizando sua metamorfose até a fase adulta no hospedeiro (Takemoto *et al.*, 2013). Em espécies vivíparas, o mecanismo de transmissão é mais restritivo, sendo a principal via o contato direto entre os hospedeiros por espécimes de parasitos transportados passivamente pela corrente de água e/ou por espécimes que ficam aderidos temporariamente em um determinado substrato (Eiras *et al.*, 2010).

... para ambos ...
(ovíparos e vivíparos),
o encontro hospedeiro/
parasito é mediado por
estímulos físicos e/ou
químicos do ambiente,
ou por substâncias
secretadas pelo próprio
animal.

É importante destacar que a transmissão desses parasitos é favorecida principalmente pela proximidade dos peixes em sistemas intensivos de produção, fazendo com que grande número de parasitos se desenvolva rapidamente, o que pode tor-

nar a atividade onerosa e pouco lucrativa (Tavares-Dias e Martins, 2017). Entretanto, vale ressaltar que, para ambos os casos (ovíparos e vivíparos), o encontro hospedeiro/parasito é mediado por estímulos físicos e/ou químicos do ambiente, ou por substâncias secretadas pelo próprio animal (Ogawa, 2015).

5. Fatores predisponentes

A dinâmica populacional dos monogenéticos é influenciada diretamente pela temperatura da água e por fatores bióticos com ação sobre a reprodução e a sobrevivência desses parasitos (Buchmann e Bresciani, 2006). A maior parte das espécies tem padrão anual de infecção bem definido, com o aumento do número de parasitos nos meses mais quentes e redução nos meses frios (Eiras, 1994). Contudo, algumas espécies desses helmintos ocorrem durante todo o ano, fato que pode estar associado a características especiais do ciclo biológico, permitindo infestações rein-

cidentes e contínuas.

Os problemas sanitários com parasitos monogenéticos aumentam com a intensificação dos sistemas de produção e geralmente estão associados com:

- aumento nas densidades de estocagem;
- incremento na carga orgânica na água dos tanques e dos viveiros;
- aumento nos níveis de arraçoamento;
- deterioração dos parâmetros de qualidade de água, como altos valores de amônia,

ortofosfato, nitrato, nitrito, bem como aumento da temperatura (Schalch e Moraes, 2005).

Logo, manter os peixes bem nutridos e garantir adequada qualidade da água, ajustando corretamente as densidades de estocagem e evitando grandes cargas orgânicas nos viveiros e nos tanques, são medidas de boas práticas de manejo que minimizam ou impedem os problemas sanitários com esses parasitos.

Monogenéticos Os problemas sanitários

... aumentam com a intensificação ... geralmente estão associados com:

- aumento nas densidades de estocagem;
- incremento na carga orgânica na água dos tanques e dos viveiros;
- aumento nos níveis de arraçoamento;
- deterioração [da] água, [com] amônia, ortofosfato, nitrato, nitrito, bem como aumento da temperatura.

Em infecções graves, a presença do parasito pode causar alterações no comportamento dos animais, que incluem, mas não se restringem a, natação errática, letargia, hipersecreção de muco (corporal e das brânquias), concentrações prolongadas na superfície e/ou na entrada de água dos tanques de criação.

6. Principais sinais clínicos

Nos sistemas de criação, quando há equilíbrio na relação hospedeiro/parasito/ambiente, os monogenéticos podem habitar o hospedeiro e viver adaptados a ele, sem causar mortalidades (Figueredo *et al.*, 2014). Entretanto, se os animais forem expostos às condições estressantes, a monogeníase se instala, tornando-se um sério problema às espécies

cultivadas (Jerônimo *et al.*, 2016).

Em infecções graves, a presença do parasito pode causar alterações no comportamento dos animais, que incluem, mas não se restringem a, natação errática, letargia, hipersecreção de muco (corporal e das brânquias), concentrações prolongadas na superfície e/ou na entrada de água dos tanques de criação (Noga *et al.*, 2010), além de abertura opercular constante e

comportamento de “*flashing*”, que indicam irritação e esfoliação da superfície corporal, facilitando a instalação de agentes secundários (Maciel *et al.*, 2017). Adicionalmente, em animais com altas intensidades parasitárias, é constantemente observada uma redução significativa da quantidade de alimento ingerido, acompanhada de um evidente emagrecimento corporal (Ogawa, 2015). No exame parasitológico, as brânquias também podem exibir aspecto viscoso e esbranquiçado, devido à presença desses parasitos (Santana *et al.*, 2017).

7. Patogenia e histopatologia

A ação patogênica dos monogenéticos é bastante variada, pois depende principalmente do sítio de infestação, da intensidade parasitária, da espécie parasita e da estratégia de alimentação, sendo potencialmente aumentada pela movimentação do parasito no hospedeiro (Ogawa, 2015). Além disso, o local de fixação dos parasitos fica predisponente à instalação de infecções secundárias causadas geralmente por bactérias e fungos, devido à ruptura do tecido infectado através dos ganchos de fixação (Figura 3).

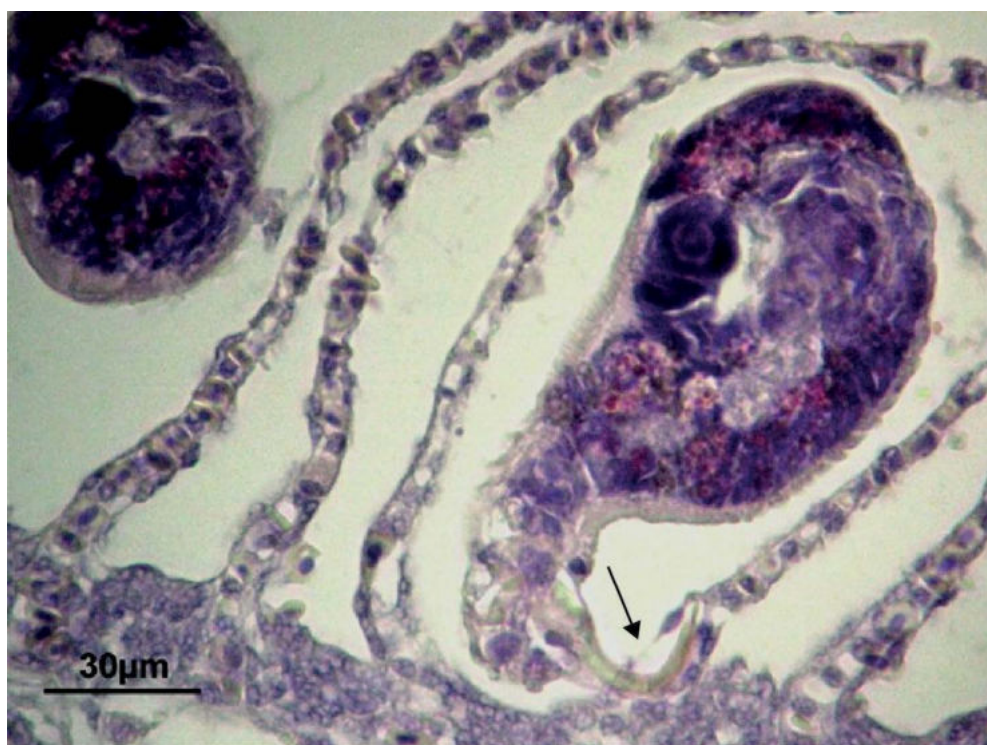


Figura 3: Corte histológico de brânquias com monogenético fixado na lamela secundária, com ruptura do tecido epitelial (seta). Imagem: Gabriela Tomas Jerônimo, UFAM, Amazonas

Nas brânquias, infecções graves por monogenéticos podem provocar alterações proliferativas, como hiperplasia e hipertrofia de células epiteliais, focos hemorrágicos, edemas, aneurismas e vasodilatação, que podem evoluir para degeneração e necrose do tecido respiratório, principalmente em infestações mistas com outras parasitoses (Soares *et al.*, 2016; Steckert *et al.*, 2018).

O parasitismo por monogenéticos ainda pode resultar em hipersecreção de muco, que, apesar de ser um mecanismo de defesa dos peixes, pode impermeabilizar os filamentos branquiais que impede a realização das trocas gasosas/iônicas, culminando em altas taxas de mortalidade nos animais (Takemoto *et al.*, 2013). Nos hospedeiros, devido a seu modo de fixação e a estratégias de alimentação, provoca significativas lesões mecânicas nos capilares sangui-

neos, podendo gerar diagnóstico de anemia, com baixos níveis de eritrócito, hematócrito e hemoglobina (Araújo *et al.*, 2009b). Quando acometido na superfície corporal, geralmente causa lesões de menor relevância patológica (Noga *et al.*, 2010), no entanto, dependendo da espécie do parasito, lesões epidérmicas são frequentemente observadas, favorecendo a instalação de infecções secundárias por bactérias e fungos (Ogawa, 2015), que no Brasil são facilitadas pelo clima tropical, agravando as lesões (Jerônimo *et al.*, 2015). Vale ressaltar que a infestação causada por monogenéticos nas fases larval e juvenil pode ser mais agressiva devido a sua capacidade proliferativa e ao tamanho reduzido dos animais, principalmente das brânquias (Ogawa, 2015), órgão de vital importância para os peixes.

Tabela 1: Registro das principais espécies de monogenéticos que parasitam peixes de ambiente natural e de pisciculturas.

Espécie de parasito	Hospedeiros	Sítio de infestação/ infecção	Localização geográfica	Referências
<i>Anacanthorus spathulatus</i> ^{1,2*,4,5,6,7}	Tambaqui ^{1,2,3}		Rolim de Moura,	
<i>Anacanthorus penilabiatus</i> ^{5,6}	(<i>Colossoma macropomum</i>)		Rondônia ¹	(Godoi <i>et al.</i> , 2012) ¹
<i>Anacanthorus</i> sp. ⁵	Tambatinga ⁴		Manacapuru,	(Morais <i>et al.</i> , 2009) ²
<i>Mymarothecium boegeri</i> ^{2,4}	(<i>Colossoma macropomum</i> x	Brânquias ^{1,2,3,4,5,6,7}	Amazonas ²	(Cohen e Kohn, 2009) ³
<i>Mymarothecium viatorum</i> ^{1,6,7}	<i>Piaractus brachypomus</i>)	Tegumento ^{2*}	Pentecoste, Ceará ³	(Dias <i>et al.</i> , 2015) ⁴ (Lizama
<i>Mymarothecium</i> sp. 1 ¹⁻⁵	Pacu ⁵	Fossas nasais ^{2#}	Macapá, Amapá ⁴	<i>et al.</i> , 2007b) ⁵ (Negreiros
<i>Mymarothecium</i> sp. 2 ^{1,5}	(<i>Piaractus mesopotamicus</i>)		Região de Assis,	e Tavares-Dias, 2019) ⁶
<i>Notozothecium janauachensis</i> ^{1,2#4,7}	<i>Pirapitinga</i> ^{6,7} (<i>Piaractus</i>		São Paulo ⁵	(Oliveira e Tavares-Dias,
<i>Notozothecium euzeti</i> ³	<i>brachypomus</i>)		Rio Branco, Acre ⁶	2016) ⁷
<i>Linguadactyloides brinkmanni</i> ^{1,2,4}			Gurupa, Pará ⁷	
<i>Dawestrema cycloancistrum</i> ^{1,2}		Brânquias ^{1,3}	Manacapuru,	(Araújo <i>et al.</i> , 2009a) ¹
<i>Dawestrema cycloancistroides</i> ¹	Pirarucu (<i>Arapaima gigas</i>)	Tegumento ¹	Amazonas ¹	(Santos <i>et al.</i> , 2017) ²
<i>Dawestrema punctatum</i> ³		Poros da cabeça ²	Bujari, Acre ²	(Kritsky <i>et al.</i> , 1985) ³
			Manaus,	
			Amazonas ³	
<i>Amphocleithrium</i> sp. ¹			Aquidauana e	
<i>Amphocleithrium paraguayensis</i> ¹			Terrenos, Mato	
<i>Vancleaveus</i> sp. ¹			Grosso do Sul ¹	(Catilza e Fernandes,
<i>Vancleaveus fungulus</i> ¹	Cachara (<i>Pseudoplatystoma</i>	Brânquias ^{1,2}	Ariquemes,	2010) ¹ (Carvalho <i>et al.</i> ,
<i>Vancleaveus ciccinus</i> ²	<i>fasciatum</i>)	Tegumento ³	Rondônia ²	2019) ² (Kritsky <i>et al.</i> ,
<i>Unibarra</i> sp. ¹			Porto Nacional,	2007) ³
<i>Phanerothecioides agostinhoi</i> ³			Tocantins ³	

(Continua)

Tabela 1: Registro das principais espécies de monogenéticos que parasitam peixes de ambiente natural e de pisciculturas.

(Continuação)

Espécie de parasito	Hospedeiros	Sítio de in- festaç�o/ infecção	Localização geográfica	Referências
<i>Aphanoblastella travassosi</i> ¹	Jundiá (Rhamdia quelen)	Brânquias ^{1,2,3,4}	Lago Alajuela,	(Mendoza-Franco et al.,
<i>Aphanoblastella mastigatus</i> ²			Panamá ¹	(Figueredo et al., 2014) ²
<i>Aphanoblastella juizfornense</i> ³			Paulo Lopes, Santa	(Carvalho et al., 2009) ³
<i>Scleroductus</i> sp. ²			Catarina ²	(Ferrari-Hoeinghaus et al.,
<i>Urocleidoides mastigatus</i> ⁴			Juiz de Fora, Minas	2006) ⁴
			Gerais ³	
			Rio São Francisco,	
			Paraná ⁴	
<i>Cichlidogyrus</i> sp. ¹	Tilápia-do-nilo (<i>Oreochromis niloticus</i>)	Brânquias ^{1,2} Tegumento ¹ Estômago ³	Blumenau,	(Ghiraldelli et al., 2006) ¹
<i>Cichlidogyrus tilapiae</i> ²			Joinville e	(Hashimoto et al., 2016) ²
<i>Cichlidogyrus thurstonae</i> ²			Ituporanga, Santa	(Jerônimo et al., 2010) ³
<i>Cichlidogyrus halli</i> ²			Catarina ¹	
<i>Cichlidogyrus sclerosus</i> ¹			Florianópolis,	
<i>Scutogyrus longicornis</i> ²			Santa Catarina ²	
<i>Enterogyrus cichlidarum</i> ³			Joinville, Santa	
<i>Gyrodactylus</i> sp. ¹			Catarina ³	

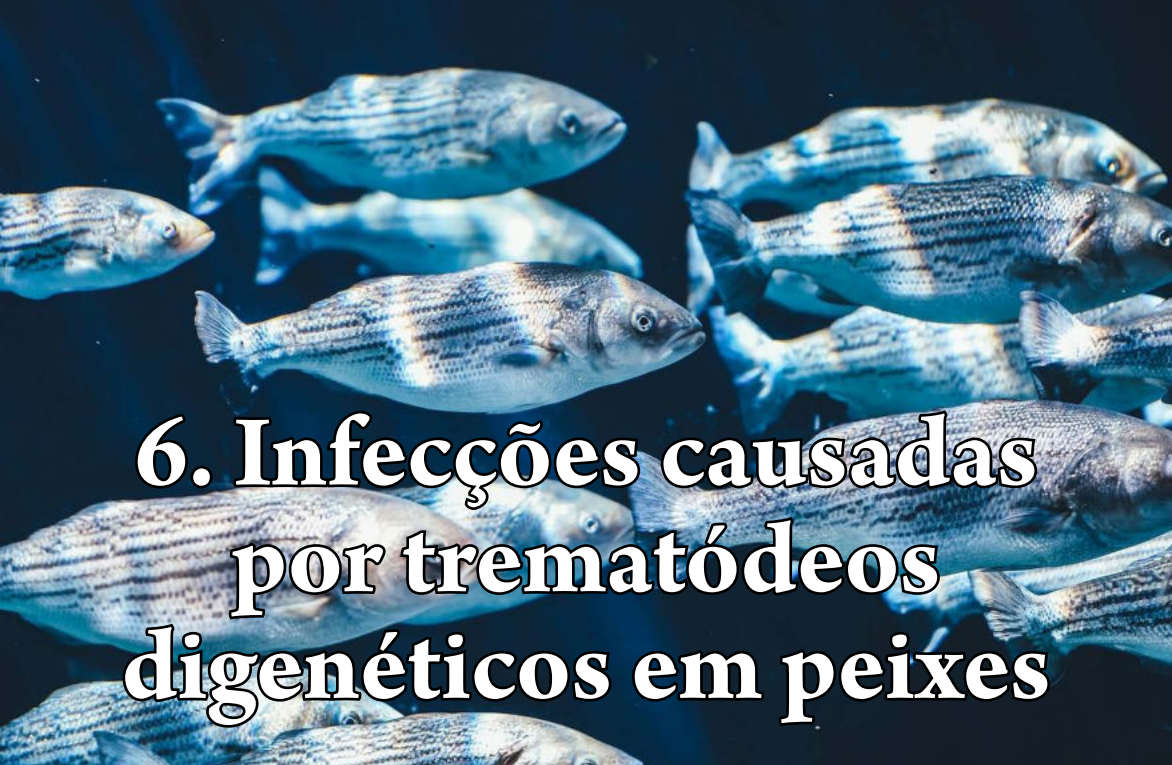
5. Infecções causadas por monogenéticos
(patógenos *Gyrodactylus*, *Dactylogyrus* e outros de nativos)

8. Referências bibliográficas

1. Araújo, C.S.O., Gomes, A.L., Tavares-Dias, M., Andrade, S.M.S., Belem-Costa, A., Borges, J.T., Queiroz, M.N., Barbosa, M., 2009a. Parasitic infections in pirarucu fry, *Arapaima gigas* Schinz, 1822 (Arapaimidae) kept in a semi-intensive fish farm in Central Amazon, Brazil. Vet. Arh. 79, 499–507.
2. Araújo, C.S.O., Tavares-Dias, M., Gomes, A.L.S., Andrade, S.M.S., Lemos, J.R.G., Oliveira, A.T. de, Cruz, W.R., Affonso, E.G., 2009b. Infecções parasitárias e parâmetros sanguíneos em *Arapaima gigas* Schinz, 1822 (Arapaimidae) cultivados no estado do Amazonas, Brasil, in: Tavares-Dias, M. (Ed.), Manejo e Sanidade de Peixes em Cultivo. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA), Macapá, Amapá, pp. 389–424.
3. Carvalho, A.L., Vidal, L.P., Luque, J.L., 2019. Quantitative aspects of the parasitofauna of the cacharas *Pseudoplatystoma fasciatum* and *P. tigrinum* (siluriformes: pimelodidae) of the River Jamari, Ariquemes, Rondônia, Brazil. Neotrop. Helminthol. 13, 97–107.
4. Carvalho, A.R. de, Tavares, L.E.R., Luque, J.L., 2009. A new species of *Aphanoblastella* (Monogenea: Dactylogyridae) parasitic on *Rhamdia quelen* (Siluriformes: Heptapteridae) from Southeastern Brazil. Acta Sci. Biol. Sci. 31. <https://doi.org/10.4025/actascibiolsci.v31i3.4917>
5. Catilza, T., Fernandes, L., 2010. Monogenas de *Pseudoplatystoma* (Siluriformes:Pimelodidae) oriundos de pisciculturas e ambientes. An. do Encontro Iniciação Científica 2.
6. Cohen, S.C., Kohn, A., 2009. On Dactylogyridae (Monogenea) of four species of characid fishes from Brazil. Check List 5, 351. <https://doi.org/10.15560/5.2.351>
7. Debortoli, J.A., Lacerda, A.C.F., Lisboa, T.R., Martins, M.L., 2016. Preference for microhabitat by Monogenea on the gills of the south american catfish *Rhamdia quelen* at different stocking densities under laboratory conditions. Helminthologia 53, 55–61. <https://doi.org/10.1515/helmin-2015-0067>
8. Dias, M.K.R., Neves, L.R., Marinho, R. das G.B., Pinheiro, D.A., Tavares-Dias, M., 2015. Parasitismo em tambatinga (*Colossoma macropomum* x *Piaractus brachipomus*, Characidae) cultivados na Amazônia, Brasil. Acta Amaz. 45, 231–238. <https://doi.org/10.1590/1809-4392201400974>
9. Ferrari-Hoeinghaus, A.P., Takemoto, R.M., Oliveira, L.C., Makrakis, M.C., Baumgartner, G., 2006. Host-parasite relationships of monogeneans in gills of *Astyanax altiparanae* and *Rhamdia quelen* of the São Francisco Verdadeiro River, Brazil. Parasite 13, 315–320. <https://doi.org/10.1051/parasite/2006134315>
10. Figueredo, A.B., Tancredo, K.R., Hashimoto, G.S. de O., Roumbekakis, K., Marchiori, N. da C., Martins, M.L., 2014. Haematological and parasitological assessment of silver catfish *Rhamdia quelen* farmed in Southern Brazil. Rev. Bras. Parasitol. Veterinária 23, 157–163. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612014028>
11. Ghiraldelli, L., Martins, M.L., Yamashita, M.M., Jerônimo, G.T., 2006. Ectoparasites influence on the haematological parameters of Nile Tilapia and Carp cultured in the state of Santa Catarina, South Brazil. J. Fish. Aquat. Sci. 8, 287–290.
12. Godoi, M.M.I. de M., Engracia, V., Lizama, M. de L.A.P., Takemoto, R.M., 2012. Parasite-host relationship between the tambaqui (*Colossoma macropomum* Cuvier 1818) and ectoparasites, collected from fish farms in the city of Rolim de Moura, State of Rondônia, Western Amazon, Brazil. Acta Amaz. 42, 515–524. <https://doi.org/10.1590/S0044-59672012000400009>
13. Hashimoto, G.S. de O., Neto, F.M., Ruiz, M.L., Acchile, M., Chagas, E.C., Chaves, F.C.M., Martins, M.L., 2016. Essential oils of *Lippia sidoides* and *Mentha piperita* against monogenean parasites and their influence on the hematology of Nile tilapia. Aquaculture 450, 182–186. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.07.029>
14. Hoai, T.D., 2020. Reproductive strategies of parasitic flatworms (Platyhelminthes, Monogenea): the impact on parasite management in aquaculture. Aquac. Int. 28, 421–447. <https://doi.org/10.1007/s10499-019-00471-6>
15. Jerônimo, G.T., Franceschini, L., Zago, A.C.,

- Silva, R.J. da, Pádua, S.B. de, Ventura, A.S., Ishikawa, M.M., Tavares-Dias, M., Martins, M.L., 2015. Parasitos de peixes Characiformes e seus híbridos cultivados no Brasil, in: Tavares-Dias, M., Mariano, W. dos S. (Eds.), *Aquicultura No Brasil: Novas Perspectivas*. Pedro & João Editores, São Carlos, São Paulo, pp. 283–304.
16. Jerônimo, G.T., Pádua, S.B. de, Bampi, D., Oliveira, E.G. de, Garcia, P., Ishikawa, M.M., Martins, M., 2014. Haematological and histopathological analysis in South American fish *Piaractus mesopotamicus* parasitized by monogenean (Dactylogyridae). *Brazilian J. Biol.* 74, 1000–1006. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.09513>
 17. Jerônimo, G.T., Pádua, S.B. de, Ventura, A.S., Gonçalves, E.L.T., Ishikawa, M.M., Martins, M.L., 2016. Parasitological assessment in the hybrid surubim (*Pseudoplatystoma reticulatum* x *P. corruscans*), with uncommon occurrence of Monogenea parasites. *Rev. Bras. Parasitol. Veterinária* 25, 179–186. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612016037>
 18. Jerônimo, G.T., Speck, G., Martins, M., 2010. First report of *Enterogyrus cichlidarum* paperna 1963 (monogenoidea: ancyrocephalidae) on Nile tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. *Neotrop. Helminthol.* 4, 75–80.
 19. Jeronimo, G.T., Tancredo, Karen Roberta Costa, C.M. de S., Ferreira, L.C., Pádua, S.B. de, 2016. Monogenea: parasitos versáteis & problemáticos. *Aquac. Bras.* 28–31.
 20. Kritsky, D., Boeger, W., Thatcher, V., 1985. Neotropical Monogenea. 7. Parasites of the pirarucu, *Arapaima gigas* (Cuvier), with descriptions of two new species and redescription of *Dawestrema cycloancistrum*, Price and Nowlin, 1967 (Dactylogyridae: Ancyrocephalinae). *Proc. Biol. Soc. Washing.*
 21. Kritsky, D.C., Vianna, R.T., Boeger, W.A., 2007. Neotropical Monogenoidea. 50. Oviparous gyroductylids from loricariid and pimelodid catfishes in Brazil, with the proposal of *Phanerothecioides* n. g., *Onychogyrodactylus* n. g. and *Aglaogyrodactylus* n. g. (Polyonchoinea: Gyrodactylidae). *Syst. Parasitol.* 66, 1–34. <https://doi.org/10.1007/s11230-006-9053-7>
 22. Lizama, M.D.L.A.P., Takemoto, R.M., Ranzani-Paiva, M.J.T., Ayroza, L.M.D.S., Pavanelli, G.C., 2007a. Relação parasito-hospedeiro em peixes de pisciculturas da região de Assis, estado de São Paulo, Brasil. 1. *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1757). *Acta Sci. Biol. Sci.* 29, 223–231. <https://doi.org/10.4025/actascibiolsci.v29i2.594>
 23. Lizama, M.D.L.A.P., Takemoto, R.M., Ranzani-Paiva, M.J.T., Ayroza, L.M.D.S., Pavanelli, G.C., 2007b. Relação parasito-hospedeiro em peixes de pisciculturas da região de Assis, estado de São Paulo, Brasil. 2. *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887). *Acta Sci. Biol. Sci.* 29, 223–231.
 24. Maciel, P.O., Muniz, C.R., Alves, R.R., 2017. Eggs hatching and oncomiracidia lifespan of *Dawestrema cycloancistrum*, a monogenean parasitic on *Arapaima gigas*. *Vet. Parasitol.* 247, 57–63. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.09.022>
 25. Marchiori, N.C., Gonçalves, E.L.T., Tancredo, K.R., Pereira-Junior, J., Garcia, J.R.E., Martins, M.L., 2015. Effect of water temperature and salinity in oviposition, hatching success and infestation of *Aphanoblastella mastigatus* (Monogenea, Dactylogyridae) on *Rhamdia quelen*. *Brazilian J. Biol.* 75, 245–252. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.14014>
 26. Mendoza-Franco, E.F., Aguirre-Macedo, M.L., Vidal-Martínez, V.M., 2007. New and previously described species of Dactylogyridae (monogenoidea) from the gills of Panamanian freshwater fishes (teleostei). *J. Parasitol.* 93, 761–771. <https://doi.org/10.1645/GE-1068R.1>
 27. Morais, A.M., Varella, A.M.B., Villacorta-Correa, M.A., Malta, J.C. de O., 2009. A fauna de parasitos em juvenis de tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) (Characidae: Serrasalminae) criados em tanques-rede em lago de várzea da Amazônia Central. *Biol. Geral Exp.* 9, 14–23.
 28. Müller, M.I., Ceccarelli, P.S., Ueta, M.T., 2016. Supplementary studies on *Anacanthorus penilabiatus* and *Mymarothecium viatorum* (Monogenea: Dactylogyridae) from *Piaractus mesopotamicus* (Characiformes: Serrasalminidae) in Brazil. *Acta Parasitol.* 61, 508–515. <https://doi.org/10.1515/ap-2016-0067>

29. Negreiros, L.P., Tavares-Dias, M., 2019. Parasites in farmed *Piaractus brachipomus* (Serrasalmidae) in the state of acre, western Brazilian Amazonia. *Acta Amaz.* 49, 294–298. <https://doi.org/10.1590/1809-4392201900491>
30. Noga, E.J., Smith, S.A., Ottesen, O.H., 2010. Disease, diagnosis and treatment, in: *Practical Flatfish Culture and Stock Enhancement*. Wiley-Blackwell, Oxford, UK, pp. 257–285. <https://doi.org/10.1002/9780813810997.ch15>
31. Ogawa, K., 2015. Diseases of cultured marine fishes caused by Platyhelminthes (Monogenea, Digenea, Cestoda). *Parasitology* 142, 178–195. <https://doi.org/10.1017/S0031182014000808>
32. Oliveira, M.S.B., Tavares-Dias, M., 2016. Communities of parasite metazoans in *Piaractus brachipomus* (Pisces, Serrasalmidae) in the lower Amazon River (Brazil). *Rev. Bras. Parasitol. Veterinária* 25, 151–157. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612016022>
33. Santana, H.P., Morey, G.A.M., Lima, J.P., Malta, J.C. de O., 2017. Influência de metazoários parasitas na morte de juvenis de *Arapaima gigas* (Schinz, 1822) criados em uma piscicultura na Amazônia brasileira. *Rev. Bras. Zootecências* 18, 77–90. <https://doi.org/10.34019/2596-3325.2017.v18.24620>
34. Santos, C.P., Silva, M.T. da, Moravec, F., 2017. *Dawestrema cycloancistrum* (Monogenea) from the head pores of arapaimas. *Dis. Aquat. Organ.* 125, 93–100. <https://doi.org/10.3354/dao03136>
35. Soares, B.V., Neves, L.R., Oliveira, M.S.B., Chaves, F.C.M., Dias, M.K.R., Chagas, E.C., Tavares-Dias, M., 2016. Antiparasitic activity of the essential oil of *Lippia alba* on ectoparasites of *Colossoma macropomum* (tambaqui) and its physiological and histopathological effects. *Aquaculture* 452, 107–114. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.10.029>
36. Steckert, L.D., Cardoso, L., Jerônimo, G.T., Pádua, S.B. de, Martins, M.L., 2018. Investigation of farmed Nile tilapia health through histopathology. *Aquaculture* 486, 161–169. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2017.12.021>
37. Takemoto, R.M., Luque, J.L., Bellay, S., Longhini, C.E., Graça, R.J. da, 2013. Peixes de água doce do Brasil., in: Pavanelli, G.C., Takemoto, R.M., Eiras, J. da C. (Eds.), *Parasitologia de Peixes de Água Doce No Brasil*. Editora da Universidade Estadual de Maringá, Maringá, Paraná, pp. 273–299.
38. Tancredo, K.R., Marchiori, N. da C., Pereira, S.A., Martins, M.L., 2019. Toxicity of formalin for fingerlings of *Cyprinus carpio* var. koi and in vitro efficacy against *Dactylogyrus minutus* Kulwièc, 1927 (Monogenea: Dactylogyridae). *J. Parasit. Dis.* 43, 46–53. <https://doi.org/10.1007/s12639-018-1056-1>
39. Tavares-Dias, M., Martins, M.L., 2017. An overall estimation of losses caused by diseases in the Brazilian fish farms. *J. Parasit. Dis.* 41, 913–918. <https://doi.org/10.1007/s12639-017-0938-y>
40. Thatcher, V.E., 2006. Amazon fish parasites, 2ª. ed, Amazoniana: Limnologia et Oecologia Regionalis Systematis Fluminis Amazonas. Pensoft, Sofia, Buláaria.



6. Infecções causadas por trematódeos digenéticos em peixes

pixabay.com

Márcia Pimenta Leibowitz^{1*}, Guilherme Campos Tavares²

¹ Residente pós-doutoral, zootecnista, doutora, DMVP, Escola de Veterinária, UFMG

² Professor adjunto, médico veterinário, doutor, DMVP, Escola de Veterinária, UFMG

*Autor para correspondência: marciapimenta.leibowitz@gmail.com

1. Introdução

O avanço significativo da aquicultura no Brasil e no mundo tem exigido maiores estudos relacionados às doenças dos animais aquáticos, as quais são consideradas os principais entraves para o desenvolvimento do setor aquícola, além de proporcionarem um impacto na saúde pública e na biodiversidade, alterando o equilíbrio dos ecossistemas. Entre os principais problemas sanitários encontrados em peixes de vida livre e cultivados no Brasil estão aqueles relacionados às infecções por

agentes parasitários, incluindo algumas espécies de trematódeos digenéticos, como *Centrocestus formosanus* (Nishigori, 1924) e representantes da família Diplostomidae, como a espécie *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) (Ramos *et al.*, 2013, 2016; Leibowitz *et al.*, 2019). Normalmente, os danos causados pelo parasitismo dessas espécies são mais acentuados em peixes com elevados níveis de infecção, podendo provocar lesões graves nos órgãos infectados, alterações comportamentais e, em alguns casos, até levar

à morte dos peixes (Leibowitz *et al.*, 2019; Seppälä, Karvonen e Valtonen, 2005).

Esses trematódeos digenéticos possuem ciclos de vida heteroxenos e dependem de interações tróficas para a transmissão, que envolve hospedeiros intermediários e definitivos. Os hospedeiros intermediários infectados devem ser ingeridos pelo próximo hospedeiro para que se complete o ciclo de vida do parasito (Thatcher, 1981).

Os estágios larvais desses trematódeos são morfológicamente diferentes dos adultos. O estágio adulto é hermafrodita e possui ventosas ventrais para se prender à mucosa intestinal dos hospedeiros definitivos (aves e mamíferos). O estágio de miracídiase desenvolve a partir dos ovos do parasita que são liberados pelos hospedeiros na água doce e penetram em espécies de moluscos de água doce que são específicos para cada espécie de trematódeo, como o *Melanoides tuberculata* (Müller, 1774), que seria o primeiro hospedeiro interme-

Esses trematódeos digenéticos possuem ciclos de vida heteroxenos e dependem de interações tróficas para a transmissão, que envolve hospedeiros intermediários e definitivos. Os hospedeiros intermediários infectados devem ser ingeridos pelo próximo hospedeiro para que se complete o ciclo de vida do parasito.

Os estágios larvais desses trematódeos são morfológicamente diferentes dos adultos. O estágio adulto é hermafrodita e possui ventosas ventrais para se prender à mucosa intestinal dos hospedeiros definitivos (aves e mamíferos).

diário de *C. formosanus*, e as espécies de *Biomphalaria*, que hospedam o diplostomídeo *A. compactum* (Pinto e Melo, 2012; Thatcher, 1981). Dentro do molusco, o miracídio se desenvolve em um esporocisto-mãe, que se reproduz assexuadamente e se divide. Cada um desses esporocistos reproduz-se assexua-

damente e produz as cercárias, que são os estágios infectantes. Milhares de cercárias podem ser liberadas de um único molusco em busca do segundo hospedeiro intermediário (peixe). Dessa forma, as cercárias penetram pelas brânquias dos peixes para se transformarem em metacercárias e se alojarem em diferentes tecidos dos peixes, dependendo da espécie de trematódeo. O hospedeiro final aviário adquire a metacercária consumindo os peixes infectados e, assim, o ciclo se completa (Chappell, Hardie e Secombes, 1994).

Geralmente, os danos causados pelo parasitismo dessas espécies são mais acen-

tuados em peixes com altas taxas de infecção.

2. *Centrocestus formosanus*

C. formosanus (Nishigori, 1924) (Heterophyidae) parasita as brânquias de peixes na fase larval de metacercária e habita o intestino de aves e mamíferos na fase adulta (Pinto *et al.*, 2014; Ximenes *et al.*, 2017).

O hospedeiro intermediário de *C. formosanus* é o gastrópode *M. tuberculata*, pertencente à família Thiaridae, que apresenta uma ampla distribuição geográfica, uma vez que foi introduzido em diversas regiões do mundo. No Brasil há relatos de *M. tuberculata* em praticamente todos os estados, como no Ceará, no Distrito Federal, na Paraíba, no Rio de Janeiro, no Paraná, em Santa Catarina, na Bahia e no Piauí (Fernandez *et al.*, 2003). O molusco habita uma ampla variedade de ambientes aquáticos, de oligotróficos a eutróficos, podendo tolerar baixos níveis de oxigênio e moderados níveis de salinidade, e apresenta uma baixa taxa de mortalidade (Bolaji *et al.*, 2011). Essas particulari-

C. formosanus (Nishigori, 1924) (Heterophyidae) parasita as brânquias de peixes na fase larval de metacercária e habita o intestino de aves e mamíferos na fase adulta.

Estudos relatam infecções por *C. formosanus* em peixes de vida livre e em fazendas de produção, de diversas espécies [e] em diferentes países ... O digenético apresenta baixa especificidade de hospedeiros [ocorrendo em] muitas famílias de peixes com diferentes comportamentos e biologia.

dades do molusco favorecem o seu estabelecimento em grandes densidades populacionais nos locais em que colonizam (Pinto e Melo, 2013).

Metacercárias de *C. formosanus* em forma de cistos parasitam os filamentos e os arcos branquiais de peixes. A larva encistada apresenta 32 espinhos aciculares bem proeminentes ao redor da ventosa oral, os quais formam duas coroas. A bexiga excretória é bem evidente e em forma de X, com grânulos excretores escuros que são característicos do gênero *Centrocestus* (Hernández *et al.*, 2014).

Estudos relatam infecções por *C. formosanus* em peixes de vida livre e em fazendas de produção de diversas espécies de peixes em diferentes países (Gjurčević *et al.*, 2007; Mitchell e Goodwin, 2004; Phan *et al.*, 2010; Pinto e Melo, 2012; Pinto *et al.*, 2014). O digenético apresenta uma baixa especificidade de hospedeiros, estando presente em muitas famílias de peixes com diferentes comportamentos e biologia. O potencial zoonótico do parasita foi relatado em regiões

onde se tem o consumo de pratos típicos preparados com peixes crus (com a cabeça intacta) ou malcozidos contendo metacercárias, causando infecções intestinais em humanos, principalmente no sudeste asiático (Chai *et al.*, 2013). Não existem relatos de zoonoses por espécies de *Centrocestus* em humanos no Brasil.

C. formosanus possui ampla distribuição geográfica no Brasil em peixes de vida livre e há relatos de infecções em diversos estados, como Rio de Janeiro (Boaventura *et al.*, 2002; Bogéa *et al.*, 2005; Thiengo *et al.*, 2001), Goiás (Boaventura *et al.*, 2007), Distrito Federal (Paula-Andrade, Pinto, Coscarelli, Vidigal e Melo, 2012) e Minas Gerais (Pinto e Melo, 2012; Pinto *et al.*, 2014). Nesses casos, não foram relatadas mortalidades associadas à infecção. Apesar de o parasito ter sido de-

Em infecções branquiais graves, os cistos de metacercária nas brânquias podem causar danos estruturais, dificultando e reduzindo drasticamente a capacidade respiratória dos animais

tectado em brânquias de tilápias no reservatório da Pampulha, no estado de Minas Gerais (Pinto e Melo 2012), ainda não há relatos de infecção por *C. formosanus* em tilapiculturas no Brasil. No País, *C. formosanus* já foi diagnosticado em produções comerciais

de surubim (*Leiarius marmoratus* x *Pseudoplatystoma corruscans*) (Tavares *et al.*, 2018) (Figura 1A). Entretanto, o único surto de mortalidade causado por *C. formosanus* em peixes cultivados foi relatado em platis *Xiphophorus maculatus* provenientes de uma fazenda de cultivo de peixes ornamentais em Minas Gerais (Leibowitz *et al.*, 2019).

Em infecções branquiais graves, os cistos de metacercária nas brânquias podem causar danos estruturais ao tecido, dificultando e reduzindo drasticamente a capacidade respiratória dos animais (Alcaraz *et al.*, 1999), o que leva a um



Figura 1. Surubim apresentando tecido branquial edemaciado (A), contendo cistos de metacercárias (B) de *C. formosanus* parasitando filamentos branquiais, visualizado por microscopia óptica (10x). Fotos cedidas por Guilherme Campos Tavares, EV-UFGM, Minas Gerais.

aumento da morbidade e da morte por asfixia (Leibowitz *et al.*, 2019; Mitchell e Goodwin, 2004).

As alterações histológicas incluem: extensa deformação da arquitetura branquial caracterizada por proliferação da cartilagem, hiperplasia epitelial, fusão de lamelas secundárias. A extensa destruição dos filamentos branquiais se deve ao encistamento do parasita nos tecidos (Figura 1B), às lesões causadas pela migração da larva encistada e à resposta inflamatória do hospedeiro à infecção (Mitchell e Goodwin, 2004).

3. *Austrodiplostomum compactum*

Austrodiplostomum compactum (Lutz, 1928) (Diplostomidae) é um trematódeo relatado em diversas espécies de peixes de água doce e ampla-

mente distribuído em regiões neotropicais. Metacercárias do parasita são comumente detectadas nos olhos dos peixes (Figura 2) e causam uma doença conhecida como “doença de trematódeos nos olhos” (Eye-fluke Disease) (Thatcher, 1981), ou “catarata verminosa”, também chamada “diplostomíase” (Martins *et al.*, 1999). Podem provocar exoftalmia, deslocamento da retina, opacidade do cristalino, cegueira e catarata em peixes (Seppälä *et al.*, 2005; Silva-Souza, 1998) e, em alguns casos, podem até levar à morte (Valtonen e Gibson, 1997). Entretanto, o parasita pode também infectar outros órgãos, como brânquias, cérebro, bexiga natatória e musculatura (Ramos *et al.*, 2013). Na fase adulta, os parasitas são encontrados no intestino das aves piscívoras, como os biguás (*Phalacrocorax olivaceus*) (Machado *et al.*, 2005).



Figura 2. Metacercárias de diplostomastídeos observadas nos olhos de pintado *Pseudoplatystoma corruscans* (A) e tambaqui *Colossoma macropomum* (B). Fotos cedidas por Jeffson Nobre Pereira, Amazonas.

Trematódeos digenéticos são raramente encontrados em criatórios ou fazendas de peixes, principalmente devido ao seu ciclo de vida complexo. Entretanto, baixas prevalências de *Diplostomum* sp. foram detectadas em tilápias (*Oreochromis niloticus*) cultivadas em tanques-rede, no estado do Amapá (Pantoja *et al.*, 2012). *A. compactum* apresenta baixa especificidade pelos hospedeiros e no Brasil pode ser, então, encontrado em aproximadamente 25 espécies de peixes de água doce em diferentes estados, incluindo as espécies *Plagioscion quamosissimus*, *Schizodon nasutus*, *Satanoperca pappaterra*, *Hoplias malabaricus* e *Metynnis maculatus*, em São Paulo (Paes, Carvalho e Silva, 2010), nas espécies *Hoplias malabaricus*, *Satanoperca pappaterra*, *Plagioscion quamosissimus*, *Crenicichla britskii*, *Cichla monoculus* e *Cichlasoma paranaense*, no Paraná (Machado *et al.*, 2005), e nas espécies *Plagioscion quamosissimus* (Albuquerque *et al.*, 2017) e *Potamorhina latior*, *Potamorhina pristi-*

Trematódeos digenéticos são raramente encontrados em criatórios ou fazendas de peixes, principalmente devido ao seu ciclo de vida complexo. Entretanto, baixas prevalências de *Diplostomum* sp. foram detectadas em tilápias (*Oreochromis niloticus*) cultivadas em tanques-rede, no estado do Amapá.

Há dois relatos de infecções oculares em seres humanos com parasitas do gênero *Diplostomum* ... No Brasil, não foi relatada mortalidade provocada por metacercárias em olhos de peixes.

gaster, *Acestrorhynchus falcirostris*, *Cichla monoculus*, *Plagioscion quamosissimus*, *Pterygoplichthys pardalis* e *Pygocentrus nattereri* (Vital *et al.*, 2017), na Amazônia. Também há registros das metacercárias em *Pseudoplatystoma corruscans* e *Colossoma macropomum*. *Diplostomastídeos* também apresentam um potencial zoonótico. Há dois relatos de

infecções oculares em seres humanos com parasitas do gênero *Diplostomum* (Ashton *et al.*, 1969; Travassos *et al.*, 1969). No Brasil, não foi relatada mortalidade provocada por metacercárias em olhos de peixes..

De acordo com Seppälä *et al.* (2005), altas taxas de metacercárias do parasita nos olhos dos peixes podem causar patologias oculares (cataratas e cegueira) que podem torná-los mais suscetíveis à predação como também facilitar a transmissão do parasita aos hospedeiros definitivos (Seppälä, Karvonen e Tellervo Valtonen, 2004). A formação de catarata-

tas em peixes infectados por metacercárias de diplostomídeos é bem mais intensa após os parasitas completarem o seu ciclo e estarem prontos para infectar o hospedeiro definitivo, aumentando, assim, a suscetibilidade do peixe hospedeiro à predação. Segundo Mouritsen e Poulin (2003), essa estratégia seria altamente eficaz para a transmissão desses parasitas.

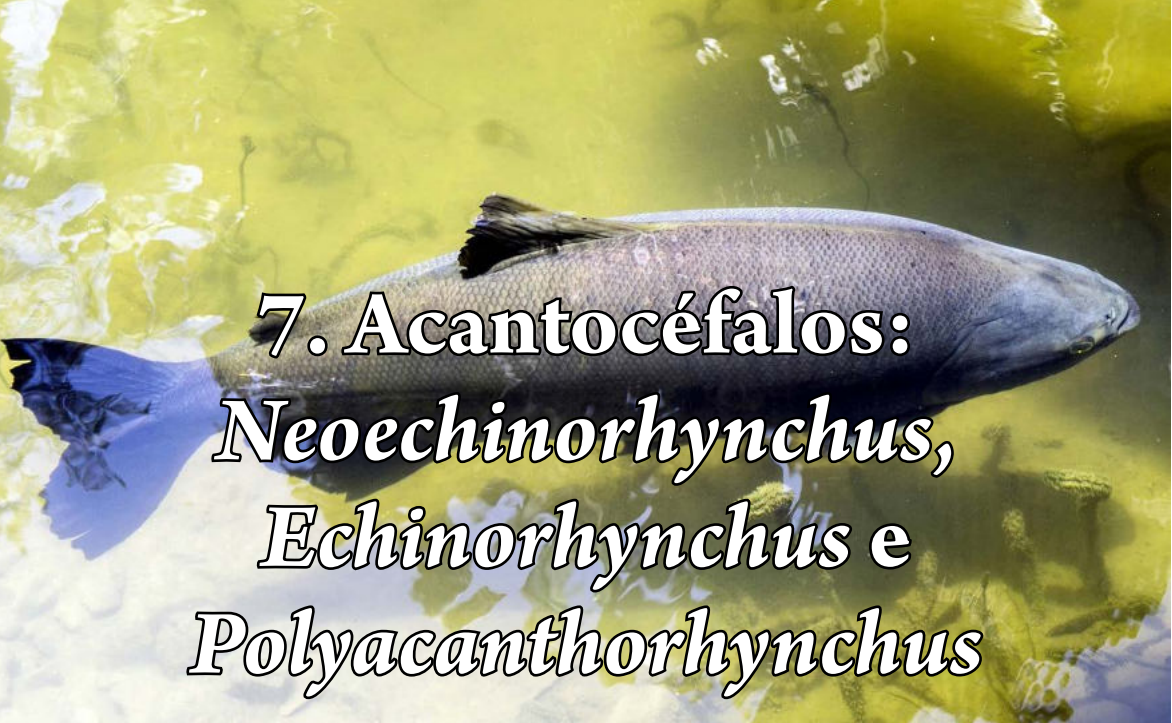
4. Referências bibliográficas

1. Albuquerque, N. B. D., Morey, G. A. M., Morais, A. M., & Malta, J. C. O. (2017). Metacercariae of *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) (Trematoda, Diplostomidae) infecting the eyes of *Plagioscion squamosissimus* (Heckel, 1840) (Perciformes, Scienidae) from Lake Catalão, Amazonas, Brazil. *Acta Amazonica*, 47 (2), 141–146.
2. Alcaraz, G., Pérez-Ponce de León, G., García-Prieto, L., León-Règagnon, V., & Vanegas, C. (1999). Respiratory responses of grass carp *Ctenopharyngodon idella* (Cyprinidae) to parasitic infection by *Centrocestus formosanus* (Digenea). *Southwestern Naturalist*, 44, 222–226.
3. Ashton, N., Brown, N., & Easty, D. (1969). Trematode Cataract in Fresh Water Fish. *Journal of Small Animal Practice*, 10 (8), 471–478. <https://doi.org/10.1111/j.1748-5827.1969.tb04058.x>
4. Boaventura, M. F., Thiengo, S. C., & Fernandez, M. A. 2007. (2007). Gastrópodes límnicos hospedeiros intermediários de trematódeos digenéticos no Brasil. In *Tópicos em Malacologia. Ecos do XVIII Encontro Brasileiro de Malacologia, Sociedade Brasileira de Malacologia* (pp. 327–337).
5. Boaventura, M., Fernandez, M., Thiengo, S., Silva, R., & Melo, A. (2002). Formas larvais de Trematoda provenientes de gastrópodes límnicos da microrregião Rio de Janeiro, sudeste do Brasil. *Lundiana*, 3 (1), 45–49.
6. Bogéa, T., Cordeiro, F. M., & De Gouveia, J. S. (2005). *Melanoides tuberculatus* (Gastropoda: Thiaridae) as intermediate host of heterophyidae (Trematoda: Digenea) in Rio de Janeiro metropolitan area, Brazil. *Revista Do Instituto de Medicina Tropical de Sao Paulo*, 47 (2), 87–90. <https://doi.org/10.1590/s0036-46652005000200005>
7. Bolaji, D. A., Edokpayi, C. A., Samuel, O. B., Akininbagbe, R. O., & Ajulo, A. A. (2011). Morphological characteristics and Salinity tolerance of *Melanoides tuberculatus* (Muller, 1774). *World Journal of Biological Research*, 4 (2), 1–11.
8. Chappell, L., Hardie, L., & Secombes, C. (1994). Diplostomiasis: the disease and host–parasite interactions. No Title. In A. Pike & J. Lewis (Eds.), *Parasitic diseases of fish* (pp. 59–86). Samara Publishing Limited.
9. Fernandez, M. A., Thiengo, S. C., & Simone, L. R. L. (2003). Distribution of the introduced freshwater snail *Melanoides tuberculatus* (Gastropoda: Thiaridae) in Brazil. *Nautilus*, 117 (3), 78–82.
10. Gjurčević, E., Petrinc, Z., Kozarić, Z., Kužir, S., Gjurčević Kantura, V., Vučemilo, M., & Džaja, P. (2007). Metacercariae of *Centrocestus formosanus* in goldfish (*Carassius auratus* L.) imported into Croatia. *Helminthologia*, 44 (4), 214–216. <https://doi.org/10.2478/s11687-007-0034-4>
11. Hernández, L., Díaz, M., & Bashirullah, A. (2003). Description of diferente developmental stages of *Centrocestus formosanus* (Nishigori, 1924) (Digenea: Heterophyidae). *Rev Cient (Maracaibo)*, 13 (4), 285–292.
12. Leibowitz, M. P., Santos, N. R. V., Tavares, G. C., Assis, G. B. N., Dorella, F. A., Figueiredo, H. C. P., & Leal, C. A. G. (2019). Severe outbreak of *Centrocestus formosanus* (Trematoda: Heterophyidae) in farm-raised ornamental platies *Xiphophorus maculatus*. *Diseases of Aquatic Organisms*, 134 (2), 107–111. <https://doi.org/10.3354/dao03361>
13. Machado, P. M., Takemoto, R. M., & Pavanelli, G. C. (2005). *Diplostomum* (*Austrodiplostomum*) *compactum* (Lutz, 1928) (Platyhelminthes, Digenea) metacercariae in fish from the floodplain of the Upper Paraná River, Brazil. *Parasitology Research*, 97 (6), 436–444. <https://doi.org/10.1007/s00436-005-1483-7>
14. Martins, M. L., Fujimoto, R. Y., & Antônio, A. (1999). Ocorrência de *Diplostomum* sp Nordmann, 1832 (Digenea: Diplostomatidae) em *Plagioscion squamosissimus* Heckel, 1840, proveniente do Reservatório de Volta Grande, MG, Brasil. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 21 (0), 263–266. <https://doi.org/10.4025/actasciobiols->

15. Mehrdana, F., Jensen, H. M., Kania, P. W., & Buchmann, K. (2014). Import of exotic and zoonotic trematodes (Heterophyidae: Centrocestus sp.) in *Xiphophorus maculatus*: Implications for ornamental fish import control in Europe. *Acta Parasitologica*, 59 (2), 276–283. <https://doi.org/10.2478/s11686-014-0237-z>
16. Mitchell, A., & Goodwin, A. (2004). 3.2.16 Centrocestiasis (gill trematode disease), (September), 1–12.
17. Mouritsen, K. N., & Poulin, R. (2003). Parasite-induced trophic facilitation exploited by a non-host predator: A manipulator's nightmare. *International Journal for Parasitology*, 33 (10), 1043–1050. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(03\)00178-4](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(03)00178-4)
18. Paes, J. V. K., Carvalho, E. D., & Silva, R. J. (2010). Infection by *Austrodiplostomum compactum* metacercariae in fish from the Nova Avanhandava reservoir, Tietê river, São Paulo State, Brazil. *Acta Scientiarum - Biological Sciences*, 32 (3), 273–278. <https://doi.org/10.4025/actasciobiols-ci.v32i3.5675>
19. Pantoja, M. F. W., Ligia Neves, R., Márcia Dias, R. D., Renata Marinho, G. B., Montagner, D., & Tavares-Dias, M. (2012). Protozoan and metazoan parasites of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. *Revista MVZ Cordoba*, 17 (1), 2812–2819. <https://doi.org/10.21897/rmvz.248>
20. Paula-Andrade, C., Pinto, H. A., Coscarelli, D., Vidigal, T. H. D. A., & Melo, A. L. (2012). The natural infection of *Melanoides tuberculata* (Müller, 1774) (Mollusca: Gastropoda) by *Centrocestus formosanus* (Nishigori, 1924) (Platyhelminthes: Trematoda) in Paranoá lake, Brasília, Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, 72 (2), 419–420. <https://doi.org/10.1590/S1519-69842012000200026>
21. Phan, van T., Ersbøll, A. K., Nguyen, T. T., Nguyen, K. V., Nguyen, H. T., Murrell, D., & Dalsgaard, A. (2010). Freshwater aquaculture nurseries and infection of fish with zoonotic trematodes, Vietnam. *Emerging Infectious Diseases*, 16 (12), 1905–1909. <https://doi.org/10.3201/eid1612.100422>
22. Pinto, H. A., & Melo, A. L. (2012). Infecção natural de *Poecilia reticulata* (Actinopterygii: Poeciliidae) por metacercárias na Represa da Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil. *Boletim Do Instituto de Pesca*, 38 (3), 257–264.
23. Pinto, H.A., & Melo, A. L. (2013). Distribuição temporal de *Melanoides tuberculata* (Mollusca: Thiaridae) naturalmente infectados por *Centrocestus formosanus* (Trematoda: Heterophyidae) no Brasil. *Lundiana*, 11 (1–2), 79–82.
24. Pinto, H. A., Mati, V. L. T., & Melo, A. L. (2014). Metacercarial infection of wild Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) from Brazil. *Scientific World Journal*, 2014. <https://doi.org/10.1155/2014/807492>
25. Pinto, Hudson Alves, & de Melo, A. L. (2012). Metacercariae of *Centrocestus formosanus* (Trematoda: Heterophyidae) in *Australoheros facetus* (Pisces: Cichlidae) in Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 21 (3), 334–337. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612012000300032>
26. Ramos, I. P., Franceschini, L., Zago, A. C., Zica, É. de O. P., Wunderlich, A. C., Carvalho, E. D., & da Silva, R. J. (2013). New host records and a checklist of fishes infected with *Austrodiplostomum compactum* (Digenea: Diplostomidae) in Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 22 (4), 511–518. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612013000400010>
27. Ramos, I. P., Franceschini, L., Zago, A. C., Zica, É. de O. P., Wunderlich, A. C., Lima, F. P. de, & Silva, R. J. da. (2016). *Austrodiplostomum compactum* metacercariae (Digenea: Diplostomidae) in *Schizodon intermedius* (Characiformes: Anostomidae) from Jurumirim reservoir, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 25 (2), 240–243. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612016035>
28. Seppälä, O., Karvonen, A., & Tellervo Valtonen, E. (2004). Parasite-induced change in host behaviour and susceptibility to predation in an eye fluke-fish interaction. *Animal Behaviour*, 68 (2), 257–263. <https://doi.org/10.1016/j.anbehav.2003.10.021>
29. Seppälä, O., Karvonen, A., & Valtonen, E. T. (2005). Manipulation of fish host by eye flukes in relation to cataract formation and parasite infectivity. *Animal Behaviour*, 70 (4), 889–894. <https://doi.org/10.1016/j.anbehav.2005.01.020>
30. Silva-Souza, A. T. (1998). *Estudos do parasitismo de Plagioscion squamosissimus* (Heckel, 1840) (Perciformes, Sciaenidae) por *Diplostomum* (*Austrodiplostomum*) *compactum* (Lutz, 1928)

(Trematoda, Digenea) no rio Tibagi, PR.
Universidade Federal de São Carlos.

31. Tavares, G. C., de Queiroz, G. A., Assis, G. B. N., Leibowitz, M. P., Teixeira, J. P., Figueiredo, H. C. P., & Leal, C. A. G. (2018). Disease outbreaks in farmed Amazon catfish (*Leiarius marmoratus* x *Pseudoplatystoma corruscans*) caused by *Streptococcus agalactiae*, *S. iniae*, and *S. dysgalactiae*. *Aquaculture*, 495 (April), 384–392. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.06.027>
32. Thatcher, V. E. (1981). Patologia de peixes da Amazônia brasileira, 1. Aspectos gerais. *Acta Amazonica*, 11 (1), 125–140. <https://doi.org/10.1590/1809-43921981111125>
33. Thiengo, S. C., Fernandez, M. A., Boaventura, M. F., Gault, C. E., Silva, H. F. R., Mattos, A. C., & Santos, S. B. (2001). Freshwater Snails and Schistosomiasis Mansoni in the State of Rio de Janeiro, Brazil: I - Metropolitan Mesoregion. *Memorias Do Instituto Oswaldo Cruz*, 96 (SUPPL.), 177–184. <https://doi.org/10.1590/s0074-02762001000900028>
34. Travassos, L. ., Freitas, J. F. T., & Kohn, A. (1969). *Trematódeos do Brasil. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*.
35. Valtonen, E. T., & Gibson, D. I. (1997). Aspects of the biology of diplostomid metacercarial (Digenea) populations occurring in fishes in different localities of northern Finland. *Annales Zoologici Fennici*, 34 (1), 47–59.
36. Vital, J. F., Morey, G. A. M., Pereira, N. B., & Malta, J. C. O. (2017). Metacercárias De *Austrodiplostomum Compactum* (Lutz, 1928) Em Peixes De Lagos De Várzea Da Amazônia Brasileira. *Folia Amazônica*, 25 (2), 153. <https://doi.org/10.24841/fa.v25i2.399>
37. Ximenes, R. F., Gonçalves, I. C. B., Miyahira, I. C., Pinto, H. A., Melo, A. L., & Santos, S. B. (2017). *Centrocestus formosanus* (Trematoda: Heterophyidae) em *Melanoides tuberculata* (Gastropoda, Thiaridae) da Vila do Abraão, Ilha Grande, Rio de Janeiro, Brasil. *Brazilian Journal of Biology*, 77 (2), 318–322. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.13615>



7. Acantocéfalos: *Neoechinorhynchus*, *Echinorhynchus* e *Polyacanthorhynchus*

pixabay.com

Arthur Tavares de Seixas¹,
Rebeca Machado do Nascimento²,
Gustavo Moraes Ramos Valladao^{3*}

¹Aluno de doutorado, zootecnista, mestre em Aqüicultura, Programa de Pós-Graduação em Aqüicultura, Universidade Nilton Lins, UNL

²Aluna de mestrado, zootecnista, Programa de Pós-Graduação em Aqüicultura, Universidade Nilton Lins, UNL

³Professor adjunto, médico veterinário, doutor, Programa de Pós-Graduação em Aqüicultura, Universidade Nilton Lins, UNL

*Autor para correspondência: gmrvalladao@gmail.com

1. Introdução

Os acantocéfalos (filo: Acanthocephala) constituem um grupo de helmintos que parasitam o intestino de uma grande variedade de vertebrados terrestres e aquáticos, marinhos ou de águas continentais, tendo sido observados no trato intestinal de anfíbios, rép-

Os acantocéfalos (filo: Acanthocephala) constituem um grupo de helmintos que parasitam o intestino de uma grande variedade de vertebrados terrestres e aquáticos, marinhos ou de águas continentais, tendo sido observados no trato intestinal de anfíbios, répteis, aves, roedores e humanos.

teis (Saini *et al.*, 2018), aves (Galaktionov e Atrashkevich, 2015; Hernández-Orts *et al.*, 2017), suínos (Bizhga *et al.*, 2016), roedores e humanos (Núñez e Drago, 2017). No entanto, mais da metade das espécies conhecidas são endoparasitas de peixes selvagens e de criação (Nickol, 2006). Segundo as revisões ta-

xonômicas dos acantocéfalos do mundo (Kennedy, 2006; Mehlhorn, 2008), na classe Archiacanthocephala, os gêneros *Macracanthorhynchus* e *Moniliformis* que parasitam mamíferos parecem ser os mais relevantes; na classe Palaeacanthocephala, destacam-se os gêneros *Acanthocephalus* e *Echinorhynchus*,

que parasitam peixes; e na classe Eoacanthocephala, destaca-se o gênero *Neoechinorhynchus*, que também parasita peixes. A classe Polyacanthocephala tem um único gênero parasito de peixes, que é o *Polyacanthorhynchus*, parasito de peixes.

Os acantocéfalos de peixes possuem ciclo de vida heteróximo, ou seja, possuem um hospedeiro intermediário, o qual é representado por um zooplâncton (Núñez e Drago, 2017). O ciclo se inicia com parasitos adultos, no intestino do peixe, liberando ovos, que caem na água e se aderem a algas. O zooplâncton se alimenta naturalmente

de algas, ingerindo os ovos do parasito. Nessa etapa, o parasito se desenvolve no interior do zooplâncton até a fase larval infectante chamada cistacanto. Peixes saudáveis irão ingerir o zooplâncton e se infectar com o acantocéfalo. O parasito

irá se alojar no intestino do animal, onde irá amadurecer sexualmente e estará apto a se reproduzir, liberando novos ovos na água (Lourenço *et al.*, 2017).

No processo de infecção, ocorre a hipertrofia das células, manifestação de nódulos, espessamento da camada muscular, edema grave em vasos

sanguíneos e pontos necrosados podem ser observados na parede intestinal do hospedeiro (Matos *et al.* (2017). A infecção resulta em considerável perda de peso, acarretando prejuízos econômicos (Matos *et al.*, 2017; Silva-Gomes *et al.*, 2017).

Os acantocéfalos exibem estrutura morfológica característica, nesse caso,

uma probóscide espinhosa na extremidade anterior servindo para fixação aos tecidos do hospedeiro (Figura 1). Os adultos podem exibir coloração branca, creme (Bush *et al.*, 2001) ou amarelado-alaranjado (Sanil *et al.*,

2011), contudo sua coloração irá depender do conteúdo intestinal do hospedeiro (Bush *et al.*, 2001).

Devido à ausência de sistema digestório, esses parasitos adquirem os nutrientes através da parede de seu

Os acantocéfalos de peixes possuem ciclo de vida heteróximo, ou seja, possuem um hospedeiro intermediário, o qual é representado por um zooplâncton.

Devido à ausência de sistema digestório, esses parasitos adquirem os nutrientes a partir do conteúdo intestinal do hospedeiro...através de poros e canais na camada de cutícula...

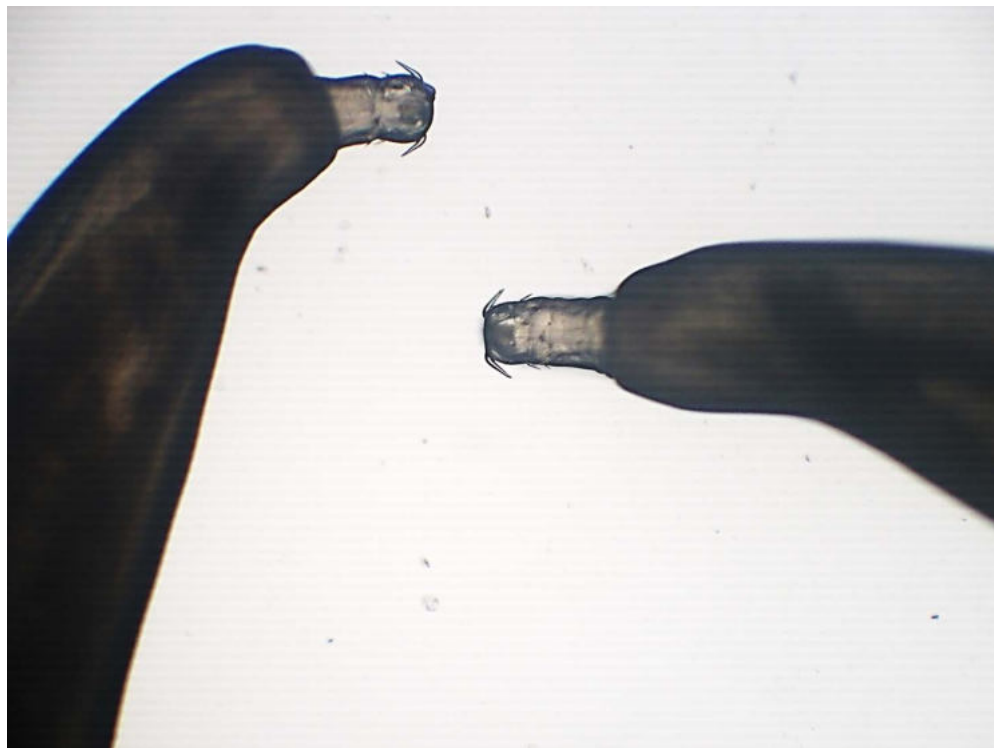


Figura 1: Probóscide do acantocéfalo *Neoechinorhynchus buttnerae* provida de espinhos. Foto cedida por Gustavo Moraes Ramos Valladão, Laboratório de Parasitologia e Patologia de Organismos Aquáticos, Universidade Nilton Lins, Amazonas

corpo a partir do conteúdo intestinal do hospedeiro (Núñez e Drago, 2017). De acordo com Cleave (1952), os parasitos apresentam poros e canais na camada de cutícula do corpo que indicam que os nutrientes são absorvidos por essas estruturas em vez da superfície corporal, em virtude do contato direto do parasito com a mucosa intestinal do hospedeiro. Isso significa dizer que o parasito rompe a integridade da mucosa intestinal ao ligar-se com o hospedeiro, passando a competir pelos nutrientes ingeridos pelo animal.

Na Tabela 1, são citadas as principais espécies de acantocéfalos em peixes de criação em todo o mundo.

2. Acantocéfalos do gênero *Neoechinorhynchus*

De acordo com Golvan (1956), os parasitos do gênero *Neoechinorhynchus* possuem uma pequena probóscide em relação ao corpo, com formato esférico e com aproximadamente 0,30 mm de diâmetro. Nessa estrutura, existem três tipos de ganchos, sendo eles gran-

Tabela 1. Relatos de infecção por diferentes espécies de acantocéfalos em peixes de produção.

Hospedeiro susceptível	Parasita	Referência
<i>Salmo salar</i> , <i>Oncorhynchus mykiss</i> e <i>Salmo trutta</i>	<i>Pomphorhynchus laevis</i>	Pippy(1969); Wanstall <i>et al.</i> (1986); Çevrimele Soylu(2017); Kennedy <i>et al.</i> (1978)
<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Neoechinorhynchus rutili</i>	Ajala <i>et al.</i> (2015)
<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Acanthogyrus</i> sp.	Ajala <i>et al.</i> (2015)
<i>Brycon amazonicus</i>	<i>Echinorhynchus briconi</i>	Andrade (2000); Malta <i>et al.</i> (2009)
<i>Arapaima gigas</i>	<i>Polyacanthorhynchus macrorhynchus</i>	Marinho <i>et al.</i> (2013)
<i>Colossoma macropomum</i> e seus híbridos	<i>Neoechinorhynchus buttnerae</i>	Malta <i>et al.</i> (2001)
<i>Piaractus brachipomus</i>	<i>Echinorhynchus jucundus</i>	Negreiros e Tavares-Dias (2019)

des superiores, médios e pequenos inferiores. Possuem um receptáculo inserido na união do pescoço com a probóscide, e o gânglio nervoso se localiza na parte inferior dessa estrutura.

Existem relatos de pelo menos sete espécies do gênero *Neoechinorhynchus* parasitando peixes de água doce no Brasil (Brasil-Sato, 1998; Santos, 2008; Lourenço *et al.*, 2017) (Tabela 2). No entanto, a espécie *Neoechinorhynchus buttnerae*, pertencente à classe Eoacanthocephala (Van Cleave, 1944), ordem Neoechinorhynchida

... a espécie *Neoechinorhynchus buttnerae*, ... é o mais importante acantocéfalo da atualidade, sendo o principal parasito da aquicultura brasileira ... [por] causar grandes perdas produtivas para os produtores de tambaqui.

(Ward, 1917), família Neoechinorhynchidae (Travassos, 1917), é o mais importante acantocéfalo da atualidade, sendo o principal parasito da aquicultura brasileira. Isso ocorre pelo fato de causar grandes perdas produtivas para os produtores de tambaqui.

A manifestação clínica observável é o emagrecimento do animal devido à perda de peso (Silva-Gomes *et al.*, 2017). Mesmo diante dessa questão, os produtores mantêm o arraçoamento, muitas vezes sem conhecimento da influência que o parasita pode ter sobre a absorção do

Tabela 2. Acantocéfalos do gênero *Neoechinorhynchus* catalogados em espécies de água doce no Brasil.

Parasito	Hospedeiro	Referência
<i>N. buttnerae</i>	<i>Colossoma macropomum</i>	Santos <i>et al.</i> (2008)
<i>N. macronucleatus</i>	<i>Hoplias malabaricus</i> e <i>Lycengraulis</i> sp.	
<i>N. paraguayensis</i>	<i>Cichlasoma monolocus</i> , <i>Geophagus brasiliensis</i> e <i>Hoplias malabaricus</i>	
<i>N. pimelodi</i>	<i>Pimelodus maculatus</i> e <i>Franciscodoras marmoratus</i>	
<i>N. pterodorida</i>	<i>Pterodoras granulosus</i>	
<i>N. curemai</i>	<i>Mugil curema</i> e <i>Prochilodus lineatus</i>	

alimento ofertado. Isso faz com que sejam realizados gastos massivos com ração que não reverte em ganho de peso pelo animal. Há relatos de prejuízos de aproximadamente US\$7.000 por hectare de lâmina de água em tanques de tambaquis infectados por *N. buttnerae*, quando comparados a tanques com peixes sadios, após 240 dias de produção (Silva-Gomes *et al.*, 2017).

Os efeitos patogênicos no hospedeiro ocorrem devido à fixação da probóscide dotada de espinhos (Núñez e Drago, 2017; Silva-Gomes *et al.*, 2017), o que afeta as camadas mucosa, submucosa e muscular, causando dilaceração da mucosa intestinal, levando à inflamação (Jerônimo *et al.*, 2017; Matos *et al.*, 2017).

Echinorhynchus jucundus ... parasita a pirapitinga (*Piaractus brahypo-*
mus), o pacu (*Piaractus mesopotamicus*) e seus híbridos é a mais representativa desse gênero no país ... pode causar perdas produtivas...

3. Acantocéfalos do gênero *Echinorhynchus*

De acordo com Machado (1959), esse grupo é dado como de pequeno porte, medindo 9 e 22 mm de compri-

mento, sendo significativamente menor quando comparado ao gênero *Polyacanthorhynchus*. A Tabela 3 mostra diferentes espécies do gênero *Echinorhynchus* registradas em peixes no Brasil.

A espécie *Echinorhynchus jucundus* que parasita a pirapitinga (*Piaractus brahypo-*
mus), o pacu (*Piaractus mesopotamicus*) e seus híbridos é a mais representativa desse gênero no país, a qual pode causar perdas produtivas para esses peixes, da mesma forma que o *N. buttnerae* para o tambaqui.

Tabela 3- Espécies do gênero *Echinorhynchus* catalogadas no Brasil.

Parasito	Hospedeiro	Referência
<i>E. paranensis</i>	<i>Triportheus paranensis</i>	Santos et al. (2008)
<i>E. salobrensis</i>	<i>Mylossoma paraguayensis</i>	
<i>E. gomesi</i>	<i>Prochilodus nigricans</i>	
<i>E. gracilis</i>	<i>Brycon hilarii</i>	
<i>E. jucundus</i>	<i>Piaractus brachypomus</i> e <i>Piaractus mesopotamicus</i>	

4. Acantocéfalos do gênero *Polyacanthorhynchus*

Acantocéfalos do gênero *Polyacanthorhynchus* estão entre os maiores helmintos de peixes no mundo, com espécimes que pas- sam de 30 cm de com- primento (Machado- Filho, 1947). Além do maior tamanho, ele se diferencia dos outros dois gêneros por possuir uma probóscide repleta de milhares de ganchos (aprox. 1500) e centenas de espinhos (aprox. 180). Essa probóscide com mi- lhares de estruturas perfuro penetrantes

Acantocéfalos do gênero *Polyacanthorhynchus* estão entre os maiores helmintos de peixes no mundo, com espécimes que passam de 30 cm de comprimento...

impacta significativamente o epitélio, a submucosa e as camadas musculares do intestino dos peixes.

Existem algumas poucas espécies des- se gênero catalogadas no Brasil (Tabela 4). A espécie *Polyacanthorhynchus ma- crorhynchus*, classe Polyacanthocephala

(Amin, 1987), ordem *Polyacanthorhynchida* (Golvan de 1956) e família *Polyacanthorhynchidae* (Golvan de 1956), que parasita o pirarucu (*Arapaima gigas*), deve

ser destacada, pois afeta essa importan- te espécie emergente para a piscicultura brasileira.

Tabela 4. Espécies do gênero *Polyacanthorhynchus* catalogadas no Brasil.

Parasito	Hospedeiro	Referência
<i>P. macrorhynchus</i> e <i>P. rhopalorhynchus</i>	<i>Arapaima gigas</i>	Santos et al. (2008)

5. Considerações finais

É importante ressaltar que as espécies nativas do Brasil representam uma grande potência para o crescimento da piscicultura do país. Para isso, é necessário obter mais conhecimentos sobre a sanidade desses peixes, principalmente sobre os helmintos. Uma vez prevenindo a ocorrência desses parasitos, os peixes terão um melhor aproveitamento da ração ofertada em ambiente de produção. Este material buscou destacar as principais espécies de acantocéfalos que são um entrave para a criação de tambaqui, pirapitinga, pacu e pirarucu no país, sendo que todos merecem ser investigados a fundo, quanto a sua patologia, aos métodos de prevenção e ao tratamento.

Como recomendação geral, as principais formas de prevenir a acantocéfalo se dá por meio da aquisição de peixes livres do parasito, do uso de água livre de zooplâncton infectado e da realização de vazios sanitários entre os ciclos de produção.

6. Referências

1. Amin, O.M., Heckmann, R.A., Inchausti, V., Vasquez, R., 1996. Immature *Polyacanthorhynchus rhopalorhynchus* (Acanthocephala: Polyacanthorhynchidae) in Venton, *Hopliasmalabaricus* (Pisces) from Moca Vie River, Bolivia, with Notes on its Apical Organ and Histopathology. *J Helminthol Soc Washington*; 1, 115–9.
2. Bizhga, B., Laçi, D., Gjoni, N., 2016. Data about *Macracanthorhynchus hirudinaceus* in Albania. *Journal of the Association-Institute for English Language and American Studies* 2,176-181. [http://dx.doi.org/10.0001/\(aj\).v2i4.1284](http://dx.doi.org/10.0001/(aj).v2i4.1284)
3. Bush, A.O., Fernández, J.C., Esch, G.W., Seed, R., 2001. Acanthocephala: the thorny-headed worms. In: Bush, A.O.; Fernández, J. C.; Esch, G. W.; Seed, R. (Ed.). *Parasitism. The diversity and ecology of animal parasites*. Cambridge: Cambridge University Press, pp.197-214.
4. Dias, M.K.R., Neves, L.R., Marinho, R.D.G.B., Pinheiro, D.A., & Tavares-Dias, M. 2015. Parasitismo em tambatinga (*Colossoma macropomum* x *Piaractus brachipomus*, Characidae) cultivados na Amazônia, Brasil. *Acta Amazonica*, 45, 231-238. <http://dx.doi.org/10.1590/1809-4392201400974>
5. Galaktionov, K.V., Atrashkevich, G.I., 2015. Patterns in circulation and transmission of marine bird parasites in High Arctic: a case of acanthocephalan *Polymorphus phippii* (Acanthocephala, Polymorphidae). *Parazitologiya* 49, 393–411. (Não tem DOI)
6. Gomes, A.L. G., Coelho Filho, J.G., Silva, W.V., Oliveira, M.I.B., Bernardino, G., Costa, J.I., 2017. The impact of *Neoechinorhynchus buttnerae* (Golvan, 1956) (Eoacanthocephala: Neoechinorhynchidae) outbreaks on productive and economic performance of the tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818), reared in ponds. *Lat. Am. J. Aquat. Res.* 45, 496-500. <http://dx.doi.org/10.3856/vol45-issue2-fulltext-25>
7. Hernández-Orts, J.S., Brandão, M., Georgieva, S., Raga, J.A., Crespo, E.A., Luque, J.L., Aznar, F.J., 2017. From mammals back to birds: Host-switch of the acanthocephalan *Corynosoma australe* from pinnipeds to the Magellanic penguin *Spheniscus magellanicus*. *Plos One* 12: e0183809. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0183809>
8. Horne, D.J., Cohen, A., Martens, K., 2002. Taxonomy, morphology and biology of Quaternary and living Ostracoda. In: (Eds J. Holmes, A. Chivas). *The Ostracoda: applications in Quaternary research*. Geophysical Monograph 131. American Geophysical Union, Washington D.C, pp. 5–36
9. Jerônimo, G.T., Pádua, S.B., Belo, M.A.A., Chagas, E.C., Taboga, S.R., Maciel, P.O., & Martins, M.L., 2017. *Neoechinorhynchus buttnerae* (Acanthocephala) infection in farmed *Colossoma macropomum*: A pathological approach. *Aquaculture*. 469, 124-127. doi:10.1016/j.aquaculture.2016.11.027

10. Kennedy, C.R., 2006 Ecology of the Acanthocephala, 1st edn. Cambridge University Press, Cambridge, UK.
11. Lourenço, F. D. S., 2017. O ciclo de vida de *Neoechinorhynchus* (Neoechinorhynchus) *buttnerae* Golvan, 1956 (Eoacanthocephala: Neoechinorhynchidae) parasito do *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) (Characiformes: Characidae) da Amazônia brasileira.
12. Lourenço, F.S., Morey, G.A.M., & de Malta, J.C.O., 2018. The development of *Neoechinorhynchus buttnerae* (Eoacanthocephala: Neoechinorhynchidae) in its intermediate host Cypridopsis vidua in Brazil. Acta Parasitologica, 63, 354-359. <https://doi.org/10.1515/ap-2018-0040>
13. Lourenço, F.S., Morey, G.A.M., Pereira, J.N., Malta, J.C.O., 2017. Ocorrência de *Neoechinorhynchus* (*Neoechinorhynchus*) *buttnerae* Golvan, 1956 (Acanthocephala: Neoechinorhynchidae) em *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) (Characiformes: Serrasalmidae) provenientes de uma piscicultura da Amazônia brasileira. Folia Amazonica 26, 1-8. <https://doi.org/10.24841/fa.v26i1.414>
14. Machado Filho, D.A., 1947. Revisão do gênero *Polyacanthorhynchus* Travassos, 1920 (Acanthocephala, Rhadinorhynchidae). Rev Brasil Bio; 7, 195-201.
15. Machado Filho, D.A., 1948. Echinorhynchidae” do Brasil. I. Três espécies novas de “*Echinorhynchus*” Zoega in Mueller, 1776 e redescritção de *Echinorhynchus jucundus* Travassos, 1923. Revista Brasileira de Biologia, 8, 265-273.
16. Machado, D.A., 1959. Echinorhynchidae do Brasil: II. Nova espécie do gênero *Echinorhynchus* Zoega in Müller, 1776. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz, 57, 195-197. <https://doi.org/10.1590/S0074-02761959000200006>
17. Marinho, R.G.B., Tostes, L.V., Borges, M., Oba-Yoshioka, E.T., Tavares-Dias, M., 2015. Respostas hematológicas de *Arapaima gigas* (Pisces: Arapaimidae) parasitados naturalmente por protozoários e metazoários. Biota Amazônia; 5, 105-108. <http://dx.doi.org/10.18561/2179-5746/biotaamazonia.v5n1p105-108>
18. Matos, L.V., de Oliveira, M.I.B., Gomes, A.L.S., da Silva, G.S., 2017. Morphological and histochemical changes associated with massive infection by *Neoechinorhynchus buttnerae* (Acanthocephala: Neoechinorhynchidae) in the farmed freshwater fish *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818 from the Amazon State, Brazil. Parasitology Research, 116, 1029-1037. <https://doi.org/10.1007/s00436-017-5384-3>
19. Matos, L.V., Oliveira, M.I.B., Gomes, A.L.S., Silva, G.S., 2017. Morphological and histochemical changes associated with massive infection by *Neoechinorhynchus buttnerae* (Acanthocephala: Neoechinorhynchidae) in the farmed freshwater fish *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818 from the Amazon State, Brazil. Parasitology Research 116, 1029-1037. <https://doi.org/10.1007/s00436-017-5384-3>
20. Mehlhorn, H., 2008. Encyclopedia of parasitology, 3rd edn. Springer, New York, NY.
21. Negreiros, L. P., & Tavares-Dias, M., 2019. Parasitos de *Piaractus brachipomus* (Serrasalmidae) cultivado no estado do Acre, Amazônia ocidental brasileira. Acta Amazonica, 49, 294-298. <http://orcid.org/0000-0002-8376-1846>
22. Nickol, B.B., 2006. Phylum Acanthocephala. In: Woo PTK (ed.) Fish Diseases and Disorders. Volume 1: Protozoan and Metazoan Infections,. CAB International, Oxfordshire, pp. 444-465.
23. Núñez, V., Drago, F.B., 2017. Phylum Acanthocephala. In: Drago FB (ed.) Macroparasitos: Diversidad y biología. Universidad Nacional de La Plata., Buenos Aires, pp. 112-124.
24. Saini, J., Kumar, H., Das, P., Ghosh, J., Gupta, D., Chandra, K., 2018. Acanthocephala. Faunal Diversity of Indian Himalaya 9, 135-138. (Nãotem DÓI)
25. Sanil, N.K., Asokan, P.K., John, L., Vijayan, K.K., 2011. Pathological manifestations of the acanthocephalan parasite, *Tenuiproboscis* sp. in the mangrove red snapper (*Lutjanus argentimaculatus*) (Forsskal, 1775), a candidate species for aquaculture from Southern India. Aquaculture, 310, 259-266. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2010.10.027>
26. Santos, C.P., Gibson, D.I., Tavares, L.E., Luque, J.L., 2008. Checklist of Acanthocephala associated with the fishes of Brazil. Zootaxa 1938, 1-22. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.1938.1.1>

27. Silva, M.T.D., 2017. Biodiversidade de helmintos de *Arapaima gigas* (Schinz) e *Colossoma macropomum* (Cuvier) em sistemas de cultivo no estado do Acre, sudoeste da Amazônia. Tese (Doutorado em Biodiversidade e Saúde)-Fundação Oswaldo Cruz, Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro.
28. Silva-Gomes, A.L., Coelho-Filho, J., Viana-Silva, W., Oliveira, M.I., Bernardino, G., Costa, J.I., 2017. The impact of *Neoechinorhynchus buttnerae* (Golvan, 1956) (Eoacanthocephala: Neoechinorhynchidae) outbreaks on productive and economic performance of the tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818), reared in ponds. Latin American Journal of Aquatic Research, 45, 496–500. <http://dx.doi.org/10.3856/vol45-issue2-fulltext-25>
29. Thatcher, V. E., 1981. Patologia de peixes da Amazônia brasileira, 1. Aspectos gerais. Acta Amazonica, 11, 125-140. <https://doi.org/10.1590/1809-43921981111125>
30. Thatcher V.E. Amazon fish parasites. Sofia-Moscow:Pensoft, 2006. 508 p.
31. Van Cleave, H.J., Ross, E.L., 1944. Physiological responses of *Neoechinorhynchus emydis* (Acanthocephala) to various solutions. The Journal of Parasitology 30, 369-372. DOI: [10.2307/3272688](https://doi.org/10.2307/3272688)



8. Crustáceos argulídeos e lerneídeos de peixes de água doce do Brasil

pixabay.com

Sanny Maria Andrade Porto^{1*},
Marcos Tavares-Dias²,
Patrícia Oliveira Maciel³ e
Liliane de Araújo Castro⁴

¹Professora adjunta, engenheira de pesca, doutora, Laboratório de Sanidade de Animais Aquáticos (LASAA), Departamento de Ciências Pesqueiras, Universidade Federal do Amazonas (Ufam), Manaus, AM.

²Pesquisador, biólogo, doutor, Embrapa Amapá, Macapá, AP.

³Pesquisadora, médica veterinária, mestre, Embrapa Pesca e Aquicultura, Palmas, TO.

⁴Mestranda do Programa de Pós-Graduação em Ciências Pesqueiras nos Trópicos, Universidade Federal do Amazonas, Manaus, AM.

*Autor para correspondência: sanny@ufam.edu.br

1. Introdução

No filo Arthropoda, o subfilo Crustacea abrange mais de 7.000 espécies de parasitos, explorando uma enorme variedade de invertebrados e vertebrados hospedeiros de água doce, salobra e marinha (Boxshall e Hayes, 2019). Desse total, aproximadamen-

Os três principais grupos de crustáceos que parasitam peixes de água doce pertencem às subclasses Branchiura e Copepoda e à ordem Isopoda...

te 3.000 espécies são parasitos de peixes, os quais chamam atenção por serem quase sempre visíveis a olho nu e apresentarem uma ampla variação de tamanho e forma (Thatcher, 2006; Pavanelli *et al.*, 2008). Os três principais grupos de crustáceos que parasitam peixes de água doce pertencem às subclasses Branchiura e Copepoda e à ordem

Isopoda (Tavares-Dias *et al.*, 2015b; Boxshall e Hayes, 2019). Algumas espécies desses grupos, quando parasitam peixes, têm sua morfologia semelhante à das formas livres.

Os Branchiura são constituídos por duas famílias: Argulidae e Dipteropeltidae, sendo chamados de argulídeos. Os argulídeos compreendem quatro gêneros: *Argulus*, *Dolops*, *Chonopeltis* e *Dipteropeltis*. Cerca de 210 espécies estão distribuídas nesses quatro gêneros, mas *Argulus* é o mais conhecido, devido a sua distribuição global. *Argulus foliaceus*, *Argulus japonicus* e *Argulus coregoni* são, entretanto, as espécies mais estudadas (Møller, 2012), em razão de sua distribuição geográfica. O gênero *Dolops* ocorre especialmente na América do Sul, com duas exceções conhecidas, *Dolops ranarum*, na África Subsaariana, e *Dolops tasmanianus*, na Tasmânia e na Austrália. Espécies do gênero *Chonopeltis* ocorrem somente na África (Møller, 2009), e *Dipteropeltis* é um gênero com somente uma espécie encontrada na região Amazônica (Thatcher, 2006). Essa região abrange uma das maiores diversidades de espécies de branquiúros e cerca de 31 espécies infestam peixes de água doce da América do Sul, e 27 ocorrem em es-

Os Branchiura são constituídos por duas famílias: Argulidae e Dipteropeltidae, sendo chamados de argulídeos. Os argulídeos compreendem quatro gêneros: *Argulus*, *Dolops*, *Chonopeltis* e *Dipteropeltis*...

pécies de peixes hospedeiros do Brasil (Luque *et al.*, 2013).

Entre os copépodes, a família Lernaeidae merece destaque devido a sua grande ocorrência em peixes de cultivo e a sua ampla distribuição geográfica. Os copépodes são parasitos que apresentam, como forma parasitária, tanto os indivíduos adultos como algumas formas larvais, com órgãos de

fixação mais ou menos elaborados. Alguns têm capacidade de se movimentar sobre a superfície corporal do hospedeiro, enquanto outros se fixam em um local, se desenvolvem e ali permanecem até a reprodução. A visualização dos ler-

nédeos a olho nu no hospedeiro é relativamente fácil, em razão do tamanho que podem atingir ou da presença de sacos ovígeros, cuja cor contrasta frequentemente com a do tegumento do hospedeiro. Entre os diversos grupos que parasitam peixes, os crustáceos podem ser considerados ectoparasitos que impactam negativamente o sistema de produção, ocasionando grandes prejuízos e podendo levar ao fracasso do empreendimento (Plumb, 1997; Valentim, 2003; Pavanelli *et al.*, 2008; Devashish, 2016). A ação dos crustáceos nos peixes pode ser direta, pelas lesões, pela anemia e pela debili-

dade que causam aos hospedeiros, ou indireta, pela abertura de portas de entrada para infecções secundárias, sendo responsáveis por mortalidades, dependendo do nível de infestação. Além disso, em alguns casos, os crustáceos podem atuar como vetores de doenças ou ser hospedeiros de hemoparasitos de peixes (Valentim, 2003; Thatcher, 2006; Suárez-Morales, 2015; Eiras *et al.*, 2017; De Zoysa *et al.*, 2017).

Na indústria da aquicultura de salmónídeos, estima-se uma perda anual de cerca de US\$ 300 milhões, causada direta e indiretamente por crustáceos copépodes (Johnson *et al.*, 2004; Costello, 2009). No Brasil, embora as doenças provocadas por crustáceos sejam comuns em peixes de criação, poucos estudos registraram mortalidade ou tratamentos dessas parasitoses, dificultando uma estimativa dos custos econômicos gerados pelas perdas na produção ou mesmo pelo uso de medicamentos devido a tais enfermidades (Tavares-Dias e Martins, 2017).

Este capítulo abrange os crustáceos argulídeos e lerneídeos de peixes de água doce no Brasil, trazendo informações sobre aspectos morfológicos, ciclo de vida, hospedeiros, meios de transmis-

são, fatores predisponentes, sinais clínicos e alterações fisiológicas ocasionados por esses crustáceos em seus peixes hospedeiros.

2. Infestações causadas por argulídeos

2.1. Características morfológicas e padrão de infestação nos hospedeiros

Argulídeos medem cerca de 3 a 30 mm, mas a maioria das espécies tem em torno de 4 a 15 mm (Thatcher, 2006; Møller, 2009). Têm o corpo achatado dorso-ventralmente, com uma carapaça côncava fundida com a cabeça, onde se encontra um par de olhos compostos-móveis, importantes para detecção do hospedeiro. Esse escudo possui extensões posterolaterais, conhecidas como asas, que contêm, na sua face ventral, duas áreas de cada lado especializadas na osmorregulação, referidas comumente como áreas respiratórias. Na região do tórax, ventro-cranialmente apresentam quatro pares de apêndices, sendo

dois pares de antenas (antenas e antênulas) e dois pares de maxilas, ambos adaptados para fixação nos tecidos dos peixes hospedeiros, além de quatro pa-

Argulídeos medem cerca de 3 a 30 mm, mas a maioria das espécies tem em torno de 4 a 15 mm ... Têm o corpo achatado dorso-ventralmente, com uma carapaça côncava fundida com a cabeça, onde se encontra um par de olhos compostos-móveis, importantes para detecção do hospedeiro.

res de pernas utilizadas para natação. A superfície ventral da carapaça e do tórax apresenta espinhos, que são um elemento extra de suporte na fixação nos hospedeiros. O abdômen se encontra imediatamente depois do tórax, não é segmentado e abriga estruturas reprodutivas. As fêmeas de *Argulus* apresentam um par de spermatecas no abdômen para armazenar os gametas do parceiro, enquanto nos *Dolops* a transferência dos espermatozoides é feita por espermatóforos (Møller, 2009). Em ambos os gêneros de argulídeos, em geral, as fêmeas são maiores que os machos. Esses parasitos são pigmentados, variando sua coloração de acordo com a espécie; todavia, mudanças na intensidade e no tom da coloração configuram estratégias adaptativas para camuflagem (Thatcher, 2006; Suárez-Morales, 2015). Nas espécies de *Argulus*, o primeiro par de maxilas é modificado em estruturas semelhantes a ventosas, enquanto nas espécies de *Dolops*, as maxilas são preênseis e terminam em fortes ganchos quitinosos. Essa adaptação das maxilas, facilmente identificável em microscopia de luz, é a principal característica morfológica que distingue os gêneros (Figura 1). Além dessa diferença, o formato da carapaça, sua

[Argulídeos]
São ectoparasitos geralmente encontrados no corpo, nas nadadeiras, nas brânquias e nos opérculos (câmara branquial) e menos comumente na boca e nas narinas.

extensão cobrindo ou não o abdômen ou as pernas, o número e o formato dos ganchos e espinhos, bem como a morfologia das áreas respiratórias, das antenas, das maxilas e das pernas, são atributos utilizados para identificação taxonômica das espécies (Thatcher, 2006).

São ectoparasitos geralmente encontrados no corpo, nas nadadeiras, nas brânquias e nos opérculos (câmara branquial) e menos comumente na boca e nas narinas (Thatcher, 2006; Moreye Malta, 2016; Oliveira *et al.*, 2019). Em peixes nativos da Amazônia, cerca de 14 espécies de *Argulus* e oito espécies de *Dolops* são conhecidas infestando diferentes espécies de peixes de várias famílias, principalmente em hospedeiros da natureza. Algumas espécies ocorrem somente em

hospedeiros da Amazônia, enquanto outras têm ampla distribuição geográfica. Os registros demonstram que as brânquias e a superfície corporal dos hospedeiros (Figura 2) são os locais mais infestados e que a maioria dos argulídeos não tem especificidade de hospedeiros. Porém, há poucos registros de argulídeos infestando peixes de cultivo no Brasil (Tabelas 1-4), bem como seus prejuízos nas pisciculturas.

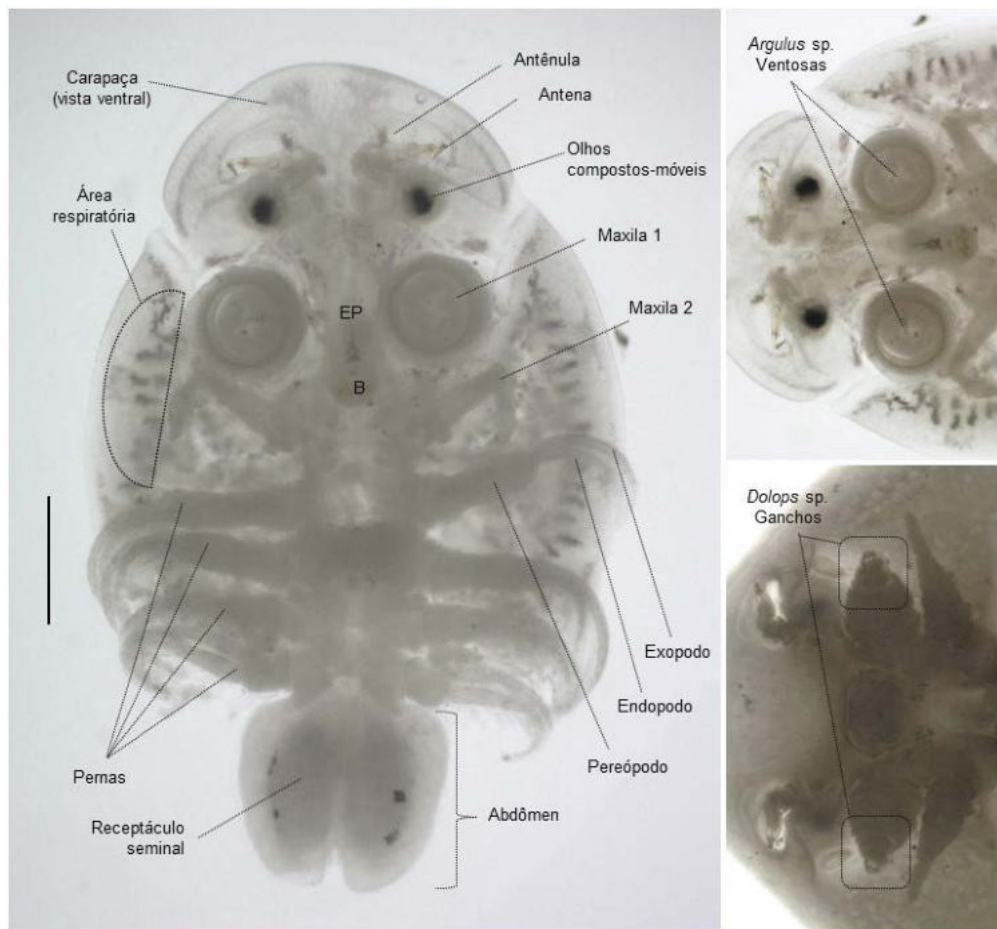


Figura 1: Principais características morfológicas de argulídeos. Nos detalhes, a primeira maxila em forma de ventosa em *Argulus* sp. e de ganchos em *Dolops* sp. EP: Estilete pré-oral, B: boca.



Figura 2: *Dolops* sp. infestando a superfície corporal de *Arapaima gigas* (A) e jundiara híbrido (B). Fotos cedidas por Patrícia Oliveira Maciel, Embrapa Pesca e Aquicultura, Tocantins.

Tabela 1. Infestações por *Argulus* spp. em espécies de peixes nativos da região da Amazônia.

Hospedeiros	Parasitas	Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Arapaima gigas</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	50,0	3,0	-	Malta (1984)
<i>Arapaima gigas</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	50,0	1,0	-	Malta (1984)
<i>Arapaima gigas</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manacapuru (AM)	Brânquias e tegumento	0,9	-	-	Araújo <i>et al.</i> (2009b)
<i>Arapaima gigas</i>	<i>Argulus moratoi</i>	Abaetetuba (PA)	Tegumento	-	-	-	Souza e Malta (2018)
<i>Astronotus ocellatus</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	5,0	1,5	-	Malta (1984)
<i>Astronotus ocellatus</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Macapá (AP)	Brânquias	7,7	1,0	-	Bittencourt <i>et al.</i> (2014)
<i>Astronotus ocellatus</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Macapá (AP)	Brânquias	3	1,0	0,03	Tavares-Dias e Neves (2017)
<i>Cichla ocellaris</i>	<i>Argulus amazonicus</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	-	-	-	Malta e Santos-Silva (1986)
<i>Cichla ocellaris</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Vitória do Jari (AP)	Brânquias	-	1,0	1,0	Oliveira <i>et al.</i> (2016a)
<i>Cichla jarina</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Vitória do Jari (AP)	Boca	-	1,0	0,4	Oliveira <i>et al.</i> (2016a)
<i>Cichla monoculus</i>	<i>Argulus amazonicus</i>	Iranduba (AM)	Brânquias	6	1-3	-	Araújo <i>et al.</i> (2009a)
<i>Cichla monoculus</i>	<i>Argulus elongatus</i>	Vitória do Jari (AP)	Boca	-	3,0	2,0	Oliveira <i>et al.</i> (2016a)
<i>Cichla ocellaris</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	5,0	2,0	-	Malta (1984)
<i>Cichla temensis</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	25,0	10,0	-	Malta (1984)
<i>Cichla temensis</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	8,0	1,0	-	Malta (1984)
<i>Cichla temensis</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	17,0	1,0	-	Malta (1984)
<i>Cichla temensis</i>	<i>Argulus amazonicus</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	-	-	-	Malta e Santos-Silva (1986)
<i>Colossoma macropomum</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	11,0	2,0	-	Malta (1984)
<i>Colossoma macropomum</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	3,0	1,0	-	Malta (1984)

(continua)

Tabela 1. Infestações por *Argulus* spp. em espécies de peixes nativos da região da Amazônia.

Hospedeiros	Parasitas	Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Colossoma macropomum</i>	<i>Argulus chicomendesi</i>	Manaquiri (AM)	Tegumento	-	-	-	Malta e Varella (2000)
<i>Colossoma macropomum</i>	<i>Argulus chicomendesi</i>	Amazonas	Narinas	3,13	1,0	0,03	Morey e Malta (2016)
<i>Colossoma macropomum</i> *	<i>Argulus</i> sp.	Presidente Médici (RO)	Tegumento	-	-	-	Cardoso et al. (2020)
<i>Curimata ciliata</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	5,0	1,0	-	Malta (1984)
<i>Curimata laticeps</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	2,0	1,0	-	Malta (1984)
<i>Geophagus jurupari</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	9,0	1,0	-	Malta (1984)
<i>Geophagus proximus</i>	<i>Argulus chicomendesi</i>	Ferreira Gomes (AP)	Tegumento	7,1	1,0	0,1	Vasconcelos e Tavares-Dias (2016)
<i>Hemibrycon surinamensis</i>	<i>Argulus</i> sp.	Macapá (AP)	Brânquias	1,1	1,0	0,01	Hoshino et al. (2014)
<i>Hemibrycon surinamensis</i>	<i>Argulus</i> sp.	Macapá (AP)	Boca, brânquias e opérculo	1,1	-	-	Hoshino e Tavares-Dias (2019)
<i>Hoplerethrinus unitaeniatus</i>	<i>Argulus pestifer</i>	Macapá (AP)	Brânquias	6,7	1,0	0,1	Alcântara e Tavares-Dias (2015)
<i>Hoplerethrinus unitaeniatus</i>	<i>Argulus pestifer</i>	Macapá (AP)	Brânquias	6,7	-	0,1	Gonçalves et al. (2016)
<i>Hoplias malabaricus</i>	<i>Argulus pestifer</i>	Macapá (AP)	Brânquias	5,9	-	0,1	Gonçalves et al. (2016)
<i>Hoplias malabaricus</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Vitória do Jari (AP)	Boca	-	1,0	1,0	Oliveira et al. (2016)
<i>Hypophthalmus edentatus</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	10,0	1,5	-	Malta (1984)
<i>Hypostomus plecostomus</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Santana (AP)	Brânquias	28,0	1,0	0,2	Neves e Tavares-Dias (2019)

SI: sítio de infestação, P: prevalência, IM: intensidade média, AM: abundância média, * peixes de cultivo.

(continua)

Tabela 1. Infestações por *Argulus* spp. em espécies de peixes nativos da região da Amazônia.
(continuação)

Hospedeiros	Parasitas	Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Leporinus fasciatus</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Vitória do Jari (AP)	Boca	-	1,0	1,0	Oliveira et al. (2016a)
<i>Leporinus fasciatus</i>	<i>Argulus elongatus</i>	Santana (AP)	Brânquias	20,0	1,0	0,2	Neves e Tavares-Dias (2019)
<i>Leporinus friderici</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Vitória do Jari (AP)	Boca	-	2,0	1,3	Oliveira et al. (2016a)
<i>Leporinus trifasciatus</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Vitória do Jari (AP)	Boca	-	1,0	1,0	Oliveira et al. (2016a)
<i>Megalodoras</i> sp.	<i>Argulus juparanensis</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	-	-	-	Malta (1982)
<i>Piaractus brachypomus</i>	<i>Argulus carteri</i>	Gurupá (PA)	Brânquias	2,9	1,0	0,03	Oliveira e Tavares-Dias (2016)
<i>Potamotrygon motoro</i>	<i>Argulus juparanensis</i>	Vitória do Jari (AP)	Boca e tegumento	-	38,0	38,0	Oliveira et al. (2016a)
<i>Potamotrygon orbignyi</i>	<i>Argulus juparanensis</i>	Macapá (AP)	Tegumento	50,0	-	-	Gama et al. (2015)
<i>Potamotrygon cobina</i>	<i>Argulus juparanensis</i>	Macapá (AP)	Tegumento	40,0	-	-	Gama et al. (2015)
<i>Potamotrygon</i> sp.	<i>Argulus juparanensis</i>	Macapá (AP)	Tegumento	87,5	-	-	Gama et al. (2015)
<i>Phractocephalus hemiliopterus</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Vitória do Jari (AP)	Boca	8,3	6,0	0,50	Oliveira et al. (2019)
<i>Phractocephalus hemiliopterus</i>	<i>Argulus nattereri</i>	Vitória do Jari (AP)	Brânquias	-	1,0	0,3	Oliveira et al. (2016)
<i>Phractocephalus hemiliopterus</i>	<i>Argulus violaceus</i>	Estado do Pará	Boca	8,3	4,0	0,33	Oliveira et al. (2019)
<i>Prochilodus nigricans</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	1,0	1,0	-	Malta (1984)
<i>Prochilodus nigricans</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Amazonas	Brânquias	2,7	1,0	0,03	Arévalo et al. (2018)

SI: sítio de infestação, P: prevalência, IM: intensidade média, *peixes de cultivo.

(continua)

Tabela 1. Infestações por *Argulus* spp. em espécies de peixes nativos da região da Amazônia.

(continuação)

Hospedeiros	Parasitas	Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Psectrogaster falcata</i>	<i>Argulus chicomendesi</i>	Ferreira Gomes (AP)	Tegumento	6,1	1,0	0,1	Vasconcelos e Tavares-Dias (2016)
<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>	<i>Argulus juparanensis</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	-	-	-	Malta (1982)
<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>	<i>Argulus pestifer</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	39,0	2,5	-	Malta (1984)
<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	25,0	2,0	-	Malta (1984)
<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	4,0	1,0	-	Malta (1984)
<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>	<i>Argulus juparanensis</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	4,0	3,0	-	Malta (1984)
<i>Pseudoplatystoma tigrinum</i>	<i>Argulus pestifer</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	26,0	1,5	-	Malta (1984)
<i>Pseudoplatystoma tigrinum</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	18,0	3,0	-	Malta (1984)
<i>Pseudoplatystoma tigrinum</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	5,0	1,5	-	Malta (1984)
<i>Pseudoplatystoma tigrinum</i>	<i>Argulus nattereri</i>	Vitória do Jari (AP)	Tegumento	-	1,0	1,0	Oliveira et al. (2016a)
<i>Pygocentrus nattereri</i>	<i>Argulus elongatus</i>	Santana (AP)	Brânquias	12,0	1,0	0,1	Neves e Tavares-Dias (2019)

SI: sítio de infestação, P: prevalência, IM: intensidade média, AM: abundância média, *peixes de cultivo.

(continua)

Tabela 1. Infestações por *Argulus* spp. em espécies de peixes nativos da região da Amazônia.
(continuação)

Hospedeiros	Parasitas	Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Rhytidodus microlepis</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	10,5	1,5	-	Malta (1984)
<i>Satanoperca jurupari</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Vitória do Jari (AP)	Boca	-	1,5	0,8	Oliveira <i>et al.</i> (2016a)
<i>Schizodon fasciatus</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	5,0	1,0	-	Malta (1984)
<i>Serrasalmus altispinis</i>	<i>Argulus nattereri</i>	Vitória do Jari (AP)	Tegumento	-	1,0	1,0	Oliveira <i>et al.</i> (2016a)
<i>Serrasalmus nattereri</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	13,5	1,0	-	Malta (1984)
<i>Serrasalmus nattereri</i>	<i>Argulus</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	2,0	2,0	-	Malta (1984)
<i>Serrasalmus rhombeus</i>	<i>Argulus chicomendesi</i>	Amazonas	Brânquias e nadadeira peitoral	8,9	1,0	0,1	Acácio <i>et al.</i> (2012)
<i>Triportheus albus</i>	<i>Argulus angelae</i>	Iranduba (AM)	Tegumento	-	-	-	Souza <i>et al.</i> (2019)

SI: sítio de infestação, P: prevalência, IM: intensidade média, AM: abundância média, *peixes de cultivo.

Tabela 2. Infestações por *Argulus* spp. em espécie de peixes de outras regiões do Brasil.

Hospedeiros	Parasitas	Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Brycon orthotaenia</i>	<i>Argulus elongatus</i>	Reservatório de Três Marias (MG)	Tegumento	5,3	1,0	0,05	Duarte <i>et al.</i> (2020)
<i>Hoplias malabaricus</i>	<i>Argulus spinulosus</i>	Rio Grande (RS)	-	-	-	-	Silva (1980)
<i>Leporinus macrocephalus</i>	<i>Argulus</i> sp.	Franca (SP)	Tegumento	0,9	4,0	-	Tavares-Dias <i>et al.</i> (2008)
<i>Metynnis lippincottianus</i>	<i>Argulus elongatus</i>	Reservatório de Três Marias (MG)	Tegumento	1,2	1,0	0,01	Duarte <i>et al.</i> (2020)
<i>Piaractus mesopotamicus</i> *	<i>Argulus</i> sp.	Jaboticabal, SP	Tegumento	-	-	-	Tavares-Dias <i>et al.</i> (1999)
<i>Piaractus mesopotamicus</i>	<i>Argulus</i> sp.	Franca (SP)	Tegumento	1,0	5,0	-	Tavares-Dias <i>et al.</i> (2008)
<i>Pseudoplatystoma reticulatum</i>	<i>Argulus chiropteroideus</i>	Rio Cuiabá (MT)	Tegumento	-	-	-	Aguilar <i>et al.</i> (2017)
<i>Pygocentrus nattereri</i>	<i>Argulus elongatus</i>	Mato Grosso do Sul	Brânquias e tegumento	-	-	-	Carvalho <i>et al.</i> (2003)
<i>Pygocentrus nattereri</i>	<i>Argulus juparanensis</i>	Mato Grosso do Sul	Brânquias e tegumento	-	-	-	Carvalho <i>et al.</i> (2003)
<i>Pygocentrus nattereri</i>	<i>Argulus</i> sp.	Nova Crixás (GO)	Tegumento	-	-	-	Carvalho <i>et al.</i> (2004)
<i>Pygocentrus nattereri</i>	<i>Argulus chicomendesi</i>	Cáceres (MT)	Tegumento	1,1	1,2	0,6	Fontana <i>et al.</i> (2012)
<i>Pygocentrus nattereri</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Cáceres (MT)	Tegumento	3,2	3,0	0,04	Fontana <i>et al.</i> (2012)

SI: sítio de infestação, P: prevalência, IM: intensidade média, AM: abundância média, * peixes de cultivo.

(continua)

Tabela 2. Infestações por *Argulus* spp. em espécie de peixes de outras regiões do Brasil.

(continuação)

Hospedeiros	Parasitas	Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Rhamdia</i> sp.	<i>Argulus spinulosus</i>	Rio Grande (RS) e Sombrio (SC)	-	-	-	-	Silva (1980)
<i>Salminus brasiliensis</i>	<i>Argulus nattereri</i>	Rio Cuiabá (MT)	Tegumento	-	-	-	Aguiar et al. (2017)
<i>Salminus brasiliensis</i>	<i>Argulus pestifer</i>	Rio Cuiabá (MT)	Tegumento	-	-	-	Aguiar et al. (2017)
<i>Salminus hilarii</i>	<i>Argulus elongatus</i>	Reservatório de Três Marias (MG)	Tegumento	2,2	1,0	0,02	Duarte et al. (2020)
<i>Serrasalmus marginatus</i>	<i>Argulus elongatus</i>	Mato Grosso do Sul	Brânquias e tegumento	-	-	-	Carvalho et al. (2003)
<i>Serrasalmus marginatus</i>	<i>Argulus juparanensis</i>	Mato Grosso do Sul	Brânquias e tegumento	-	-	-	Carvalho et al. (2003)
<i>Serrasalmus marginatus</i>	<i>Argulus chicomendesi</i>	Cáceres (MT)	Tegumento	2,4	1,0	0,05	Fontana et al. (2012)
<i>Serrasalmus marginatus</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Cáceres (MT)	Tegumento	3,2	1,0	0,05	Fontana et al. (2012)
<i>Serrasalmus maculatus</i>	<i>Argulus multicolor</i>	Cáceres (MT)	Tegumento	2,1	1,0	1,0	Fontana et al. (2012)
<i>Serrasalmus spilopleura</i>	<i>Argulus elongatus</i>	Mato Grosso do Sul	Brânquias e tegumento	-	-	-	Carvalho et al. (2003)

SI: sítio de infestação, P: prevalência, IM: intensidade média, AM: abundância média, * peixes de cultivo.

Tabela 3. Infestações por *Dolops* spp. em espécies de peixes nativos da região da Amazônia.

Hospedeiros	Parasitas	Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Aequidens tetramerus</i>	<i>Dolops longicauda</i>	Macapá (AP)	Brânquias	6,0	2,0	-	Bittencourt et al. (2014)
<i>Aequidens tetramerus</i>	<i>Dolops longicauda</i>	Macapá (AP)	Brânquias	2,2	2,0	0,04	Tavares-Dias et al. (2014)
<i>Aequidens tetramerus</i>	<i>Dolops longicauda</i>	Macapá (AP)	Brânquias	5,7	-	0,1	Tavares-Dias et al. (2014)
<i>Aequidens tetramerus</i>	<i>Dolops longicauda</i>	Vitória do Jari (AP)	Brânquias	12,9	1,0	0,1	Borges et al. (2019)
<i>Arapaima gigas</i>	<i>Dolops discoidalis</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	100	4,0	-	Malta (1984)
<i>Arapaima gigas</i>	<i>Dolops discoidalis</i>	Santarém (PA)	Tegumento	-	142	142	Oliveira et al. (2016a)
<i>Arapaima gigas</i> *	<i>Dolops striata</i>	Benevides (PA)	Tegumento	100	-	10,0	Pereira et al. (2017)
<i>Astyanax bimaculatus</i>	<i>Dolops preperta</i>	Santana (AP)	Brânquias	1,3	1,0	0,01	Neves e Tavares-Dias (2019)
<i>Astronotus ocellatus</i>	<i>Dolops bidentata</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	5,0	5,5	-	Malta (1984)
<i>Astronotus ocellatus</i>	<i>Dolops discoidalis</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	14,0	3,0	-	Malta (1984)
<i>Astronotus ocellatus</i>	<i>Dolops geayi</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	9,0	1,0	-	Malta (1982)
<i>Astronotus ocellatus</i>	<i>Dolops geayi</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	9,0	1,0	-	Malta (1984)
<i>Astronotus ocellatus</i>	<i>Dolops nana</i>	Pracuúba (AP)	Brânquias	15,5	-	1,0	Neves et al. (2013)
<i>Cichlamon oculus</i>	<i>Dolops sp.</i>	Irlanduba (AM)	Brânquias	5,0	1	-	Araújo et al. (2009a)
<i>Chaetobranchopsis orbicularis</i>	<i>Dolops longicauda</i>	Macapá (AP)	Brânquias	6,4	1,0	-	Bittencourt et al. (2014)
<i>Chaetobranchopsis orbicularis</i>	<i>Dolops longicauda</i>	Macapá (AP)	Brânquias	9,4	1,0	0,1	Tavares-Dias e Oliveira (2017)
<i>Colossoma bidenis</i>	<i>Dolops bidentata</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	25,0	1,0	-	Malta (1984)

SI: sítio de infestação, P: prevalência, IM: intensidade média, * peixes de cultivo.

(continua)

Tabela 3. Infestações por *Dolops* spp. em espécies de peixes nativos da região da Amazônia.
(continuação)

Hospedeiros	Parasitas	Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Colossoma macropomum</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Manaquiri (AM)	Boca, brânquias e tegumento	7,4	6	-	Malta e Varella (1983)
<i>Colossoma macropomum</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	7,0	6,0	-	Malta (1984)
<i>Colossoma macropomum</i> *	<i>Dolops geayi</i>	Presidente Figueiredo (AM)	Brânquias	4,0	1,0	0,04	Pereira (2001)
<i>Colossoma macropomum</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Itacoatiara (AM)	Tegumento, nadadeiras e região cefálica	-	1-60	-	Gomes e Malta (2002)
<i>Colossoma macropomum</i> *	<i>Dolops geayi</i>	Rio Preto da Eva (AM)	Brânquias	53,1	1,7	0,9	Rocha et al. (2018)
<i>Crenicichla</i> sp.	<i>Dolops geayi</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	29,0	6,0	-	Malta (1982)
<i>Curimata incompacta</i>	<i>Dolops reperta</i>	Santana (AP)	Brânquias	0,7	1,0	0,007	Neves e Tavares-Dias (2019)
<i>Gasteroto muslatior</i>	<i>Dolops</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	3,0	1,0	-	Malta (1984)
<i>Hemisorubim</i> sp.	<i>Dolops discoidalis</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	75,0	3,0	-	Malta (1984)
<i>Hoplerthrinus unitaeniatus</i>	<i>Dolops discoidalis</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	25,0	12,0	-	Malta (1984)
<i>Hoplerthrinus unitaeniatus</i>	<i>Dolops geayi</i>	Macapá (AP)	Brânquias	2,6	-	0,03	Gonçalves et al. (2016)
<i>Hoplias malabaricus</i>	<i>Dolops geayi</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	14,0	2,0	-	Malta (1982)
<i>Hoplias malabaricus</i>	<i>Dolops geayi</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	14,0	2,0	-	Malta (1984)
<i>Hoplias malabaricus</i>	<i>Dolops geayi</i>	Macapá (AP)	Brânquias	14,7	-	0,3	Gonçalves et al. (2016)
<i>Leporinus fasciatus</i>	<i>Dolops striata</i>	Manaquiri (AM)	Tegumento	33,2	4	-	Malta e Varella (1983)

SI: sítio de infestação, P: prevalência, IM: intensidade média, * peixes de cultivo.

(continua)

Tabela 3. Infestações por *Dolops* spp. em espécies de peixes nativos da região da Amazônia.
(continuação)

Hospedeiros	Parasitas	Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Leporinus fasciatus</i>	<i>Dolops striata</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	33,0	4,0	-	Malta (1984)
<i>Leiarius marmoratus</i>	<i>Dolops discoidalis</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	100,0	3,0	-	Malta (1984)
<i>Leporinus</i> sp.	<i>Dolops striata</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	50,0	2,0	-	Malta (1984)
<i>Leporinus</i> sp.	<i>Dolops striata</i>	Manaquiri (AM)	Tegumento	50,0	2	-	Malta e Varela (1983)
<i>Megalodoras</i> sp.	<i>Dolops geayi</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	82,0	13,0	-	Malta (1982)
<i>Megalodoras</i> sp.	<i>Dolops geayi</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	82,0	13,0	-	Malta (1984)
<i>Metynnys lippincottianus</i>	<i>Dolops longicauda</i>	Macapá (AM)	Brânquias	1,2	1,0	0,01	Hoshino e Tavares-Dias (2014)
<i>Peckoltia braueri</i>	<i>Dolops longicauda</i>	Macapá (AP)	Brânquias	2,3	1,0	0,02	Cardoso <i>et al.</i> (2017)
<i>Pellonacac telnaeana</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Manaquiri (AM)	Boca, brânquias e tegumento	9	1	-	Malta e Varela (1983)
<i>Pellonacac telnaeana</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	9,0	1,0	-	Malta (1984)
<i>Pellonacac telnaeana</i>	<i>Dolops</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	3,0	4,0	-	Malta (1984)
<i>Plagioscion quamosissimus</i>	<i>Dolops</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	2,0	1,0	-	Malta (1984)
<i>Practocephalus hemiliopterus</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	100	102,0	-	Malta (1984)
<i>Practocephalus hemiliopterus</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	100	7,0	-	Malta (1984)
<i>Phractocephalus hemiliopterus</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Manaquiri (AM)	Boca, brânquia-se tegumento	100	7	-	Malta e Varela (1983)

SI: sítio de infestação, P: prevalência, IM: intensidade média, AM: abundância média, * peixes de cultivo.

(continua)

Tabela 3. Infestações por *Dolops* spp. em espécies de peixes nativos da região da Amazônia.

(continuação)

Hospedeiros	Parasitos	Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Phractocephalus hemiliopterus</i>	<i>Dolops discoidalis</i>	Amapá	Tegumento	58,3	2,5	0,40	Oliveira et al. (2019)
<i>Phractocephalus hemiliopterus</i>	<i>Dolops nana</i>	Pará	Tegumento	8,3	16,0	1,33	Oliveira et al. (2019)
<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Manaquiri (AM)	Boca, brânquia-se tegumento	28,5	4	-	Malta e Varella (1983)
<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	28,5	4,0	-	Malta (1984)
<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>	<i>Dolops discoidalis</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	48,0	2,0	-	Malta (1984)
<i>Pseudoplatystoma tigrinum</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Manaquiri (AM)	Tegumento	21	2	-	Malta e Varella (1983)
<i>Pseudoplatystoma tigrinum</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	21,0	2,0	-	Malta (1984)
<i>Pseudoplatystoma tigrinum</i>	<i>Dolops discoidalis</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	32,2	3,0	-	Malta (1984)
<i>Pseudoplatystoma tigrinum</i>	<i>Dolops discoidalis</i>	Vitória do Jari (AP)	Tegumento	-	1,0	1,0	Oliveira et al. (2016a)
<i>Pseudoplatystoma tigrinum</i>	<i>Dolops discoidalis</i>	Santarém (PA)	Tegumento	-	53,0	26,5	Oliveira et al. (2016a)
<i>Pseudoplatystoma tigrinum</i>	<i>Dolops longicauda</i>	Santarém (PA)	Tegumento	-	1,0	6,5	Oliveira et al. (2016a)
<i>Pterygoplichthys pardalis</i>	<i>Dolops longicauda</i>	Macapá (AP)	Brânquias	2,3	1,0	0,02	Cardoso et al. (2017)
<i>Pseudoplatystoma punctifer</i> *	<i>Dolops discoidalis</i>	Iquitos (Peru)	Tegumento	100	92,0	4,6	Morey e Arellano (2019)

SI: sítio de infestação, P: prevalência, IM: intensidade média, AM: abundância média, * peixes de cultivo.

(continua)

Tabela 3. Infestações por *Dolops* spp. em espécies de peixes nativos da região da Amazônia.

(continuação)

Hospedeiros	Parasitos	Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Pterophyllum scalare</i>	<i>Dolops reperta</i>	Santana (AP)	Brânquias	8,3	1,0	0,08	Neves e Tavares-Dias (2019)
<i>Prochilodus nigricans</i>	<i>Dolops bidentata</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	2,0	1,5	-	Malta (1984)
<i>Prochilodus nigricans</i>	<i>Dolops</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	1,0	2,0	-	Malta (1984)
<i>Prochilodus nigricans</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Manaquiri (AM)	Tegumento, nadadeiras e região cefálica	-	1-60	-	Gomes e Malta (2002)
<i>Rhaphiodon vulpinus</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	10,5	2,0	-	Malta (1984)
<i>Rhaphiodon vulpinus</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Manaquiri (AM)	Boca, brânquias e tegumento	10,5	2	-	Malta e Varella (1983)
<i>Rhytioidus microlepis</i>	<i>Dolops bidentata</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	5,0	2,0	-	Malta (1984)
<i>Serrasalmus nattereri</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Manaquiri (AM)	Boca, brânquias e tegumento	1,7	9	-	Malta e Varella (1983)
<i>Serrasalmus nattereri</i>	<i>Dolops bidentata</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	2,0	1,0	-	Malta (1984)
<i>Serrasalmus nattereri</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	2,0	9,0	-	Malta (1984)
<i>Schizodon fasciatus</i>	<i>Dolops bidentata</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	7,0	1,0	-	Malta (1984)
<i>Schizodon fasciatus</i>	<i>Dolops striata</i>	Manaquiri (AM)	Tegumento	26,8	1,7	-	Malta e Varella (1983)
<i>Schizodon fasciatus</i>	<i>Dolops striata</i>	Manaquiri (AM)	Brânquias	27,0	2,0	-	Malta (1984)
<i>Triportheus sangulatus</i>	<i>Dolops</i> sp.	Macapá (AP)	Brânquias	3,2	1,0	0,03	Oliveira et al. (2016b)
<i>Triportheus elongatus</i>	<i>Dolops</i> sp.	Manaquiri (AM)	Brânquias	5,0	1,0	-	Malta (1984)

SI: sítio de infestação, P: prevalência, IM: intensidade média, AM: abundância média, * peixes de cultivo.

Tabela 4. Infestações por *Dolops* spp. em espécies de peixes de outras regiões do Brasil.

Hospedeiros	Parasitos	Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Colossoma macropomum</i> *	<i>Dolops carvalhoi</i>	Porto Real do Colégio e Igreja Nova (AL) Propriá (SE)	Tegumento	2,0	1,0	-	Fujimoto et al. (2019)
Híbrido tambacu*	<i>Dolops carvalhoi</i>	Jaboticabal (SP)	Tegumento	-	-	-	Tavares-Dias et al. (2007)
<i>Megaleporinus obtusidens</i> *	<i>Dolops carvalhoi</i>	Araraquara (SP)	Brânquias e tegumento	100	155,6	-	Pala et al. (2018)
<i>Oreochromis niloticus</i> *	<i>Dolops carvalhoi</i>	Santa Clara D'Oeste (SP)	Tegumento	2,0	1,0	0,02	Pagliariiniet al. (2019)
<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Santa Clara D'Oeste (SP)	Tegumento	10,0	2,6	0,3	Pagliariiniet al. (2019)
<i>Piaractus mesopotamicus</i> *	<i>Dolops carvalhoi</i>	Jaboticabal (SP)	Tegumento	-	-	-	Schalch et al. (2005)
<i>Pygocentrus nattereri</i>	<i>Dolops bidentata</i>	Poconé (MT)	Tegumento	-	-	-	Silva-Souza et al. (2011)
<i>Pygocentrus nattereri</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Mato Grosso do Sul	Brânquias e tegumento	-	-	-	Carvalho et al. (2003)
<i>Pygocentrus nattereri</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Nova Crixás (GO)	Tegumento	-	-	-	Carvalho et al. (2004)
<i>Pygocentrus nattereri</i>	<i>Dolops bidentata</i>	Cáceres (MT)	Tegumento	40,0	2,3	1,0	Fontana et al. (2012)
<i>Pygocentrus nattereri</i>	<i>Dolops</i> sp.	Cáceres (MT)	Tegumento	22,1	1,2	0,6	Fontana et al. (2012)
<i>Serrasalmus maculatus</i>	<i>Dolops bidentata</i>	Cáceres (MT)	Tegumento	15,3	2,1	0,4	Fontana et al. (2012)
<i>Serrasalmus maculatus</i>	<i>Dolops</i> sp.	Cáceres (MT)	Tegumento	10,9	1,6	0,1	Fontana et al. (2012)
<i>Serrasalmus marginatus</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Mato Grosso do Sul	Brânquias e tegumento	-	-	-	Carvalho et al. (2003)
<i>Serrasalmus marginatus</i>	<i>Dolops bidentata</i>	Cáceres (MT)	Tegumento	2,7	1,8	0,3	Fontana et al. (2012)
<i>Serrasalmus marginatus</i>	<i>Dolops</i> sp.	Cáceres (MT)	Tegumento	15,9	1,0	0,2	Fontana et al. (2012)
<i>Serrasalmus spilopleura</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>	Mato Grosso do Sul	Brânquias e tegumento	-	-	-	Carvalho et al. (2003)

SI: sítio de infestação, P: prevalência, IM: intensidade média, AM: abundância média, * peixes de cultivo.

Embora no Brasil não haja relatos sobre os prejuízos causados por crustáceos em peixes de cultivo, em carpas cultivadas na Índia estima-se perda de US\$ 615,0/ha relacionada à infestação por espécies de *Argulus*, sendo 82% devido à redução na taxa de crescimento, 8% devido à mortalidade e 10% devido a gastos com tratamentos para controle da argulose (-Sahoo *et al.*, 2013).

Nos argulídeos, a forma de transmissão é direta e horizontal, ou seja, ocorre de um peixe contaminado para outro, pois esses parasitos são capazes de nadar ativamente em busca de um peixe hospedeiro para alimentar-se. Além disso, pode ocorrer por meio de água de tanques de cultivo contaminados com formas livres, ou mesmo por intermédio da água contaminada oriunda de um transporte de peixes, ou via fômites e utensílios da piscicultura como condutores desses parasitos nas diversas fases de desenvolvimento, pois esses ectoparasitos são viáveis fora de seus hospedeiros.

2.2. Ciclo de vida dos argulídeos

Crustáceos argulídeos têm ciclo biológico direto (Figura 3). A duração do ciclo de vida varia de acordo com a espécie e a temperatura da

água, mas em geral dura em torno de 30 dias (Noga, 2010). Por exemplo, o ciclo de vida de *A. foliaceus* leva 55 dias em temperatura de 20°C (Lester e Hayward, 2006). Argulídeos são parasitos sexuados e ambos os sexos parasitam os peixes, diferentemente dos

Crustáceos argulídeos têm ciclo biológico direto ... A duração do ciclo de vida varia de acordo com a espécie e a temperatura da água, mas em geral dura em torno de 30 dias.

copépodes. O acasalamento implica a busca ativa por um parceiro reprodutivo, e, se este não está disponível no hospedeiro atual, há necessidade de deixá-lo para buscar por outro hospedeiro. Machos e fêmeas podem realizar

vários acasalamentos com parceiros distintos. A cópula ocorre no próprio hospedeiro ou no ambiente, durante a natação ou não, na dependência da espécie de parasito. Ao contrário dos copépodes, as fêmeas não carregam ovos em sacos ovígeros externos; elas realizam a postura no ambiente. As fêmeas depositam os ovos em diferentes substratos, tais como pedras, folhas, troncos, raízes, vegetação, superfícies lisas e verticais, em áreas rasas ou profundas. Há registro de postura de *A. foliaceus* em 8,5 m de profundidade. As fêmeas de *Argulus* transportam o esperma dentro de seu corpo por vários dias e os ovos são fertilizados durante a oviposição. Em algumas espécies, como *A. coregoni*, a fêmea morre após a postura (Thatcher,

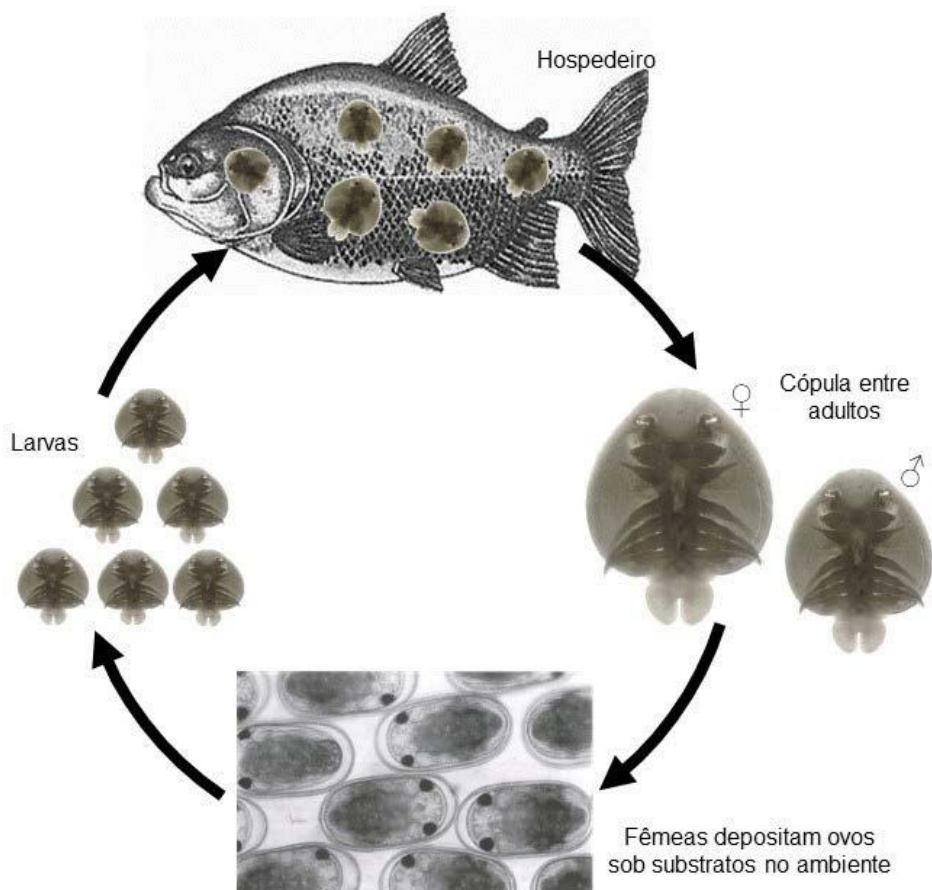


Figura 3: Ciclo de vida do crustáceo argulídeo *Dolops carvalhoi* com desenvolvimento epimórfico. Adaptação de Gomes e Malta (2002).

2006; Møller, 2012; Suárez-Morales, 2015). O número de ovos por postura é variável, de acordo com a espécie e a idade da fêmea, mas frequentemente são depositados centenas de ovos. Por exemplo, fêmeas de *Dolops carvalhoi* colocam de 16 a 392 ovos por postura (Gomes e Malta, 2002). O padrão de postura dos argulídeos pode variar com a espécie, desde ovos depositados em cordões lineares até pequenos

aglomerados. Os ovos geralmente são recobertos por uma camada gelatinosa, que endurece, protegendo-os e aderindo-os mais fortemente ao substrato (Thatcher, 2006; Møller, 2012). Fêmeas de *D. carvalhoi* realizam a postura em cachos formados por uma série de fitas paralelas de ovos elipsoides e cor amarelo-esbranquiçada. Durante o amadurecimento, os ovos alternam da coloração amarelo-escuro para

castanho, sendo possível observar os olhos do embrião a partir do nono dia de postura (Gomes e Malta, 2002).

O desenvolvimento embrionário de Branchiura pode ser de dois tipos: anapomórfico, em que as larvas passam menos tempo dentro do ovo, nascem como náuplios, sem terminar o desenvolvimento embrionário e, ao eclodir, fixam-se a um hospedeiro para continuar a metamorfose, como é o caso de *A. foliaceus* e *A. japonicus*; epimórfico, em que as larvas passam mais tempo dentro do ovo para completar o seu desenvolvimento embrionário, eclodindo indivíduos adultos

em miniatura, como ocorre em *D. carvalhoi* (Gomes e Malta, 2002; Møller, 2012). O período de incubação varia de acordo com a espécie e a temperatura. Ovos de *D. carvalhoi* levam 16 dias para eclodir, em temperatura de 28°C (Gomes e Malta, 2002), enquanto *A. foliaceus* 17 e 30 dias em temperatura de 23°C e 20°C, respectivamente (Lester e Hayward, 2006). Portanto, o aumento da temperatura reduz o tempo de eclosão

dos ovos. Após a eclosão, os parasitos que fazem parte do plâncton podem acessar um peixe hospedeiro para amadurecer, e morrem se esse encontro não ocorrer em um a três dias (Noga, 2010; Suárez-Morales, 2015). Em quatro a cinco semanas de desenvolvimento como ectoparasitos, tornam-se adultos maduros e podem nadar ativamente na busca de novos hospedeiros e parceiros (Covich *et al.*, 2010). Assim, parasitos adultos sobrevivem sem um hospedeiro em torno de duas semanas (Lester e Hayward, 2006; Noga, 2010; Suárez-Morales, 2015).

Crustáceos argulídeos
Altas densidades de peixes aumentam a disponibilidade de hospedeiros ... para ... adultos ... quanto para larvas recém-eclodidas, ampliando [a] dispersão, alimentação e sobrevivência desses parasitos. Os tanques [com] vegetação ... fornecem local propício para a postura de ovos pelas fêmeas. ... argulídeos raramente são uma ameaça para as populações naturais de peixes [mas] podem ser um grande problema no cultivo intensivo...

2.3. Fatores predisponentes das infestações por argulídeos

Considerando as características gerais do ciclo de vida das espécies de *Argulus* e *Dolops*, observam-se certos fatores predisponentes no ambiente de cultivo para a multiplicação desses ectoparasitos. Altas densidades de peixes aumentam a disponibilidade de hospedeiros, tanto para indivíduos adultos que buscam alimentos e parceiros para cópula,

quanto para larvas recém-eclodidas, ampliando, assim, a capacidade de dispersão, alimentação e sobrevivência desses parasitos. Os tanques de cultivo que têm vegetação e substratos apresentam vantagens para a reprodução, pois fornecem local propício para a postura de ovos pelas fêmeas. Desse modo, enquanto as infestações por argulídeos raramente são uma ameaça para as populações naturais de peixes, podem ser um grande problema no cultivo intensivo de peixes. Embora o conceito máximo de que altas infestações podem causar especialmente a morte

de peixes mais jovens (Thatcher, 2006), foi relatado outro padrão. Em *Labeo rohita* infestados experimentalmente por *Argulus siamensis*, o parasitismo em peixes de três idades (alevinos, juvenis e pré-adultos) mostrou que os peixes pré-adultos foram mais susceptíveis aos parasitos, enquanto alevinos apresentaram melhor resposta inflamatória, o que se mostrou determinante para a maior resistência aos parasitos e para a redução da fixação deles (Parida *et al.*, 2017).

2.4. Sinais clínicos, alterações hematológicas e histopatológicas causadas por argulídeos

Peixes infestados por argulídeos podem mostrar claramente sinais de estresse, irritação e prurido, provocados pela movimentação constante dos parasitos em busca de melhores locais de alimentação nos peixes hospedeiros. Assim, entre as alterações de comportamento dos peixes infestados, incluem esfregar-se repetidamente (flashing) contra o substrato ou outro peixe, pular para fora da água, formar cardumes menores e permanecer nas margens do tanque

de cultivo, além de apresentar anorexia.

O comportamento hematófago dos ectoparasitos pode desencadear anemia nos peixes hospedeiros, principalmente quando em altas infestações. Para se alimentar de sangue, muco e tecidos dos peixes hospedeiros, os argulídeos utilizam suas mandíbulas, que possuem estruturas capazes de morder e perfurar os tecidos do hospedeiro e liberar substâncias anticoagulantes e secreções líticas que facilitam o seu processo alimentar. Para isso, geralmente os parasitos selecionam locais com menos escamas, como a

Peixes infestados por argulídeos ... [têm] sinais de estresse, irritação e prurido ... esfregar-se repetidamente (flashing) contra o substrato ... O comportamento hematófago dos ectoparasitos pode desencadear anemia ... Para se alimentar de sangue, muco e tecidos dos peixes hospedeiros, os argulídeos utilizam suas mandíbulas ...

base das nadadeiras e a câmara branquial, locais que geralmente apresentam sinais visíveis das lesões parasitárias. Essas lesões são reação inflamatória local, hemorragias focais e hiperpigmentação (Lester e Hayward, 2006; Thatcher, 2006; Noga, 2010). Porém, foi relatada lesão profunda com exposição do osso na região cefálica em decorrência do parasitismo por *Argulus pestifer* em *Brachyplatystoma tigrinum* (Alcántara *et al.*, 2008).

Peixes altamente infestados ficam letárgicos e fracos, com severas lesões na pele, e pode ocorrer mortalidade de hospedeiros. Porém, infecções bacterianas e fúngicas podem ser também causas secundárias de mortalidades de peixes (Lester e Hayward, 2006; Thatcher, 2006; Noga, 2010), tanto decorrentes da abertura de portas de entrada pelos parasitos, como da movimentação dos parasitos, que provocam mais lesões no tegumento. Outro aspecto relevante é que esses ectoparasitos atuam como vetores de outros patógenos nos peixes hospedeiros, pois podem ser vetores do vírus causador da viremia primaveril da carpa, por exemplo (Noga, 2010), do protozoário *Epistylis* spp. (Corrêa *et al.*, 2016a; Pala *et al.*, 2018), além de hospedeiros intermediários de nematoides das famílias Anguillicolidae, Skrjabinellidae e Dracunculoidea (Lester e Hayward, 2006).

Alterações hematológicas diferem entre as espécies de peixes parasitados por argulídeos. *Piaractus mesopotamicus*

parasitados por *Argulus* sp. apresentaram trombocitopenia, monocitose e aumento de leucócitos granular PAS-positivo (Tavares-Dias *et al.*, 1999), indicando reação inflamatória e aumento da atividade de coagulação. Porém, *Cyprinus carpio* parasitados por *Argulus* sp. não apresentaram alterações na glicemia, nas proteínas totais e no cálcio plasmáticos (Ranzani-Paiva *et al.*, 1989). *Colossoma macropomum* infectados por diversos parasitos, incluindo *Dolops geayi*, apresentaram quadro de anemia hipocrômica e trombocitopenia (Rocha *et al.*, 2018). Em *Labeo rohita*, Saurabhe e Sahoo (2010) encontraram correlação positiva entre variáveis de imunidade não específica e abundância de *A. siamensis*; além disso, houve aumento da glicemia e de atividade antiproteínase, bem como diminuição de proteínas do complemento e das globulinas (α -2 microglobulina), mas sem alteração no número de leucócitos e nos níveis de lisozimas.

3. Infestações causadas por lerneídeos *Lernaea cyprinacea*

3.1. Características morfológicas e padrão de infestação nos hospedeiros

Lerneoses são doenças causadas por diferentes espécies da família Lernaeidae, as quais são copépodes de formato corporal variável e podem infestar diferentes espécies de peixes de cultivo e da natu-

reza. Essas doenças têm sido um grande problema para a piscicultura brasileira, em razão das dificuldades de eliminação dos parasitos após sua instalação nos tanques de cultivo. Podem ocasionar altas taxas de mortalidade e aumento nos custos de produção devido ao uso de tratamentos. Além disso, no local onde os parasitos penetram no corpo dos peixes, podem ocorrer hemorragias e inflamação, com posterior necrose do tecido circundante, além de ulcerações, que facilitam o ataque de agentes infecciosos, como fungos e bactérias, aumentando, assim, a ação patogênica desses parasitos. São parasitos cujas fêmeas podem ser hematófagas e, portanto, uma das consequências desse parasitismo é também o desenvolvimento de anemia intensa nos peixes.

Lernaea cyprinacea apresenta di-

morfismo sexual na fase parasitária. Quando copepoditos, o macho é maior que a fêmea, sendo ambos microscópicos. As fêmeas adultas, após a metamorfose, são visíveis a olho nu sobre os hospedeiros; chegam a medir, em média, 10 mm de comprimento e possuem cabeça reduzida quando comparada ao restante do corpo. Nas fêmeas, a porção imediatamente após a cabeça é modificada na forma de uma âncora, utilizada para se fixar no corpo dos peixes hospedeiros. A âncora é formada por dois pares de projeções: um par ventrolateral e outro dorsolateral. O restante do corpo é tubular; e as pernas estão distribuídas ao longo do tronco e o poro genital ocorre pareado na porção posterior (Figura 4). As fêmeas apresentam, frequentemente, dois sa-

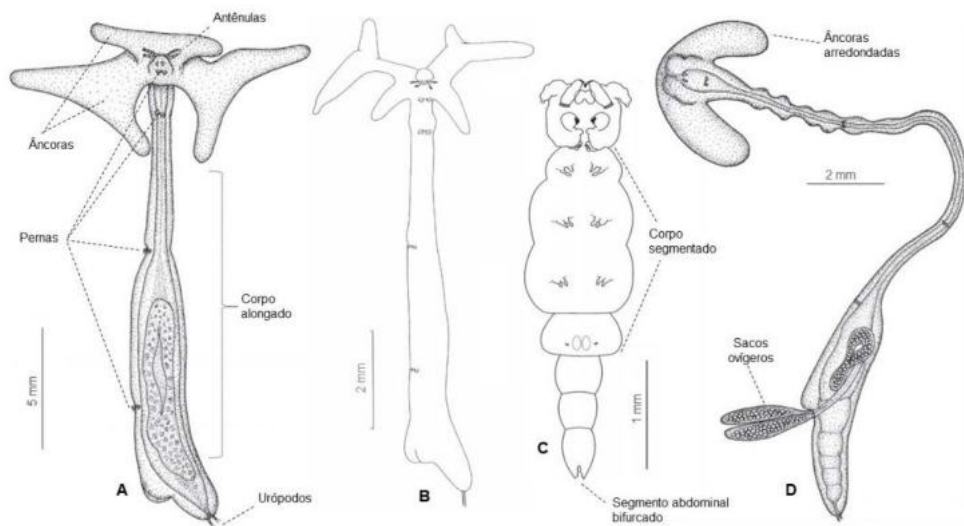


Figura 4: Características morfológicas das quatro espécies de lerneídeos de importância para a piscicultura: A) *Lernaea cyprinacea*, B) *Lernaea devastatrix*, C) *Lamproglana monodie* D) *Perulernaea gamitanae*. Adaptação de Boxshallet *et al.* (1997), Thatcher (2006) e Azevedo *et al.* (2012).

cos ovígeros alongados fixos aos poros genitais, o que facilita também sua identificação.

Em geral, *L. cyprinacea* se localiza na superfície do corpo, nas brânquias, nas nadadeiras e na boca dos hospedeiros. É um parasito que foi introduzido no Brasil juntamente com carpas importadas da Hungria, e, por não apresentar especificidade de hospedeiros, disseminou-se para as pisciculturas de todo o país, tornando-se cosmopolita (Tabela 5), pois está distribuído por todo o Brasil, com exceção da região Norte (Tavares-Dias *et al.*, 2015b). Atualmente, está também disseminado em ambientes aquáticos naturais brasileiros (Medeiros e Maltchik, 1999; Gabrielli e Orsi, 2000; Gallio *et al.*, 2007; Magalhães, 2006; Düpont Lobo, 2011; Acosta *et al.*, 2013; Bernardino *et al.*, 2016; Corrêa *et al.*, 2016b), devido aos escapes de peixes dos cultivos.

A transmissão da *L. cyprinacea* é horizontal, por meio da água contendo as formas imaturas (náuplios ou copepoditos), da introdução de peixes infestados no ambiente ou dos utensílios contaminados, que podem ser vetores. Os náuplios também podem ser transportados por meio de animais que frequentam o ambiente de produção, como pelas patas e penas de aves.

Em geral, *L. cyprinacea* se localiza na superfície do corpo, nas brânquias, nas nadadeiras e na boca dos hospedeiros.

3.2. Ciclo de vida de *Lernaea cyprinacea*

Após a cópula, o macho de *L. cyprinacea* morre, e a fêmea fer-

tilizada procura um peixe como hospedeiro, no qual se fixa e sofre metamorfose, assumindo a forma alongada, típica da fêmea adulta. A fêmea adulta inicia, então, a produção dos dois sacos de ovos que irão originar formas imaturas (náuplios), começando o ciclo. O ciclo varia conforme a temperatura da água, podendo durar de 25 dias, em temperatura de 20 °C, a 14 dias, em 35 °C (Ceccarelli, 1988; Boeger, 1999; Medeiros e Maltchik, 1999). Assim, esses parasitos sofrem variação sazonal, pois a ocorrência de copepoditos de *L. cyprinacea* é maior na primavera e no verão em relação ao inverno e ao outono (Tavares-Dias *et al.*, 2001; Schalche Moraes, 2005). As formas imaturas de *L. cyprinacea*, que passam por seis estágios de desenvolvimento na fase planctônica, transformam-se em copepoditos, com forma típica de um copépode, e, desde o estágio de primeiro copepodito, já procuram novo hospedeiro para fixar-se na pele ou nas brânquias. A partir do estágio de copepodito VI, estão prontos para a cópula. Os náuplios não se alimentam, mas os copepoditos aparentemente se alimentam de epiderme e derme do hospedei-

Tabela 5. Infestações por *Lernaea cyprinacea* em espécies de peixes cultivados em diferentes localidades do Brasil.

Hospedeiros	Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Astyanax</i> sp.	Pirassununga (SP)	Tegumento	75,0			Ceccarelli (1988)
<i>Brycon amazonicus</i>	Pirassununga (SP)	Tegumento	54,2			Ceccarelli (1988)
<i>Brycon amazonicus</i>	Jaboticabal (SP)	-	-	-	-	Martins <i>et al.</i> (2000)
<i>Brycon amazonicus</i>	Rolândia (PR)	-	100	-	-	Gabrielli e Orsi (2000)
<i>Brycon hilarii</i>	Guariba (SP)	-	25,0	30,3	-	Schalch <i>et al.</i> (2006)
<i>Brycon insignis</i>	Rio de Janeiro (RJ)	Brânquias e tegumento	31,7	-	-	Fernandes <i>et al.</i> (2006)
<i>Clarias gariepinus</i>	Rolândia (PR)	-	10,0	-	-	Gabrielli e Orsi (2000)
<i>Colossoma macropomum</i>	Rio de Janeiro (RJ)	Tegumento	23,3	-	-	Bastos <i>et al.</i> (1996)
<i>Colossoma macropomum</i>	Pentecostes (CE)	-	0,04	-	-	Békési (1997)
<i>Colossoma macropomum</i>	Jaboticabal (SP)	Brânquias e tegumento	13,5	-	-	Martins e Romero (1996)
<i>Colossoma macropomum</i>	Jaboticabal (SP)	-	-	-	-	Martins <i>et al.</i> (2000)
<i>Ctenopharyngodon idella</i>	Pirassununga (SP)	Tegumento	73,3			Ceccarelli (1988)
<i>Ctenopharyngodon idella</i>	Pirassununga (SP)	-	-	-	-	Ceccarelli <i>et al.</i> (1990)
<i>Ctenopharyngodon idella</i>	Pirassununga (SP)	-	-	-	-	Figueira e Ceccarelli (1991)
<i>Ctenopharyngodon idella</i>	Porto Alegre (RS)	-	80,0	-	-	Fortes <i>et al.</i> (1998)
<i>Cyprinus carpio</i>	Pirassununga (SP)	Tegumento	75,7	-	-	Ceccarelli (1988)
<i>Cyprinus carpio</i>	Pirassununga (SP)	-	-	-	-	Ceccarelli <i>et al.</i> (1990)
<i>Cyprinus carpio</i>	Pirassununga (SP)	-	-	-	-	Figueira e Ceccarelli (1991)
<i>Cyprinus carpio</i>	Pentecostes (CE)	-	4,3	-	-	Békési (1997)
<i>Cyprinus carpio</i>	Porto Alegre (RS)	-	61,5	-	-	Fortes <i>et al.</i> (1998)
<i>Cyprinus carpio</i>	Jaboticabal (SP)	-	-	-	-	Martins <i>et al.</i> (2000)

SI: sítio de infestação, P: prevalência, IM: intensidade média, AM: abundância média.

(continua)

Tabela 5. Infestações por *Lernaea cyprinacea* em espécies de peixes cultivados em diferentes localidades do Brasil.
(continuação)

Hospedeiros	Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Cyprinus carpio</i>	Rolândia (PR)	-	100	-	-	Gabrielli e Orsi (2000)
<i>Cyprinus carpio</i>	Guariba (SP)	-	-	-	-	Schalch e Moraes (2005)
<i>Cyprinus carpio</i>	Guariba (SP)	-	4,7	3,0	-	Schalch <i>et al.</i> (2006)
Híbrido tambacu	Jaboticabal (SP)	Brânquias e tegumento	13,0	-	-	Martins e Romero (1996)
Híbrido tambacu	Jaboticabal (SP)	-	-	-	-	Martins <i>et al.</i> (2000)
Híbrido tambacu	Rolândia (PR)	-	92,0	-	-	Gabrielli e Orsi (2000)
Híbrido tambacu	Franca (SP)	Brânquias e tegumento	28,0	5,8	-	Tavares-Dias <i>et al.</i> (2001)
Híbrido tambacu	Franca (SP)	Brânquias e tegumento	5,9	13,4	-	Tavares-Dias <i>et al.</i> (2001)
Híbrido tambacu	Guariba (SP)	-	-	-	-	Schalch e Moraes (2005)
Híbrido tambacu	Dourados (MS)	Brânquias	36,0	38,0	14,0	Jerônimo <i>et al.</i> (2013)
Híbrido tambacu	Franca (SP)	Brânquias	9,0	5,0	-	Tavares-Dias <i>et al.</i> (2000)
Híbrido patinga	Dourados (MS)	Brânquias	40,0	6,0	2,0	Jerônimo <i>et al.</i> (2013)
Híbrido surubim	Dourados (MS)	Brânquias	16,0	5,0	1,0	Jerônimo <i>et al.</i> (2013)
<i>Hoplias malabaricus</i>	Porto Alegre (RS)	-	38,5	-	-	Fortes <i>et al.</i> (1998)
<i>Leporinus macrocephalus</i>	Jaboticabal (SP)	-	-	-	-	Martins <i>et al.</i> (2000)
<i>Leporinus macrocephalus</i>	Jaboticabal (SP)	-	-	-	-	Martins <i>et al.</i> (2000)
<i>Leporinus macrocephalus</i>	Rolândia (PR)	-	100	-	-	Gabrielli Orsi (2000)
<i>Leporinus macrocephalus</i>	Franca (SP)	Brânquias	7,0	12	-	Tavares-Dias <i>et al.</i> (2001)
<i>Leporinus</i> sp.	Porto Alegre (RS)	-	100	-	-	Fortes <i>et al.</i> (1998)
<i>Oreochromis niloticus</i>	Porto Alegre (RS)	-	11,3	-	-	Fortes <i>et al.</i> (1998)

SI: sítio de infestação, P: prevalência, IM: intensidade média, AM: abundância média.

(continua)

Tabela 5. Infestações por *Lernaea cyprinacea* em espécies de peixes cultivados em diferentes localidades do Brasil.
(continuação)

Hospedeiros	Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Oreochromis niloticus</i>	Rolândia (PR)	-	1,0	-	-	Gabrielle Orsi (2000)
<i>Piaractus meopotamicus</i>	Jaboticabal (SP)	-	-	-	-	Martins e Romero (1996)
<i>Piaractus meopotamicus</i>	Rolândia (PR)	-	95,0	-	-	Gabrielle Orsi (2000)
<i>Piaractus meopotamicus</i>	Jaboticabal (SP)	Brânquias e tegumento	13,5	-	-	Martins <i>et al.</i> (2000)
<i>Piaractus meopotamicus</i>	Franca (SP)	Brânquias e tegumento	6,0	9,0	-	Tavares-Dias <i>et al.</i> (2001)
<i>Piaractus meopotamicus</i>	Franca (SP)	Brânquias e tegumento	2,1	2,0	-	Tavares-Dias <i>et al.</i> (2001)
<i>Piaractus meopotamicus</i>	Guariba (SP)	-	-	-	-	Schalch e Moraes (2005)
<i>Prochilodus brevis</i>	Pentecostes (CE)	-	5,2	-	-	Békési (1997)
<i>Prochilodus lineatus</i>	Rolândia (PR)	-	75,0	-	-	Gabrielle e Orsi (2000)
<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>	Rolândia (PR)	-	2,0	-	-	Gabrielle e Orsi (2000)
<i>Rhamdia quelen</i>	Porto Alegre (RS)	-	25,0	-	-	Fortes <i>et al.</i> (1998)
<i>Rhamdia quelen</i>	Porto Alegre (RS)	-	-	-	-	Mabilia <i>et al.</i> (2008)
<i>Rhamdia quelen</i>	Itajaí (SC)	Tegumento	100	192	192	Furtado <i>et al.</i> (2019)
<i>Schizodonintermedius</i>	Londrina (PR)	-	-	16-77	-	Silva-Souza <i>et al.</i> (2000)
<i>Synodontis clarias</i>	Porto Alegre (RS)	-	2,3	-	-	Fortes <i>et al.</i> (1998)

SI: sítio de infestação, P: prevalência, IM: intensidade média, AM: abundância média.

ro. A fêmea fixa-se no peixe e dá início ao crescimento dos processos cefálicos. Junto ao epitélio da superfície do corpo ou às brânquias do peixe, crescem os sacos ovíferos, e o ciclo se reinicia (Shields e Goode, 1978; Ceccarelli, 1988; Boeger, 1999) (Figura 5). São parasitos sem especificidade de hospedeiros, e as formas adultas são mais frequentes na primavera e no verão, enquanto as formas imaturas, os copepoditos, são mais frequentes sobre os peixes ou nas brânquias no outono e no inverno (Ceccarelli, 1988; Boeger, 1999; Gabrielli e Orsi, 2000).

3.3. Fatores predisponentes da infestação por *Lernaea cyprinacea*

Considerando que os atuais sistemas de criação de peixes são caracterizados por alta densidade de estocagem populacional, visando à máxima produção, os peixes estressados se tornam predispostos a infestações por parasitos como *L. cyprinacea*, pois a fêmea desse parasito pode se fixar em qualquer espécie de peixe, no qual irá se desenvolver, produzindo novos indivíduos. Uma vez que a transmissão pode ocorrer por água contaminada ou pela introdução de no-

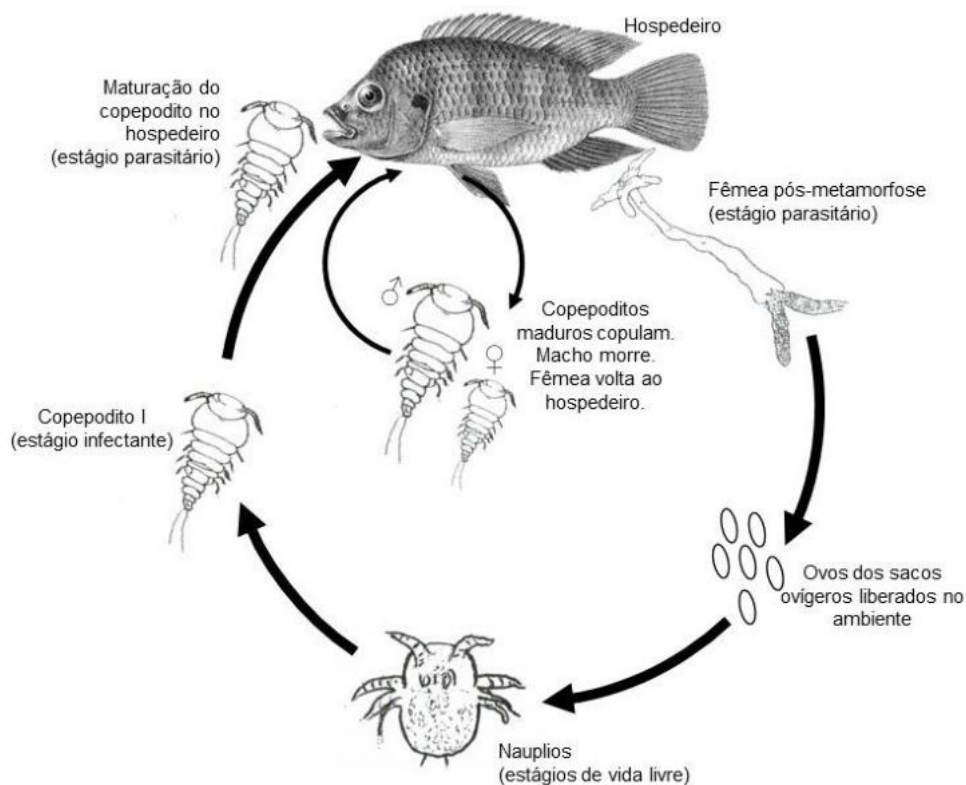


Figura 5: Ciclo de vida de crustáceos lerneídeos. Adaptação de Pizzolatti (2000).

vos peixes que estejam parasitados no ambiente de criação, a falta de manejo adequado é crucial, pois a incorporação de novos peixes contaminados aos tanques sem quarentena e a utilização de água do transporte de alevinos favorecem a introdução do parasito. Portanto, são indispensáveis cuidados na comercialização e no povoamento de peixes adquiridos. Sempre que possível, o piscicultor deve exigir do vendedor um certificado, elaborado por um especialista, sobre o estado sanitário do lote de peixes comercializado (certificado ictiosanitário).

Fatores como baixos níveis de oxigênio, altas concentrações de amônia e nitrito, alimentação restrita e nutrição inadequada debilitam o sistema imunológico dos peixes, tornando-os susceptíveis às infestações parasitárias (Ceccarelli, 1988; Boeger, 1999). Como profilaxia, o mais adequado é evitar a introdução de peixes parasitados nos tanques de cultivo, realizando a quarentena e outros cuidados profiláticos, como observar a presença dos parasitos. Esses cuidados são fatores importantes para evitar a disseminação da *L. cyprinacea*

Peixes parasitados podem apresentar anorexia, apatia e hemorragias puntiformes no corpo e alterações no sistema respiratório.

Perdem o senso de direção e se chocam contra as paredes do tanque, mantêm-se à superfície da água, podendo aglomerar-se na entrada de água do tanque, devido à infestação nas brânquias e na superfície corporal.

...

Os parasitos são bem visíveis a olho nu, o que auxilia no diagnóstico.

e, além disso, o controle pode ser feito com um programa de educação sanitária adequado, bem como incorporação de análises parasitológicas periódicas dos peixes, o que possibilita a identificação precoce do problema. Peixes recém-adquiridos devem ser colocados em tanques isolados dos demais, por cerca de 15 dias (quarentena). A água desse tanque não deve passar para outros tanques contendo peixes. Uma vez introduzida no cultivo, a erradicação da *L. cyprinacea* é difícil e, portanto, mé-

todos profiláticos são imprescindíveis para evitar a contaminação de uma piscicultura. Algumas vezes, em elevadas infestações de *L. cyprinacea*, pode ser mais conveniente sacrificar o plantel, drenar e desinfetar os tanques do que realizar tratamentos.

3.4. Sinais clínicos, alterações hematológicas e histopatológicas causadas por *Lernaea cyprinacea*

Peixes parasitados podem apresentar anorexia, apatia e hemorragias puntiformes no corpo e alterações no sistema respiratório. Perdem o senso

de direção e se chocam contra as paredes do tanque, mantêm-se à superfície da água, podendo aglomerar-se na entrada de água do tanque, devido à infestação nas brânquias e na superfície corporal.

L. cyprinacea pode causar danos mecânicos devido à introdução da âncora do parasito na musculatura dos peixes, provocando hemorragias, inflamação local e necrose.

Como as brânquias têm sua função respiratória diminuída pela ação alimentar dos parasitos e por sua fixação, os peixes com altos níveis de infestação podem morrer. Os parasitos são bem visíveis a olho nu, o que auxilia no diagnóstico. Em geral, as lerneoses são mais comprometedoras para a saúde de alevinos que para jovens e adultos. Em adultos, contudo, a parasitose pode comprometer a reprodução (Ceccarelli, 1988; Boeger, 1999).

Infestações por *L. cyprinacea* podem causar danos mecânicos devido à introdução da âncora do parasito na musculatura dos peixes, provocando hemorragias, inflamação local e necrose. Análises histopatológicas do tegumento mostraram hemorragias e reação inflamatória ao redor das escamas geradas pela ação mecânica dos parasitos, por infiltração leucocitária mononuclear, simultaneamente à neovascularização com intensa hemorragia ao redor dos apêndices de fixação do parasito. Em alguns casos, a reação inflamatória envolve a região anterior, em uma tentativa de isolá-lo do tecido do hospedeiro. Pode

também ocorrer reação inflamatória com hiperplasia epitelial e ulceração no local de penetração dos parasitos, com um processo de fibrose e necrose, mas os parasitos não ultrapassam a derme dos hospedeiros

(Bastos *et al.*, 1996; Noor *et al.*, 2013; Furtado *et al.*, 2019). Tais alterações confirmam o potencial patogênico desse ectoparasito para peixes altamente infestados, sendo necessário, portanto, tratamento eficaz.

As lesões provocadas pela fixação do parasito podem provocar hemorragias e desencadear um processo anêmico. Infestação de *L. cyprinacea* causou anemia normocítica-normocrômica em *Astyanax altiparanae* (Corrêa *et al.*, 2016b), e linfocitopenia, monocitose e neutrofilia em *Schizodon intermedius* (Silva-Souza *et al.*, 2000). Em *Catla catla*, infestação por *L. cyprinacea* provocou redução do número de eritrócitos totais, na concentração da hemoglobina e do hematócrito, bem como aumento do número total de leucócitos, do percentual de linfócitos, monócitos, neutrófilos, eosinófilos e basófilos (Tufail *et al.*, 2017).

Infestações por *L. cyprinacea* podem ainda provocar infecções secundárias causadas por fungos e bactérias na região afetada. Intensa mortalidade pode ocorrer em pequenos peixes (alevinos e

jovens) ou esses podem sofrer redução na taxa de crescimento e alteração do comportamento, com danos economicamente significativos para a atividade de cultivo (Ceccarelli, 1988; Boeger, 1999).

4. Infestações causadas por lerneídeos *Lernaea devastatrix*

Lernaea devastatrix foi descrita originalmente de infestação massiva em reprodutores de *Hoplias malabaricus*, *Astyanax* sp., *C. carpio* e *Rhamdia quelen* importados para o Rio Grande do Sul (Boxshall *et al.*, 1997). Porém, não tem sido relatada em outros hospedeiros.

Esse ectoparasito possui corpo cicloporiforme, compreendendo cefalotórax, que incorpora o primeiro somito prodigioso (anel articulado); segundo a quinto somitos prodigiosos são livres, somito genital separado e quatro somitos abdominais livres. O corpo diminui gradualmente de largura e o prosomeurossoma tem limite mal definido. O cefalotórax possui ranhuras oblíquas emparelhadas que se estendem do pósteromedialmente dos ângulos anterolaterais recortados da região cefálica dorsal e sulcos que definem a região cefálica anterior. Margem rostro-frontal é larga e plana, produzindo característica aparência sub-retangular do cefalotórax visto do aspecto dorsal. Rolamento de somito genital e aberturas genitais pareadas ventro-lateralmente e poro copulatório mediano e próximo à mar-

gem posterior do somito e o omíto anal é profundamente incisada. Somitos abdominais livres, cada um ornamentado com espínula e linha ventral, perto da margem posterior. Região caudal é alongada, mais do que o dobro da largura; armado com uma cerda principal distalmente e quatro pequenas cerdas; cerdas maiores são ornamentadas com sondas distalmente. Antena de cinco segmentos, mas com o segundo segmento subdividido por linha de sutura incompleta. Configuração segmentar da seguinte forma: primeiro segmento como quatro cerdas e segundo segmento com seis cerdas, sendo bem desenvolvido. Terceiro segmento como duas cerdas mais uma coluna e quarto segmento com quatro cerdas, sendo um bem desenvolvido. Segmento apical com 10 cerdas mais um estético fundido na base para seta adjacente. Antena indistintamente segmentada; primeiro e segundo segmentos fundidos quase em ângulo reto, com plano de fusão marcado por sutura completa na superfície lateral. O terceiro segmento é alongado, armado com cerdas proximais e dois distais ao longo da margem interna, com garra bem desenvolvida no ângulo distal interno e aglomerado de seis cerdas, sendo quatro curvas e duas retas no ângulo distal externo. Mandíbula é reduzida e maxilas ausentes. Maxila compreendendo sincoxa robusta e cônica e base produzida em processo tipo garra, com garra acessória. Maxilípide com

três segmentos, rolamento do primeiro segmento grande como seta simples e segundo segmento delgado, armado com três espinhos em forma de garra ao redor da extremidade distal. Terceiro segmento é pequeno, localizado no ângulo distal externo do segmento, fundido a uma coluna em forma de garra e armado com seta diminuta e coluna semelhante à garra (Boxshall *et al.*, 1997) (Figura 4).

5. Infestações causadas por lerneídeos

Lamproglena monodi

Lamproglena monodi tem origem na África e na Ásia, e foi descrito pela primeira vez por Capart (1944), no Congo, em ciclídeos *Haplochromis nubilus* da natureza. No Brasil, as primeiras infestações foram registradas somente a partir do início da década de 2000 e em peixes cultivados. Acredita-se que esse parasito tenha sido introduzido associado a *Oreochromis niloticus* (Alves *et al.*, 2000; Martins *et al.*, 2002; Martins *et al.*, 2010; Azevedo *et al.*, 2012). Atualmente, *L. monodi* foi também relatado infestando *Astronotus ocellatus*, *Cichla ocellaris* e *Tilapia rendalli* do Rio Guandu, no Rio de Janeiro (Azevedo *et al.*, 2012), provavelmente devido à introdução de *O. niloticus* nessa bacia. O principal hospedeiro de cultivo no Brasil é *O. niloticus*, com baixas taxas de infestação (Tabela 6).

Lamproglena monodi tem origem na África e na Ásia ... No Brasil, as primeiras infestações foram registradas somente a partir do início da década de 2000 e em peixes cultivados. O principal hospedeiro ... no Brasil é *O. niloticus*, com baixas taxas de infestação.

Lamproglena monodi possui corpo alongado, abdômen mais longo que largo e antenas segmentadas. Apresenta o segmento basal muito largo e ornamentado, maxila robusta e truncada, garra afiada e curva, quatro pares de pernas e um quinto par menor e aparentemente atrofiado. O abdômen tem três segmentos pouco distinguidos e o caudal bifurcado (Figura 4).

A fêmea é encontrada fixada nos filamentos branquiais em vários estágios de desenvolvimento, inclusive portando sacos ovígeros. As formas larvais são semelhantes aos copepoditos de outros lerneídeos. Porém, com o desenvolvimento da região anterior, trans-

A fêmea é encontrada fixada nos filamentos branquiais em vários estágios de desenvolvimento, inclusive portando sacos ovígeros.

forma-se em uma estrutura que, à primeira vista, lembra o início da formação da “âncora” existente no gênero *Lernaea*.

Tabela 6. Infestações por *Lamproglena monodi* em *Oreochromis niloticus* cultivados em diferentes localidades do Brasil.

Localidades	SI	P (%)	IM	AM	Referências
Seropédica (RJ)	-	60,0	3,4	2,0	Alves <i>et al.</i> (2000)
Nova Trento (SC)	Brânquias	3,3	1,5	-	Azevedo <i>et al.</i> (2006)
Blumenau (SC)	Brânquias	22,0	0,8	-	Ghiraldelli <i>et al.</i> (2006a)
Blumenau (SC)	Brânquias	19,0	-	-	Ghiraldelli <i>et al.</i> (2006b)
Blumenau (SC)	Brânquias	3,3	0,3	-	Ghiraldelli <i>et al.</i> (2006a)
Joinville (SC)	Brânquias	2,0	-	-	Ghiraldelli <i>et al.</i> (2006b)
Cândido Mota, Palmital e Tarumã (SP)	Brânquias	67,4	5,2	3,5	Lizama <i>et al.</i> (2007)
Nova Trento (SC)	Brânquias	0,5-1,7	0,1- 0,2	-	Martins <i>et al.</i> (2010)
Blumenau (SC)	-	-	-	-	Azevedo <i>et al.</i> (2012)
Joinville (SC)	-	-	-	-	Azevedo <i>et al.</i> (2012)
Ituporanga (SC)	-	-	-	-	Azevedo <i>et al.</i> (2012)
São Paulo**	Brânquias	25,5- 45,5	1,5- 3,2	0,5-1,5	Pala (2016)
Paraná	-	-	-	-	Garcia <i>et al.</i> (2019)

SI: sítio de infestação, P: prevalência, IM: intensidade média, AM: abundância média, ** peixes de tanque-rede.

Com auxílio dessa estrutura, o parasito fixa-se fortemente nos filamentos branquiais e, às vezes, nos rastros branquiais dos hospedeiros.

Os primeiros estudos em piscicultura não demonstraram influência sazonal de *L. monodi* nem associação com efeitos na sobrevivência e no crescimento de *O. niloticus* (Martins *et al.*, 2010). Porém, mais recentemente foram encontrados maiores valores de

intensidade do parasito no inverno e alterações histopatológicas nos peixes parasitados (Pala, 2016). O parasitismo branquial provocou hipertrofia do epitélio lamelar, infiltrado de células inflamatórias eosinofílicas e mononucleares, congestão, telangectasia e áreas de necrose celular. Portanto, esses achados patológicos causados por *L. monodi* sugerem que possíveis surtos com infestações massivas podem ocorrer em *O.*

niloticus, culminando em mortalidade e perda da produção (Pala, 2016).

6. Infestações causadas por lerneídeos

Perulernaea gamitanae

Perulernaea gamitanae foi descrito, originalmente, de *C. macropomum*, na Amazônia peruana, por Thatcher e Paredes (1985). Esse ectoparasito distingue-se dos demais lerneídeos, pois a fêmea apresenta âncoras arredondadas na cabeça, um pescoço delgado, corpo posterior do tipo fusiforme, quatro pares de pernas bem separadas, sacos ovígeros multisseriados e urópodos (Figura 4). Possui ciclo de vida direto. Após a eclosão dos ovos, cada fase naupliar de *P. gamitanae* dura, em média, 22 horas, e, ao final de cinco dias e meio, as seis fases naupliares se completam, iniciando-se a fase copepodito I, que sobrevive sete dias em vida livre, sem um hospedeiro quando em temperatura de 28°C (Benetton e Malta, 1999; Morais *et al.*, 2011). O primeiro estágio de copepodito aparece após a metamorfose e não há nenhuma semelhança com

as fases de náuplios. Devido às características do ciclo de vida direto, há dificuldade quanto ao desenvolvimento de medidas de controle da infestação para evitar epizootias (Benetton e Malta, 1999). Assim, o procedimento profilático mais apropriado é não introduzir peixes portadores desses ectoparasitos na piscicultura e des-

cartar adequadamente a água do transporte que possa conter as formas larvais (Tavares-Dias *et al.*, 2011).

Nos peixes de cultivo, os principais locais de infestação de *P. gamitanae* são brânquias e boca (Figura 6, Tabela 7), o qual pode também infestar as narinas e brânquias de *C. macropomum* de ambiente natural (Thatcher e Paredes, 1985; Fischer *et al.*, 2003). Esse ectoparasito, que tem dispersão agregada, ocorre em maior prevalência na estação chuvosa em híbridos tambatinga (Dias e Tavares-Dias, 2015).

Colossoma macropomum e seus híbridos tambacu e tambatinga são os hospedeiros de *P. gamitanae*, e, nesses peixes cultivados, a prevalência, a intensidade e a abundância variam na dependência da es-

Perulernaea gamitanae
Esse ectoparasito distingue-se dos demais lerneídeos, pois a fêmea apresenta âncoras arredondadas na cabeça, um pescoço delgado, corpo posterior do tipo fusiforme, quatro pares de pernas bem separadas, sacos ovígeros multisseriados e urópodos.

Nos peixes de cultivo, os principais locais de infestação de *P. gamitanae* são brânquias e boca ... pode também infestar as narinas e brânquias de *C. macropomum* de ambiente natural.



Figura 6: Infestação por *Perulernaea gamitanae* na cavidade oral e nas brânquias de *Colossoma macropomum*. Fotos cedidas por Marcos Tavares-Dias, Embrapa Amapá, AP.

pécie de peixe (Tabela 7). Portanto, *P. gamitanae* é um lerneídeo com especificidade de hospedeiros. Porém, os híbridos de *C. macropomum* parecem ser mais susceptíveis à infestação, à semelhança do que ocorre com a infestação de *L. cyprinacea* em híbrido tambacu quando comparada a outras espécies de peixes cultivados (Tavares-Dias *et al.*, 2001).

Como nos demais lerneídeos, as fêmeas desses crustáceos possuem o corpo alongado e a “cabeça” em formato de âncora, que penetra nos tecidos dos peixes hospedeiros (Thatcher e Paredes, 1985), podendo causar reação inflamatória nos locais de fixação (Tavares-Dias *et al.*, 2011). Inflamação tecidual causada por *P. gamitanae* pode ser acompanhada de um processo de hemorragia, hiperplasia e anemia. Quando os parasitos são removidos, ocorre hemorragias intensas no local de fixação nos peixes parasitados (Morais *et al.*, 2011; Delgado *et al.*, 2011). Há registro de que alta infestação

de *P. gamitanae* na boca dos hospedeiros impede os peixes de se alimentar, provocando debilidade seguida de mortalidade do plantel (Tavares-Dias *et al.*, 2011). Elevada abundância de *P. gamitanae* pode causar mortalidade de peixes cultivados, principalmente de alevinos (Delgado *et al.*, 2011), os quais têm menor resposta imunológica que peixes mais velhos.

7. Considerações finais

Em peixes dos sistemas de produção ou do ambiente natural, informações sobre os efeitos deletérios causados por parasitos argulídeos e lerneídeos têm sido pouco investigadas. A maioria dos estudos abrangem aspectos ecológicos e taxonômicos, com registros de novos hospedeiros e descrição de novas espécies. Porém, é presumível que, em cultivo, esses ectoparasitos possam causar patologias graves quando há uma elevada abundância na população de peixes hospedeiros.

Tabela 7. Infestações por *Perulernae agamitanae* em espécies de peixes cultivados em diferentes localidades do Brasil.

Hospedeiros	Localidades	Sítio de infecção	P (%)	IM	AM	Referências
<i>Colossoma macropomum</i>	Benjamin Constant (AM)	Boca e brânquias	100	6,1	2,1	Moraes et al. (2011)
<i>Colossoma macropomum</i>	Macapá (AP)	Boca	100	9,1	9,1	Tavares-Dias et al. (2011)
<i>Colossoma macropomum</i>	Macapá (AP)	Brânquias	97,4	4,9	3,7	Tavares-Dias et al. (2011)
<i>Colossoma macropomum</i>	Macapá (AP)	Boca	20,0	6,1	1,2	Tavares-Dias et al. (2011)
<i>Colossoma macropomum</i>	Macapá (AP)	Brânquias	0	0	0	Tavares-Dias et al. (2011)
<i>Colossoma macropomum</i>	Rolim de Moura (RO)	-	2,2	-	1,0	Godoi et al. (2012)
<i>Colossoma macropomum</i>	Rolim de Moura (RO)	-	18,2	5,5	0,4	Godoi et al. (2012)
<i>Colossoma macropomum</i>	Macapá (AP)	-	19,6	2,6	0,8	Dias et al. (2015)
<i>Colossoma macropomum</i>	Macapá (AP)	-	17,7	1,7	0,5	Dias et al. (2015)
<i>Colossoma macropomum</i>	Macapá (AP)	Boca	11,2	4,5	0,5	Tavares-Dias et al. (2015)
<i>Colossoma macropomum</i>	Macapá (AP)	Brânquias	6,9	2,2	0,2	Tavares-Dias et al. (2015)
<i>Colossoma macropomum</i>	Presidente Médici (RO)	Boca	-	-	-	Pazdiora et al. (2020)
Híbrido tambatinga	Macapá (AP)	Boca	100	3,7	3,7	Tavares-Dias et al. (2011)
Híbrido tambatinga	Macapá (AP)	Brânquias	0	0	0	Tavares-Dias et al. (2011)
Híbrido tambatinga	Macapá (AP)	Boca	92,0	24,0	22,1	Tavares-Dias et al. (2011)
Híbrido tambatinga	Macapá (AP)	Brânquias	60,0	5,0	3,0	Tavares-Dias et al. (2011)

P: prevalência, IM: intensidade média, AM: abundância média.

(continua)

Tabela 7. Infestações por *Perulernae agamitanae* em espécies de peixes cultivados em diferentes localidades do Brasil.
(continuação)

Hospedeiros	Localidades	Sítio de infecção	P (%)	IM	AM	Referências
Híbrido tambatinga	Macapá (AP)	Boca	8,0	0,99	12	Tavares-Dias et al. (2015)
Híbrido tambatinga	Macapá (AP)	Brânquias	5,0	0,4	9,0	Tavares-Dias et al. (2015)
Híbrido tambatinga	Macapá (AP)	-	4,9	3,7	0,6	Dias e Tavares-Dias (2015)
Híbrido tambatinga	Macapá (AP)	-	19,2	8,5	2,1	Dias e Tavares-Dias (2015)
Híbrido tambacu	Macapá (AP)	Boca	100	11,9	11,9	Tavares-Dias et al. (2011)
Híbrido tambacu	Macapá (AP)	Brânquias	95,2	9,6	9,4	Tavares-Dias et al. (2011)
Híbrido tambacu	Macapá (AP)	Boca	100	18,1	100	Silva et al. (2013)
Híbrido tambacu	Macapá (AP)	Brânquias	63,3	11,0	-	Silva et al. (2013)

P: prevalência, IM: intensidade média, AM: abundância média.

8. Referências

- Acácio, M., Varella, Â.M.B., Malta, J.C.O., 2012. The parasitic crustaceans of *Serrasalmus rhombeus* (Linnaeus, 1776) (Characiformes: Serrasalminae) from floodplain lakes of the Solimões River, Central Amazon, Brazil. *Neotropical Helminthology*. 6(2), 179-184.
- Acosta, A.A., Carvalho, E.D., Silva, R.J., 2013. First record of *Lernaeacypripinacea* (Copepoda) in a native fish species from a Brazilian river. *Neotropical Helminthology*. 7, 7-12.
- Aguiar, J.C., Rosim, D.F., Santos, S.M., Luque, J.L., Ceccarelli, P.S., Adriano, E.A., Tavares, L.E., 2017. A new species of *Argulus* (Crustacea, Branchiura, Argulidae) from the skin of catfish, with new records of branchiurans from wild fish in the Brazilian Pantanal wetland. *Zootaxa*. 4320(3), 447-469.
- Alcántara, F., Chu-Koo, F., Rodriguez, L., Chávez, C., Bernuy, A., Barbarán, T., Tello, S., Nuñez, J., 2008. Primer reporte de parasitismo de *Brachyplatystomatigrinum* por *Arguluspestifer*, em acuicultura. *Folia Amazônica*. 17, 99-102.
- Alcántara, N.M., Tavares-Dias, M., 2015. Structure of the parasites communities in two Erythrinidae fish from Amazon River system (Brazil). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 24(2), 183-190.
- Alves, D.R., Luque, J.L., Paraguassu, A.L., 2000. Ectoparasitas da tilápia nilótica *Oreochromis niloticus* (Osteichthyes: Cichlidae) da estação de piscicultura da UFRJ. *Revista Universidade Rural Ciências e Vida*. 22, 81-85.
- Araújo, C.S.O., Gomes, A.L., Tavares-Dias, M., Andrade, S.M.S., Belem-Costa, A., Borges, J.T., Queiroz, M.N., Barbosa, M., 2009a. Parasitic infections in pirarucu fry, *Arapaima gigas* Schinz, 1822 (Arapaimatidae) kept in a semi-intensive fish farm in Central Amazon, Brazil. *Veterinarski Arhiv*. 79(5), 499-507.
- Araújo, C.S.O.D., Barros, M.C., Gomes, A.L.D.S., Varella, A.M.B., Viana, G.D.M., Silva, N.P.D., Fraga, E.C., Andrade, S.M.S., 2009b. Parasitas de populações naturais

- e artificiais de tucunaré (*Cichla* spp.). Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária. 18(1), 34-38.
9. Arévalo, E.G., Morey, G.A.M., Malta, J. C.O., 2018. Parasitic fauna of *Prochilodus nigricans* (Prochilodontidae) from Brazilian Amazon floodplain lakes. Biota Amazônia. 8(1), 19-21.
 10. Azevedo, R.K.D., Abdallah, V.D., Silva, R.J.D., Azevedo, T.M., Martins, M.L., Luque, J.L., 2012. Expanded description of *Lamproglanemonodi* (Copepoda: Lernaeidae), parasitizing native and introduced fishes in Brazil. Rev. Brasil. Parasitol. Vet. 21(3), 263-269.
 11. Azevedo, T.M.P., Martins, M.L., Bozzo, F.R., Moraes, F.R., 2006. Haematological and gills response in parasitized tilapia from valley of Tijucas River, SC. Brazil. ScientiaAgricola. 63, 115-120.
 12. Bastos, P.A.M.B., Clemente, S.C.S., Lima, F.C., 1996. Aspectos anatomopatológicos da parasitose por *Lernaeacyprinacea* (L.). (Crustacea: Copepoda) em tambaqui (*Colossoma macropomum* Cuvier, 1818). Revista Brasileira de Ciência Veterinária. 3, 15-21.
 13. Békési, L., 1997. Evaluation of data on ichthyopathological analyses in Brazilian Northeast. Ciência e Cultura. 44(6), 400-403.
 14. Benetton, M.L.F.N., Malta, J.C.O., 1999. Morfologia dos estágios de náuplios e copepodito de *Perulernaeagamitanae* Thatcher e Paredes, 1985 (crustácea: cyclopoida: lernaeidae), parasita do tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) (Osteichthyes: Characidae), cultivados em laboratório. Acta Amazonica. 29(1), 97-121.
 15. Bernardino, M.G.S., Silva, E.G., Bezerra, T.I.C., Lucena, R.B., Satake F., 2016. Avaliação ectoparasitológica, hematológica e histopatológica de traíras *Hoplias malabaricus* Bloch, 1794, provenientes de açudes localizados no município de Sumé, estado da Paraíba. Pesq. Vet. Brasil. 36(7), 581-586.
 16. Bittencourt, L.S., Pinheiro, D.A., Cárdenas, M.Q., Fernandes, B.M., Tavares-Dias, M., 2014. Parasites of native Cichlidae populations and invasive *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) in tributary of Amazonas River (Brazil). Rev. Bras. Parasitol. Vet. 23(1), 44-54.
 17. Boeger, W. A., 1999. Lerneae: biologia e prevenção. Panorama da Aquicultura, 9(57), 32-36.
 18. Borges, W.F., Santos, G.G., Oliveira, M.S.B.D., Tavares-Dias, M., 2019. Parasites in gills of *Aequidenstetramerus*, Cichlid from the lower Jari River, a tributary of the Amazon River, Northern Brazil. Boletim do Instituto de Pesca. 45(1), e.485.
 19. Boxshall, G., Hayes, P., 2019. Biodiversity and taxonomy of the parasitic Crustacea, in: Smit, N., Bruce, N., Hadfield, K. (Eds.), Parasitic Crustacea. Springer, Cham, pp. 73-134. http://dx.doi.org/10.1007/978-3-030-17385-2_3.
 20. Boxshall, G.A., Montú, M.A. Schwarzbald, A., 1997. A new species of *Lernaea* L. (Copepoda: Cyclopoida) from Brazil, with notes on its ontogeny. Systematic Parasitology. 37, 195-205.
 21. Cardoso, A.C.F., Oliveira, M.S.B., Neves, L.R., Tavares-Dias, M., 2017. Metazoan fauna parasitizing *Peckoltia braueri* and *Pterygoplichthys pardalis* (Loricariidae) catfishes from the northeastern Brazilian Amazon. Acta Amazonica. 47(2), 147-154.
 22. Cardoso, S.U., Pazdiora, B.R.C.N., Pazdiora, R.D., Oliveira, L.D.S.C., Takemoto, R.M., Souza, R.H.B., 2020. Avaliação *in vitro* de quimioterápicos e fitoterápicos no controle de *Argulus* sp. Brazilian Journal of Development. 6(2), 5797-5808.
 23. Capart, A., 1944. Notes sur les copépodes parasites. III. Copépodes parasites des poissons d'eau douce du Congo Belge. Bull. Musée Royal d'Histoire Nat. Belgique. 20, 1-24.
 24. Carvalho, L.N., Arruda, R., Del-Claro, K., 2004. Host-parasite interactions between the piranha *Pygocentrus nattereri* (Characiformes: Characidae) and isopods and branchiurans (Crustacea) in the Rio Araguaia basin, Brazil. Neotropical Ichthyology. 2(2), 93-98.
 25. Carvalho, L.N., Del-Claro, K., Takemoto, R.M., 2003. Host-parasite interaction between branchiurans (Crustacea: Argulidae) and piranhas (Osteichthyes: Serrasalminae) in the Pantanal wetland of Brazil. Environmental Biology of Fishes. 67, 289-296.
 26. Ceccarelli, P.S., 1988. Susceptibilidade à infestação de *Lernaea* (Copepoda: Lernaeidae) Linnaeus em diferentes espécies de peixes cultivados no CEPTA e testes de infestação no pacu *Piaractus mesopotamicus* em laboratório. Bol. Téc. Cepta. 1(2), 31-35.
 27. Ceccarelli, P.S., Figueira, L.B., Ferraz de Lima, C.L.B., Oliveira, C.A., 1990. Observações sobre a ocorrência de parasitos no CEPTA entre 1983 e

1990. Bol. Téc. Cepta. 3, 43-54.
28. Corrêa, L.L., Oliveira, M.S.B., Prestes, L., Tavares-Dias, M., 2016a. First record in Brazil of *Epistylis* sp. (Ciliophora) adhered to *Argulus* sp. (Argulidae), a parasite of *Hopliasaimara* (Eirithrinidae). Natural Resources. 7, 331-336.
29. Corrêa, L.L., Tavares-Dias, M., Ceccarelli, P.S., Adriano, E.A., 2016b. Hematological alterations in *Astyanax altiparanae* (Characidae) caused by *Lernaeacyprinacea* (Copepoda: Lernaeidae). Diseases of Aquatic Organisms. 120, 77-81.
30. Costello, M., 2009. The global economic cost of sea lice to the salmonid farming industry. Journal of Fish Diseases. 32(1), 115-118.
31. Covich, A.P., Thorp, J.H., Christopher Rogers, D., 2010. Introduction to the Subphylum Crustacea. in: Thorp, J.H. and Christopher Rogers, D. (Eds.), Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates, Academic Press, pp. 695-723.
32. De Zoysa, M., Ryu, S.Y., Kim, H.C., Park, B.K., 2017. A scanning electron microscopic study of *Argulus japonicus* (Crustacea: Branchiura) isolated from goldfish (*Carassius auratus*) in Korea. Pakistan Journal of Zoology. 49(2), 727-732.
33. Delgado, P.M., Mathews, J.P., Arenas, J.V., Orbe, R.I., 2011. Infestación masiva por *Perulernaeagamitanae* (Crustacea: Cyclopoida: Lernaeidae) en juveniles de gamitana, cultivados en la Amazonia peruana. Veterinaria México. 42(1), 59-64.
34. Devashish, K., 2016. Crustacean Parasite, in: Devashish K., (Ed.), Epizootic ulcerative fish disease syndrome. Academic Press, Massachusetts, pp. 709-755.
35. Dias, M.K.R., Tavares-Dias, M., 2015. Seasonality affects the parasitism levels in two fish species in the eastern Amazon region. J. Appl. Ichthyol. 31, 1049-1055.
36. Dias, M.K.R., Neves, L.R., Marinho, R.G.B., Tavares-Dias, M., 2015. Parasitic infection in tambaqui from eight fish farm in northern Brazil. Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia. 67(4), 1070-1076.
37. Duarte, R., Almeida-Berto, M.D.F.C.D., Calvario, C. F., Santos-Clapp, M.D.D., Brasil-Sato, M.D.C., 2020. *Argulus elongatus* (Branchiura, Argulidae) in fish in the upper São Francisco River, Brazil. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária. 29(2), e016119.
38. Düpont, A., Lobo, E.A., 2011. First record of the occurrence of *Lernaeacyprinacea* (Linnaeus, 1758) on *Astyanax fasciatus* (Cuvier, 1819), Pardinho River, RS, Brazil. Caderno de Pesquisa, Série Biologia. 23, 20-25.
39. Eiras, J.C., Velloso, A.L., Pereira, J., 2017. Parasitos de peixes marinhos da América do Sul. <https://io.furg.br/images/PARASITOS-PEIXES-MARINHOS-AMERICA-SUL-EBOOK.pdf> (accessed 07 July 2020).
40. Fernandes, G.Q., Costa Pereira, M.A.V., Mattos-Júnior, D.G., Souza, G., 2006. Levantamento de parasitos em infrapopulação de *Brycon insignis* Steindachner, 1876 (Pisces, Characidae), criada na região norte fluminense, Rio de Janeiro, Brasil. Cienc. Anim. Bras. 7, 309-313.
41. Figueira, L.B., Ceccarelli, P.S., 1991. Observações sobre a presença de ectoparasitos em pisciculturas tropicais de interior (CEPTA e região). Boletim Técnico do CEPTA. 4(1), 57-65.
42. Fischer, C., Malta, J.C.O., Varella, A.M.B., 2003. A fauna de parasitos do tambaqui, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) (Characiformes: Characidae) do médio Rio Solimões (AM) e do baixo Rio Amazonas (PA) e seu potencial como indicadores biológicos. Acta Amazonica. 33(4), 651-662.
43. Fontana, M., Takemoto, R.M., Malta, J.C.O., Mateus, L.A.D.F., 2012. Parasitism by argulids (Crustacea: Branchiura) in piranhas (Osteichthyes: Serrasalminidae) captured in the Caiçarabays, upper Paraguay River, Pantanal, Mato Grosso State, Brazil. Neotropical Ichthyology. 10(3), 653-659.
44. Fortes, E., Hoffmann, R.P., Scariot, J., 1998. *Lernaeacyprinacea* Linnaeus, 1758 (Crustacea, Copepoda) parasitando peixes de água doce da grande Porto Alegre, RS, Brasil. Revista Brasileira de Medicina Veterinária. 20(2), 64-65.
45. Fujimoto, R.Y., Hide, D.M.V., Paixão, P.E.G., Abe, H.A., Dias, J.A.R., Sousa, N.C., Couto, M.V.S., Silva, R.V.B., Madi, R.R., Benavides, M.V., Ishikawa, M.M., Chagas, E.C., Boinjik, C.L., Dompieri, M.H.G., Pereira, A.M.L., Maciel, P.O., 2019. Fauna parasitária e relação parasito-hospedeiro de tambaquis criados na região do Baixo São Francisco, nordeste do Brasil. Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia, 71(2), 563-570.

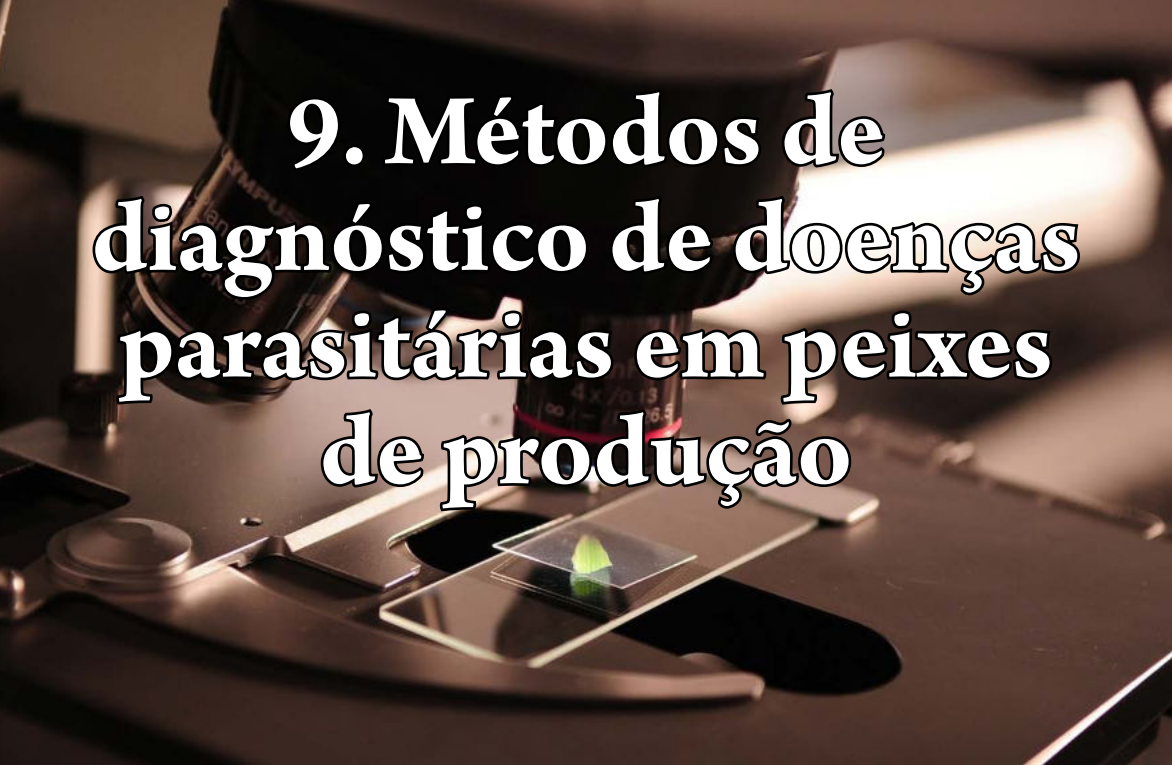
46. Furtado, W.E., Cardoso, L., Figueredo, A.B., Marchiori, N.C., Martins, M.L., 2019. Histological and hematological alterations of silver catfish *Rhamdia quelen* highly parasitized by *Lernaeacyprinacea*. *Diseases of Aquatic Organisms*. 135, 157–168.
47. Gabrielli, M.A., Orsi, M.L., 2000. Dispersion of *Lernaeacyprinacea* (Linnaeus) (Crustacea, Copepoda) in the north area of the Paraná state, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. 17, 395–399.
48. Gallo, M., Silva, A.S., Monteiro, S.G., 2007. Parasitismo por *Lernaeacyprinacea* em *Astyanax bimaculatus* provenientes de um açude no município de Antônio Prado, Rio Grande do Sul. *Acta Scientia Veterinaria*. 35, 209–212.
49. Gama, C.S., Vieira, I.M., Silva Júnior, A.C., Tavares-Dias, M., Ferreira Sobrinho, A., 2015. *Argulus juparanensis* (Branchiura) em raias *Potamotrygon* spp. (Potamotrygonidae) na foz do rio Amazonas (Brasil). *Biota Amazônia*. 5(2), 134–136.
50. Garcia, D.A.Z., Orsi, M.L., Silva-Souza, A.T., 2019. From Africa to Brazil: detection of African *Oreochromis niloticus* parasites in Brazilian fish farms. *Acta Limnológica. Brasil*. 31, e202.
51. Ghiraldelli, L., Martins, M.L., Jerônimo, G.T., Yamashita, M.M., Adamante, W.B., 2006a. Ectoparasites communities from *Oreochromis niloticus* cultivated in the State of Santa Catarina, Brazil. *Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*. 1, 181–190.
52. Ghiraldelli, L., Martins, M.L., Yamashita, M.M., Jerônimo, G.T., 2006b. Ectoparasites influence on the hematological parameters of Nile tilapia and carp cultured in the State of Santa Catarina, Brazil. *Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*. 1, 270–276.
53. Godoi, M.M.I.M., Engracia, V., Lizama, M.L.A.P., Takemoto, R.M., 2012. Parasite-host relationship between the tambaqui (*Colossoma macropomum* Cuvier 1818) and ectoparasites, collected from fish farms in the city of Rolim de Moura, State of Rondônia, Western Amazon, Brazil. *Acta Amazonica*. 42, 515–524.
54. Gomes, A.L.S., Malta, J.C.O., 2002. Postura, desenvolvimento e eclosão dos ovos de *Dolopscarvalhoi* Lemos de Castro (Crustacea, Branchiura) em laboratório parasita de peixes da Amazônia Central. *Revista Bras. Zool.* 19, 141–149.
55. Gonçalves, R. A., Oliveira, M. S. B., Neves, L. R., Tavares-Dias, M., 2016. Seasonal pattern in parasite infracommunities of *Hoplerythrinus unitaeniatus* and *Hoplias malabaricus* (Actinopterygii: Erythrinidae) from the Brazilian Amazon. *Acta Parasitologica*. 61(1), 119–129.
56. Hoshino, É.M., Tavares-Dias, M., 2019. Interannual and seasonal variation in protozoan and metazoan parasite communities of *Hemibrycon urinamensis*, a characid fish inhabiting the Brazilian Amazon. *Acta Parasitologica*. 64(3), 479–488.
57. Hoshino, M.D.F.G., Hoshino, É.M., Tavares-Dias, M., 2014. First study on parasites of *Hemibrycon urinamensis* (Characidae), a host from the eastern Amazon region. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 23(3), 343–347.
58. Hoshino, M.D.F.G., Tavares-Dias, M., 2014. Ecology of parasites of *Metynnis lippincottianus* (Characiformes: Serrasalminae) from the eastern Amazon region, Macapá, State of Amapá, Brazil. *Acta Scientiarum, Biological Sciences*. 36(2), 249–255.
59. Jerônimo, G.T., Gonçalves, E.L.T., Bampi, D., Paseto, A., Pádua, S.B., Ishikawa, M.M., Martins, M.L., 2013. Microhabitat of monogenea and copepods of *Lernaeacyprinacea* on the gills of four Brazilian freshwater fish. *Neotropical Helminthology*. 7, 65–74.
60. Johnson, S.C., Bravo, S., Nagasawa, K., Kabata, Z., Hwang, J., Ho, J., Shih, C.T., 2004. A review of the impact of parasitic copepods on marine aquaculture. *Zoological studies*. 43(2), 229–243.
61. Lester, R.J.G., Hayward, C.J., 2006. Phylum Arthropoda. in: Woo, P.T.K (Ed), *Fish diseases and disorders vol 1: Protozoan and Metazoan infections*, 2nd edition. CAB international, London. pp. 466–565.
62. Lizama, M.A.P., Takemoto, R.M., Ranzani-Paiva, M.J.T., Ayroza, L.M.S., Pavanelli, G.C., 2007. Relação parasito-hospedeiro em peixes de piscicultura da região de Assis, estado de São Paulo. Brasil. 1. *Oreochromis niloticus* (Linnaeus 1957). *Acta Scientiarum, Biological Sciences*. 29, 223–231.
63. Luque, J.L., Pavanelli, G., Vieira, F., Takemoto, R., Eiras, J., 2013. Checklist of Crustacea parasitizing fishes from Brazil. *Check List*. 9(6), 1449–1470.
64. Mabilia, G.M., Souza, G., Maria, S., Oberst, E.R.,

2008. Efeito do banho de imersão de diflubenzuron no sêmen do jundiá *Rhamdia quelen* parasitado por *Lernaeacyprinacea*. Semina Cien. Agrar. 29,661-665.
65. Magalhães, A.L.B., 2006. First record of lernaosis in a native fish species from a natural environment in Minas Gerais state, Brazil. Panamjas. 1(1), 8-10.
66. Malta, J.C.O., 1982. Os argulídeos (Crustacea: Branchiura) da Amazônia brasileira, 2. Aspectos da Ecologia de *Dolopsgeayi* Bouvier, 1897 e *Argulusjuparanaensis* Castro, 1950. Acta Amazonica. 12(4), 701-705.
67. Malta, J.C.O., 1984. Os peixes de um lago de várzea da Amazônia Central (Lago Janauacá, Rio Solimões) e suas relações com os crustáceos ectoparasitas (Branchiura: Argulidae). Acta Amazonica. 14(3-4), 355-372.
68. Malta, J.C.O., Santos-Silva, E.N., 1986. *Argulusamazonicus* n. sp., crustáceo parasito de peixes da Amazônia brasileira (Branchiura: Argulidae). Amazoniana, Limnologia et Oecologia Regionalis Systemati Fluminis Amazonas. 9(4), 485-492.
69. Malta, J.C.O., Varela, A., 1983. Os argulídeos (Crustacea: Branchiura) da Amazônia brasileira. 3. Aspectos da ecologia de *Dolopsstriata* Bouvier, 1899 e *Dolopscarvalhoi* Castro, 1949. Acta Amazonica. 13(2), 299-306.
70. Malta, J.C.O., Varella, A.M.B., 2000. *Arguluschicomendesi* sp. n. (Crustacea: Argulidae) parasita de peixes da Amazônia brasileira. Acta Amazonica. 30(1), 481-498.
71. Martins, M.L., Azevedo, T.M.P., Ghiraldelli, L., Bernardi, N., 2010. Can the parasitic on Nile tilapia be affected by different production systems? Anais da Academia Brasileira de Ciências. 82, 493-500.
72. Martins, M.L., Moraes, F.R., Fujimoto, R.Y., Onaka, E.M., Nomura, D.T., Silva, C.A.H., Schalch, S.H.C., 2000. Parasitic infections in cultivated freshwater fishes: a survey of diagnosticated cases from 1993 to 1998. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária. 9, 23-28.
73. Martins, M.L., Onaka, E.M., Moraes, F.R., Bozzo, F.R., Faro, A.M., Paiva, C., Gonçalves, A., 2002. Recent studies on parasitic infections of freshwater cultivated fish in the state of São Paulo, Brazil. Acta Scientiarum. 24, 981-985.
74. Martins, M.L., Romero, N.G., 1996. Efectos del parasitismo sobre el tejedillo branquial em peces cultivados: estudio parasitologico e histopatologico. Revista Brasileira de Zoologia. 13(2), 489-500.
75. Medeiros, E.S., Malchik, L., 1999. The effects of hydrological disturbance on the intensity of infestation of *Lernaeacyprinacea* in an intermittent stream fish community. The Journal of Arid Environments. 43, 351-356.
76. Möller, O.S., 2009. Branchiura (Crustacea) - survey of historical literature and taxonomy. Arthropod Systematics & Phylogeny. 67(1), 41-55.
77. Möller, O.S., 2012. *Argulus foliaceus*, in: Woo, P.T.K., Buchmann, K. (Eds.), Fish Parasites Pathobiology and Protection. CAB international, London, pp. 327-336.
78. Moraes, A.M., Varela, A.M.B., Malta, J.C.O., 2011. *Perulernaeagamitanae* (Crustacea: Lernaeidae) parasitizing *Colossoma macropomum* (Osteichthyes: Serrasalminae) raised in captivity in the Brazilian Amazon. Biologi Geral e Experimental. 11(1), 23-28.
79. Morey, G.A.M., Arellano, H.S., 2019. Infestation of *Dolopsideoidalis* (Branchiura: Argulidae) on *Pseudoplatystomapunctifer* (Castelnau, 1855) (Siluriformes: Pimelodidae) from a fish pond in the Peruvian Amazon. Aquaculture. 500, 414-416.
80. Morey, G.A.M., Malta, J.C.O., 2016. Metazoários parasitas das narinas do tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) (Characiformes: Characidae) coletadas em lagos de várzea da Amazônia Central, Brasil. Folia Amazonica. 25, 71-76.
81. Neves, L.R., Pereira, F.B., Tavares-Dias, M., Luque, J.L., 2013. Seasonal influence on the parasite fauna of a wild population of *Astronotus ocellatus* (Perciformes: Cichlidae) from the Brazilian Amazon. The Journal of Parasitology. 99(4), 718-721.
82. Neves, L.R., Tavares-Dias, M., 2019. Low levels of crustacean parasite infestation in fish species from the Matapi River in the state of Amapá, Brazil. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária. 28(3), 493-498.
83. Noga, E.J., 2010. Fish disease: diagnosis and treatment. Iowa State University Press, Iowa.
84. Noor, A.I.E., Azza, E.D., Hassan, H.M., Mahmoud, A.E., 2013. Studies on *Lernaesis* affecting cul-

- tured golden fish (*Carassius auratus*) and trail for its treatment in earthen ponds at Kafr El-Sheikh Governorate, Egypt. *Global Veterinaria*. 11(5), 521-527.
85. Oliveira, M.S.B., Corrêa, L.L., Ferreira, D.O., Neves, L.R., Tavares-Dias, M., 2016a. Records of new localities and hosts for crustacean parasites in fish from the eastern Amazon in northern Brazil. *Journal of Parasitic Diseases*. 41(2), 565-570.
86. Oliveira, M.S.B., Corrêa, L.L., Gonçalves, R.A., Neves, L.R., Prestes, L., Ferreira, D.O., Tavares-Dias, M., 2019. New records of crustaceans infesting *Phractocephalus hemiliopterus* (Siluriformes: Pimelodidae), the large catfish from the Amazon. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 90, e901969.
87. Oliveira, M.S.B., Gonçalves, R.A., Tavares-Dias, M., 2016b. Community of parasites in *Triporthus curtus* and *Triporthus angulatus* (Characidae) from a tributary of the Amazon River system (Brazil). *Studies on Neotropical Fauna and Environment*. 51(1), 29-36.
88. Oliveira, M.S.B., Tavares-Dias, M., 2016. Communities of parasite metazoans in *Piaractus brachipomus* (Pisces, Serrasalminidae) in the lower Amazon River (Brazil). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 25(2), 151-157.
89. Pagliarini, C.D., Franceschini, L., Ribeiro, C.D.S., Delariva, R.L., Amorim, J.P.D.A., Ramos, I.P., 2019. *Dolops carvalhoi* as a vector of *Epistylis* sp. between cultivated and wild specimens of *Oreochromis niloticus* in Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 28(2), 325-329.
90. Pala, G., 2016. Estudo ecológico e patológico de comunidades parasitárias infestando tilápias-do-nilo criadas em tanques-rede. Dissertação de Mestrado. Centro de Aquicultura da Unesp (Caunesp), Programa de Pós-Graduação em Aquicultura. 90p.
91. Pala, G., Farias, T.H.V., Alves, L.D.O., Pilarski, F., Hoppe, E.G.L., 2018. Association of *Epistylis* spp. (Ciliophora: Peritrichia) with parasitic crustaceans in farmed piava *Megaleporinus obtusidens* (Characiformes: Anostomidae). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 27(3), 348-353.
92. Parida, S., Mohapatra, A., Mohanty, J., Sahoo, P.K., 2017. *Labeorhita* and *Argulus siamensis* infection: Host size, local inflammatory reaction and immunity modulate ectoparasite load on fish. *Aquaculture Research*. 49, 757-766.
93. Pavanelli, G.C., Eiras, J.C., Takemoto, R.M., 2008. *Doenças de Peixes: Profilaxia, Diagnóstico e Tratamento*, three ed. Eduem, Maringá, Brasil.
94. Pazdiora, B.R.C.N., Souza, R.H.B., Medeiros, S.P., Oliveira, W.I. Silva, E.E., Holanda, N.G.M., 2020. Avaliação do desenvolvimento do ciclo de vida do parasito *Perulernaeagamitanae* em condições de cultivo *in vitro* e *in vivo*. *The Brazilian Journal of Development*. 6(2), 8907-892.
95. Pereira, J.N., Morey, G.A.M., Malta, J.C.O., 2017. First record of *Dolops striata* (Branchiura: Argulidae) on *Arapaima gigas* from a fish farm in state of Pará, Brazil. *Folia Amazônica*. 26(2), 205-208.
96. Pereira, S.L.A., 2001. Acompanhamento da fauna parasitária do tambaqui, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818), em repovoamento de lagos de várzea da Amazônia Central. Dissertação de Mestrado. Universidade do Amazonas/Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (UA/INPA), Programa de Pós-Graduação em Biologia Tropical e Recursos Naturais. 75p.
97. Pizzolatti, I.A., 2000. *Lernaeacyprinae* controle e prevenção em pisciculturas de águas interiores. Monografia Pós-Graduação Universidade do Estado de Santa Catarina.
98. Plumb, J.A., 1997. Infectious diseases of striped bass, in: Harrell, R.M. (Ed.), *Striped bass and other morone culture*. Elsevier, Rio de Janeiro, pp. 271-313.
99. Ranzani-Paiva, M.J., Vieira, A.L., Ishikawa, C.M., 1989. Análise dos constituintes do plasma sanguíneo da carpa, *Cyprinus carpio*, infestada por *Argulus* sp. *Boletim do Instituto de Pesca*. 16(1), 117-121.
100. Rocha, M.J.S., Jerônimo, G.T., Costa, O.T.F.D., Malta, J.C.O., Martins, M.L., Maciel, P.O., Chagas, E.C., 2018. Changes in hematological and biochemical parameters of tambaqui (*Colossoma macropomum*) parasitized by metazoan species. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 27(4), 488-494.
101. Sahoo, P.K., Mohanty, J., Garnayak, S.K., Mohanty, B.R., Kar, B., Prasanth, H., Jena, J.K., 2013. Estimation of loss due to argulosis in carp culture ponds in India. *Indian Journal of Fisheries*. 60(2), 99-102.
102. Saurabh, S., Sahoo, P.K., 2010. Non-specific immune responses of the Indian major carp *Labeorhita* Hamilton to infestation by the

- freshwater fish louse *Argulus siamensis* (Wilson). Indian Journal of Fisheries. 57(2), 45-53.
103. Schalch, S.H.C., Andrade Belo, M.A., Soares, V.E., Moraes, J.R.E., Moraes, F.R., 2005. Eficácia do diflubenzuron no controle de *Dolops carvalhoi* (Crustacea: Branchiura) em jovens pacus *Piaractus mesopotamicus* (Osteichthyes: Characidae) naturalmente infectados. Acta Scientiarum, Animal. 27(2), 297-302.
 104. Schalch, S.H.C., Moraes, F.R., 2005. Distribuição sazonal de parasitos branquiais em diferentes espécies de peixes em pesque-pague do município de Guariba-SP, Brasil. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária. 14, 141-146.
 105. Schalch, S.H.C., Moraes, F.R., Moraes, F.R., 2006. Fauna parasitária de peixes oriundos de “pesque-pague” do município de Guariba, São Paulo, Brasil. Acta Scientiarum. 28, 291-297.
 106. Shields, R.J., Goode, R.P., 1978. Host rejection of *Lernaeacyprinaea* L. (Copepoda). Crustaceana. 35(3), 301-307.
 107. Silva, N.M.M., 1980. *Argulus spinulosus* sp. n. (Branchiura, Argulidae), em peixes de água doce do Rio Grande do Sul, Brasil. Iheringia, Série Zoologia. 56, 15-23.
 108. Silva, R.M., Tavares-Dias, M., Dias, M.W.R., Dias, M.K.R., Marinho, R.G.B., 2013. Parasitofauna no híbrido tambacu de piscicultura. Pesq. Agrop. Brasil. 48(8), 1049-1057.
 109. Silva-Souza, A.T., Abdallah, V.D., De Azevedo, R.K., Da Silva, F.A., Luque, J.L., 2011. Expanded description of *Dolops bidentata* (Bouvier, 1899) (Branchiura: Argulidae) based on specimens collected on *Pygocentrus nattereri* Kner, 1858 (Characiformes) from Poconé Wetland, MT, Brazil. Brazilian Journal of Biology. 71(1), 145-149.
 110. Silva-Souza, A.T., Almeida, S.C., Machado, P.M., 2000. Effect of the infestation by *Lernaeacyprinaea* Linnaeus, 1758 (Copepoda, Lernaeidae) on the leucocytes of *Schizodon nattereri* Garavito & Britski, 1990 (Osteichthyes, Anostomidae). Revista Brasileira de Biologia. 60, 217-220.
 111. Souza, A.K.S., Malta, J.C.O., 2018. A new species of branchiura parasite of *Arapaima gigas* Schinz, 1822 from Brazilian Amazon. Neotropical Helminthology. 12 (2), 187-193.
 112. Suárez-Morales, E., 2015. Class Maxillipoda, in: Thorp, J.H., Covich, A.P. (Eds.), Freshwater Invertebrates. Academic Press, Massachusetts, pp. 709-755.
 113. Tavares-Dias, M., Dias, M.K.R., Neves, L.R., Marinho, R.G.B., Pinheiro, D.A., 2015a. Parasitismo em tambatinga (*Colossoma macropomum* x *Piaractus brachyopomus*, Characidae) cultivados na Amazônia, Brasil. Acta Amazonica. 45(2), 231-238.
 114. Tavares-Dias, M., Dias-Júnior, M.B.F., Florentino, A.C., Silva, L.M.A., Cunha, A.C., 2015b. Distribution pattern of crustacean ectoparasites of freshwater fish from Brazil. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária. 24, 36-147.
 115. Tavares-Dias, M., Martins, M.L., 2017. An overall estimation of losses caused by diseases in the Brazilian fish farms. J. Parasit. Dis. 41(4), 913-918.
 116. Tavares-Dias, M., Martins, M.L., Kronka, S.D.N., 1999. Evaluation of the haematological parameters in *Piaractus mesopotamicus* Holmberg (Osteichthyes, Characidae) with *Argulus* sp. (Crustacea, Branchiura) infestation and treatment with organophosphate. Revista Brasileira de Zoologia. 16(2), 553-555.
 117. Tavares-Dias, M., Martins, M.L., Moraes, F.R., 2001a. Fauna parasitária de peixes oriundos de pesque-paguedo município de Franca, São Paulo, Brasil. I. Protozoários. Revista Brasileira de Zoologia. 18, 67-79.
 118. Tavares-Dias, M., Martins, M.L., Moraes, F.R., Kronka, S.N., 2000. Fator de condição e relação hepato e esplenossomática em teleósteos de água doce naturalmente parasitados. Acta Scientiarum. 22, 533-537.
 119. Tavares-Dias, M., Moraes, F.R., Martins, M.L., 2008. Hematological assessment in four Brazilian teleost fish with parasitic infections, collected in feefishing from Franca, São Paulo, Brazil. Boletim do Instituto de Pesca. 34, 189-196.
 120. Tavares-Dias, M., Moraes, F.R., Martins, M.L., Kronka, S.N., 2001b. Fauna parasitária de peixes oriundos de “pesque-pagues” do município de Franca, São Paulo, Brasil. II. Metazoários. Revista Brasileira de Zoologia. 18, 81-95.
 121. Tavares-Dias, M., Moraes, F.R., Onaka, E.M., Rezende, P.C.B., 2007. Changes in blood pa-

- rameters of hybrid tambacufsh parasitized by *Dolopscarvalhoi* (Crustacea, Branchiura), a fish louse. *Veterinarski Arhiv*. 77(4), 355-363.
122. Tavares-Dias, M., Neves, L.R., 2017. Diversity of parasites in wild *Astronotus ocellatus* (Perciformes, Cichlidae), an ornamental and food fish in Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 89, 2305-2315.
 123. Tavares-Dias, M., Oliveira, M., Gonçalves, R., Silva, L., 2014. Ecology and seasonal variation of parasites in wild *Aequidens tetramerus*, a Cichlidae from the Amazon. *Acta Parasitologica*. 59(1), 158-164.
 124. Tavares-Dias, M., Oliveira, M.S.B., 2017. Structure of parasites community in *Chaetobranchopsis orbicularis* (Cichlidae), a host from the Amazon River system in northern Brazil. *Parasitology Research*. 116, 2313-2319.
 125. Tavares-Dias, M., Santos, E.F., Dias, M.K.R., Marinho, R.G.B., Ono, E.A., 2011. *Perulernaeagamitanae* (Copepoda: Lernaecidae) parasitizing tambaqui (*Colossoma macropomum*) (Characidae) and the hybrids tambacu and tambatinga, cultured in northern Brasil. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootécnica*. 63(4), 988-995.
 126. Thatcher, V.E., 2006. Amazon fish parasites. Pensoft, Moscow.
 127. Thatcher, V.E., Paredes, V.A., 1985. Parasitic copepod *Perulernaeagamitanae* gen. et sp. Nov. (Cyclopoda: Lernaecidae) from the nasal fossae of a Peruvian Amazon food fish. *Amazoniana*. 9, 169-175.
 128. Tufail, H., Qureshi, N.A., Khan, N., Iqbal, K.J., Khan, M.R., Maqbool, A., 2017. Prevalence and effects of *Lernaeacyprinacea* (anchor worm) on the growth, skin histopathology and hematology of *Catla catla*. *Iranian Journal of Fisheries Sci.* 16(1), 341-351.
 129. Valentim, M., Vargas, L., Moreira, H.M., Ribeiro, R.P., 2003. Comparação de protocolos para extração do DNA de *Lernaea* sp. (Copepoda: Cyclopoida). *Acta Scientiarum, Animal Sciences*. 25(2), 219-222.
 130. Vasconcelos, H.C.G., Sá-Oliveira, J.C., Salomão, D.D.C.O., Tavares-Dias, M., 2020. Crustacean parasites of *Leporinus affinis*, an Anostomidae fish from the Brazilian Amazon. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 29(2), e001820.
 131. Vasconcelos, H.C.G., Tavares-Dias, M., 2016. Host-parasite interaction between crustaceans of six fish species from the Brazilian Amazon. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*. 38(1), 113-123.



9. Métodos de diagnóstico de doenças parasitárias em peixes de produção

pixabay.com

Guilherme Campos Tavares^{1*}

¹Professor adjunto, médico veterinário, doutor, DMVP, Escola de Veterinária, UFMG

*Autor para correspondência: gctavares@vetufmg.edu.br

1. Introdução

O diagnóstico e a identificação de agentes parasitários em peixes podem ser realizados por meio da associação dos sinais clínicos com os achados laboratoriais, como raspados e avaliação microscópica, de forma a identificar as características morfológicas do parasito, bem como mediante o uso das técnicas de histopatologia e de biologia molecular.

O diagnóstico e a identificação de agentes parasitários em peixes podem ser realizados por meio da associação dos sinais clínicos com os achados laboratoriais, como raspados e avaliação microscópica ...

Devido a uma ampla gama de hospedeiros susceptíveis e sinais clínicos genéricos verificados nos casos de infestações e infecções em peixes, o diagnóstico em condições de campo (na própria piscicultura) e laboratorial é indispensável para a determinação do agente etiológico envolvido na doença. Contudo, outros fatores, como especificidade do hospedeiro, ambiente aquático (água doce ou marinho) e parâmetros de qualidade de

água, podem auxiliar na identificação do parasito (Bruno *et al.*, 2006), como relatado nos capítulos anteriores deste caderno técnico.

Dessa forma, o presente capítulo visa apresentar as principais metodologias utilizadas no exame parasitológico de animais doentes, possibilitando um diagnóstico mais acurado.

2. Como suspeitar de doenças parasitárias?

Independentemente do parasito envolvido no surto de doenças, os peixes parasitados podem demonstrar um comportamento anormal no ambiente aquático, como letargia, natação errática ou natação próxima à superfície da água e dificuldade respiratória, uma vez que a infestação parasitária pode causar redução da superfície para a troca gasosa no tecido branquial, que culmina em hiperventilação (Martins *et al.*, 2015). Outros animais podem apresentar áreas de descamação, erosões ou ulcerações de tegumento (Pádua *et al.*, 2011), que resultam em distúrbio osmorregulatórios, enquanto outros peixes podem apresentar caquexia e perda progressiva de peso (Valladão *et al.*, 2020), como consequência de alta carga parasitária no trato gastrointestinal.

Quando um pro-

dutor ou responsável técnico pela produção piscícola observa tais alterações nos animais, este deve considerar que há uma anormalidade em seu sistema de criação. Descartada a possibilidade de as manifestações clínicas estarem associadas às alterações ambientais, o produtor deve avaliar se a causa da enfermidade é originada por agentes infecciosos, pesquisando inicialmente por parasitos. Os peixes doentes devem ser, então, coletados e submetidos ao exame parasitológico. Esse exame pode ser realizado tanto em condições de campo como em laboratórios de diagnóstico. Os principais métodos utilizados para a detecção de parasitos estão listados na Tabela 1.

3. Realização do exame parasitológico na piscicultura

Após a coleta dos animais enfermos (vivos), estes devem ser inspecionados macroscopicamente (exame físico) em toda a sua superfície corporal para vi-

...[Os] animais enfermos (vivos), estes devem ser inspecionados ... (exame físico) em ... sua superfície corporal para ... ectoparasitas ... ou ... lesões sugestivas de dano epitelial ou branquial causado por protozoários...

sualização de crustáceos ectoparasitas (Araújo *et al.*, 2009) ou de lesões sugestivas de dano epitelial ou branquial causado por protozoários (Maceda-Veiga *et al.*, 2009), com o produção excessiva de muco, pontos brancos, palidez branquial, erosão de te-

Tabela 1. Métodos usados para o exame parasitológico e os principais parasitos identificados

Método de diagnóstico	Parasitos identificados	Local para exame	Referência
Inspeção macroscópica	Crustáceos: argulídeos e lerneídeos	Piscicultura / Laboratório	(Araújo et al., 2009; Dias et al., 2015)
Raspado de muco	Protozoários: flagelados e ciliados	Piscicultura* / Laboratório	(Valladão et al., 2014; Valladão et al., 2013)
Raspado e/ou biópsia de brânquia	Protozoários Monogenéticos Digenéticos Mixosporídeos	Piscicultura* / Laboratório	(Andrade et al., 2018; Leibowitz et al., 2019)
Avaliação do conteúdo intestinal	Nematódeos Acanthocefalos	Piscicultura / Laboratório	(Andrade-Porto et al., 2015; Seixas et al., 2020)
Esfregaço sanguíneo	<i>Trypanossoma</i> sp.	Piscicultura* / Laboratório	(Jesus et al., 2018)

*Para a realização desses métodos de diagnóstico a campo, é necessário que o profissional a executar tal tarefa tenha uma boa expertise e que possua um microscópio para análise do material a fresco.

gumento, áreas hemorrágicas e necrose tecidual (Martins et al., 2000; Pádua et al., 2013; Valladão et al., 2013).

Após a avaliação externa do animal, o profissional especialista pode realizar a coleta do muco de superfície e do muco branquial. Para tanto, os peixes devem ser submetidos à eutanásia por secção da medula espinhal, uma vez que o uso de sedativos ou anestésicos pode causar o desprendimento de ectoparasitos fracamente fixados no hospedeiro aquático, como ocorre com monogené-

ticos, enviesando o número de parasitos observados no raspado (Noga, 2013). O procedimento de eutanásia deve ser obrigatoriamente supervisionado ou executado por um médico veterinário, conforme preconizado pela Resolução CFMV nº 1000, de 11 de maio de 2012.

O muco é coletado por raspagem da pele e/ou das brânquias mediante o uso de uma lâmina de bisturi (lado oposto à lâmina), lâmina de vidro ou lamínula (sendo estes dois últimos mais seguros em condições à cam-

O procedimento de eutanásia deve ser obrigatoriamente supervisionado ou executado por um médico veterinário, conforme preconizado pela Resolução CFMV nº 1000, de 11 de maio de 2012.

po), através de um movimento no sentido craniocaudal (Figura 1A). O muco aderido à lâmina de bisturi é então transferido para uma lâmina de vidro. Uma gota de água é adicionada a essa lâmina para prevenir o ressecamento das amostras e permitir espalhamento do conteúdo (Figura 1B). Posteriormente, é adicionada uma lamínula por sobre o material, seguida por visualização em microscópio de luz, na objetiva de 10x, para a identificação do parasito (Figura 1C). Também se recomenda a avaliação da lâmina na objetiva de 40x, o que possibilita a identificação de alguns parasitos, de menor tamanho, incluindo os mixosporídeos.

Já para a biópsia de brânquias, após a eutanásia dos animais, fragmentos

... para a biópsia de brânquias, após a eutanásia dos animais, fragmentos da lamela primária são coletadas (Figura 2A) por meio de corte realizado com tesoura de ponta fina, após a abertura do opérculo. Esses fragmentos branquiais são transferidos para uma lâmina de vidro [com] uma gota de água, de forma a prevenir o ressecamento da amostra, [e] ... lamínula é colocada ...

da lamela primária são coletadas (Figura 2A) por meio de corte realizado com tesoura de ponta fina após a abertura do opérculo. Esses fragmentos branquiais são transferidos para uma lâmina de vidro coberta por uma gota de água, de forma a prevenir o ressecamento da amostra. Depois, uma lamínula é colocada por sobre o material (Figura 2B). Deve-se evitar o pressionamento excessivo da lamínula sobre a lamela branquial a fim

de preservar a arquitetura do tecido. A lâmina preparada é, então, encaminhada ao microscópio de luz para visualização do parasita, também nas objetivas de 10x e 40x, objetivando a identificação das características morfológicas do parasito (Figura 2C).

É possível a realização de coleta de

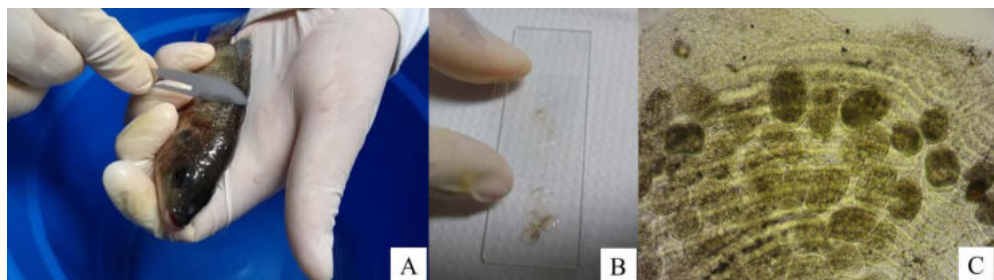


Figura 1. Procedimento de coleta de muco de superfície. Primeiramente se realiza a raspagem do tegumento no sentido craniocaudal (A). O material coletado será transferido para uma lâmina (B) e visualizado por microscopia (C). Fotos cedidas por Guilherme Campos Tavares, EV-UFMG, Minas Gerais.

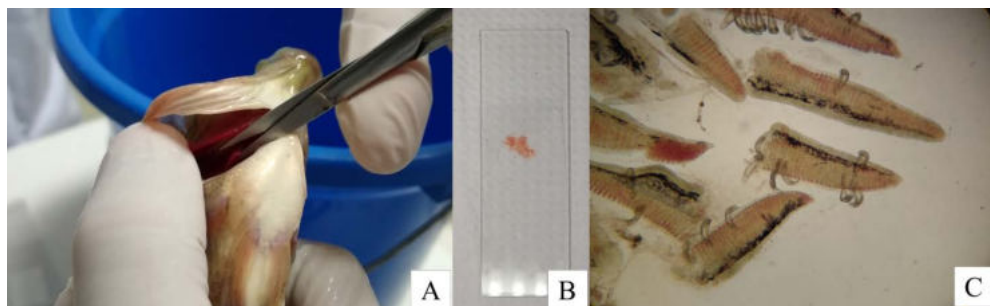


Figura 2. Procedimento de biópsia de brânquia. Coletam-se fragmentos do tecido branquial (A), que serão transferidos para uma lâmina (B) e visualizados por microscopia (C). Fotos cedidas por Guilherme Campos Tavares, EV-UFGM, Minas Gerais.

fezes dos animais por compressão da região ventral no sentido cranio-caudal (Figura 3A). O conteúdo fecal coletado pode ser espalhado em uma lâmina de vidro com uma gota de água, coberta com lamínula, e visualizado em microscópio de luz, de forma a possibilitar a visualização de ovos de parasitos (Figura

Outras metodologias de coleta de amostras também podem ser realizadas a campo, a fim de permitir uma posterior identificação de ecto e endoparasitos, como, por exemplo, lavagem nasal, remoção do globo ocular e fixação de peixes de pequeno porte (peixe inteiro). Para tais metodologias, há uma Circular Técnica (nº 39) da Embrapa Amapá.

3B) e helmintos.

Outras metodologias de coleta de amostras também podem ser realizadas a campo, a fim de permitir uma posterior identificação de ecto e endoparasitos, como, por exemplo, lavagem nasal, remoção do globo ocular e fixação de peixes de pequeno porte (peixe inteiro). Para tais

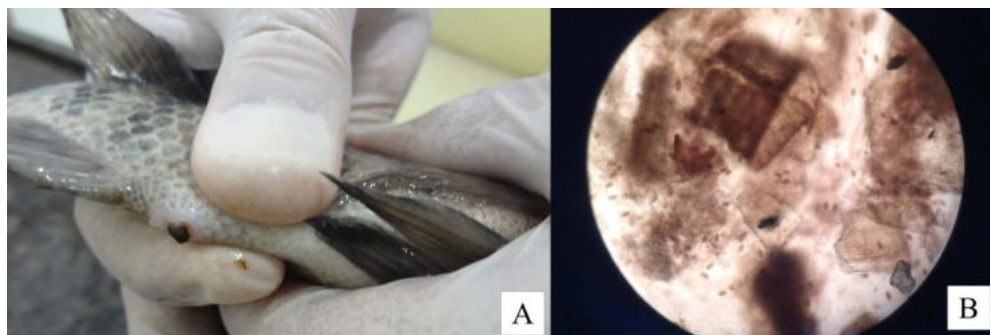


Figura 3. Procedimento de coleta de fezes. Pressiona-se a região ventral do peixe, no sentido cranio-caudal (A). As fezes coletadas são transferidas para uma lâmina de vidro e visualizadas por microscopia (B). Fotos cedidas por Guilherme Campos Tavares, EV-UFGM, Minas Gerais.

metodologias, há uma Circular Técnica (nº 39) da Embrapa Amapá (Jeronimo et al., 2011), na qual estão descritos, passo a passo, os procedimentos a serem seguidos.

4. Realização do exame parasitológico em laboratórios de diagnóstico

Quando não é possível realizar o exame parasitológico em condições de campo, os peixes doentes devem ser amostrados e enviados vivos para um laboratório de diagnóstico, para permitir a detecção do parasita, a visualização de alterações patológicas nos tecidos e a coleção dos parasitos para ensaios de caracterização morfológica e molecular (Leibowitz et al., 2019).

Para isso, os produtores devem colocar os peixes em sacos plásticos contendo uma coluna de água e duas colunas de oxigênio. Dependendo da distância, os peixes podem ser transportados somente nessas sacolas plásticas. Entretanto, se a distância for maior, é recomendável colocar esses sacos plásticos em caixas de isopor. O tempo de

transporte para animais vivos não deve exceder oito horas (Brasil, 2013).

No laboratório de diagnóstico, os peixes serão submetidos ao exame parasitológico por meio da avaliação microscópica de raspado de tegumento e biópsia de brânquias, como já descrito anteriormente. Contudo, lesões no tecido branquial podem ser observadas durante a avaliação microscópica (hiperplasia, hipertrofia de células epiteliais, fusões das lamelas secundárias ou primárias adjacentes, telangiectasia) associadas pela atividade de alimenta-

ção de tricotrídeos (Noga, 2013), pela movimentação de íctios (Christoffersen et al., 2017) ou adesão de dinoflagelados nos tecidos (Moreira et al., 2013).

Após avaliação de tegumento e brânquias, os peixes podem ser submetidos à coleta de sangue por venopunção da veia caudal (Figura 4A) ou por punção cardíaca. Com o sangue total coletado, realiza-se um esfregaço sanguíneo em uma lâmina de

vidro. Em seguida, essa lâmina é corada (Figura 4B) com panóptico rápido ou May Grünwald-Giemsa-Wright (Jesus et al., 2018). Após a coloração da lâmi-

Quando não é possível realizar o exame parasitológico em condições de campo, os peixes doentes devem ser amostrados e enviados vivos para um laboratório de diagnóstico, para permitir a detecção do parasita, a visualização de alterações patológicas nos tecidos e a coleção dos parasitos para ensaios de caracterização morfológica e molecular

na, a extensão sanguínea é visualizada em microscopia óptica, na objetiva de 100x, para a visualização de hemoparasitos (Figura 4C).

Após a realização dos procedimentos supramencionados, inicia-se a necropsia do animal a partir da abertura da cavidade celomática e da exposição dos órgãos. Para tanto, realiza-se uma incisão ventral com lâmina de bisturi ou tesoura, no sentido caudo-cranial, iniciando pela região anal. Em seguida, rebatem-se as paredes laterais

da cavidade celomática, formando uma abertura retangular, que permite

... inicia-se a necropsia ...[com a] ... abertura da cavidade celomática e da exposição dos órgãos. Para tanto, realiza-se uma incisão ventral com lâmina de bisturi ou tesoura, no sentido caudo-cranial, iniciando pela região anal.

Em seguida, rebatem-se as paredes laterais da cavidade celomática, formando uma abertura retangular, que permite uma melhor exposição dos órgãos internos. Tais procedimentos estão descritos com maiores detalhes e ilustrados na Circular Técnica da Embrapa Amapá.

uma melhor exposição dos órgãos internos. Tais procedimentos estão descritos com maiores detalhes e ilustrados na Circular Técnica da Embrapa Amapá (Jeronimo et al., 2011). A exposição dos órgãos possibilita a detecção de parasitos que possam estar aderidos ou encistados nas vísceras ou na musculatura dos peixes afetados, como pode ocorrer com nematódeos e digenéticos (Santos e Tonini, 2019; Dezfuli et al., 2016). Para a remoção de helmintos encistados, é necessária a rea-

lização de uma incisão no local afetado, usando uma lâmina de bisturi. Após a

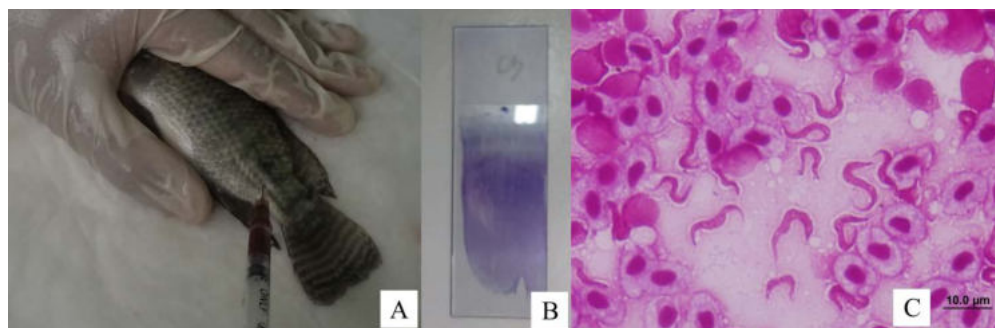


Figura 4. Procedimento de coleta de sangue. Amostras de sangue são coletadas por venopunção da veia caudal (A). Um esfregaço sanguíneo é realizado com o sangue coletado, depois corado (B) e visualizado por microscopia (C). Fotos cedidas por Rodrigo Yukihiro Gimbo, UNL, Amazonas, e Gabriela Tomás Jerônimo, UFAM, Amazonas.

abertura, o parasito pode ser removido com o auxílio de uma pinça, e, depois, a sua identificação morfológica pode ser conduzida em estereomicroscópio. A inspeção da cavidade celomática também possibilita a visualização de larvas de helmintos livres. Essas larvas podem ser coletadas e examinadas também no estereomicroscópio. Alguns estágios larvais de helmintos podem não ser detectados com a inspeção das vísceras e da musculatura, sendo necessária a condução de digestão artificial do tecido (Casti et al., 2017). Entretanto, as metodologias de detecção de parasitos a partir de filés de peixes foram discutidas em um volume anterior dos Cadernos Técnicos (nº 89) e, por isso, não serão descritas aqui.

O intestino é um órgão que merece destaque para a detecção de endoparasitos. Após a exposição das

O intestino é um órgão que merece destaque para a detecção de endoparasitos. Após a exposição das vísceras, o intestino deve ser removido inteiro e aberto longitudinalmente, com o uso de uma tesoura, para a exposição do lúmen. Nematoides ... e acantocéfalos ... podem ser visualizados nesse tecido, sendo possível estimar a carga parasitária (contagem do número de parasitos).

A identificação em ... microscopia pode ser realizada pela consulta à literatura científica [sobre] características morfológicas do [parasito] ...
... os capítulos anteriores deste volume dos Cadernos Técnicos contêm informações que podem subsidiar a identificação e a caracterização do agente etiológico ...

vísceras, o intestino deve ser removido inteiro e aberto longitudinalmente, com o uso de uma tesoura, para a exposição do lúmen. Nematoides (Andrade-Porto et al., 2015) e acantocéfalos (Seixas et al., 2020) podem ser visualizados nesse tecido, sendo possível estimar a carga parasitária (contagem do número de parasitos).

5. Diagnóstico morfológico

A identificação em termos de gênero ou espécie dos parasitos visualizados por microscopia pode ser realizada pela consulta à literatura científica disponível, observando-se as características morfológicas do agente parasitário detectado (Khalil et al., 2014). Portanto, os capítulos anteriores deste volume dos Cadernos Técnicos contêm informações que podem subsidiar a identificação e a caracterização do agente etiológico causador da doença nos peixes.

6. Identificação de parasitos por histologia e microscopia eletrônica

Entre os parasitos que causam doenças em peixes de produção, a identificação em termos de gênero ou espécie por meio da avaliação histológica ou da microscopia eletrônica tem sido conduzida para os protozoários. Existe um guia para identificação dos parasitos protozoários e metazoários mediante o uso de métodos histológicos na literatura científica, com acesso liberado (Bruno et al., 2006). Lá, há a recomendação de que o tecido branquial seja fixado usando-se solução salina de formol tamponado 10% ou outros fixativos alternativos, como a solução de Bouin. Em nossa experiência, a solução de Bouin tem mostrado melhores resultados. Após fixação, secções longitudinais da brânquia podem ser realizadas para avaliar a estrutura do tecido. Diferentes técnicas de coloração têm sido usadas para a identificação de parasitos em tecidos de peixes, sendo a coloração de hematoxilina e eosina (H&E) a mais comum. A impregnação por nitrato de prata e Giemsa têm sido empregadas para avaliação de características morfológicas que permi-

Microscopia eletrônica pode ser também utilizada para a identificação em alta magnitude, permitindo a visualização de características morfológicas de qualquer grupo de parasito, as alterações teciduais causadas por eles e a contagem do número de organismos nos tecidos afetados...

tem uma identificação específica, de inúmeros protozoários, como *Trichodina*, *Apiosoma* e *Epistylis* (Martins et al., 2015). Microscopia eletrônica pode ser também utilizada para a identificação em alta magnitude, permitindo a visualização de características morfológicas de qualquer grupo de parasito, as alterações teciduais causadas por eles e a contagem do nú-

mero de organismos nos tecidos afetados (Noor El Deen et al., 2018; Valladão et al., 2014a).

7. Identificação molecular

Diferentes metodologias de biologia molecular permitem a detecção de parasitos a partir de peixes doentes tanto pelo tecido amostrado como pelo isolamento do parasito (Sánchez et al., 2018). Ensaios de reação em cadeia da polimerase (PCR) para o diagnóstico de parasitos em peixes têm sido utilizados, tanto para detecção quanto para identificação. Iniciadores universais são usados para a amplificação de genes conservados, como 18S rRNA, seguido pelo sequenciamento dos amplicons (em tricodinídeos, por exemplo) e pela análise filogenética (Gruebl et al., 2002; Rokhmani et al., 2018; Tang

et al., 2013). Para essa técnica, é necessário o cultivo do parasita (no caso dos protozoários), para que não ocorra contaminação com células do hospedeiro (Ahmed, 2014), o que tornaria o resultado insatisfatório. Esse ensaio laboratorial também já foi utilizado para a identificação de mixosporídeos (Abdel-Baki et al., 2018), digenéticos (Lumb et al., 1993), nematódeos (Al Quraishy et al., 2019) e acantocéfalos (Cunha et al., 2020). Similarmente, para a identificação de espécies de *Ichthyobodo*, os genes SSU rRNA (*small subunit ribosomal RNA*) e ITS (*internal transcribed spacers*) são amplificados e sequenciados após obtenção dos trofontes, o que permite a distinção de vários isolados em diferentes espécies (Callahan et al., 2005). SSU rRNA também foi utilizado para diferenciar taxonomicamente espécies de tripanosomídeos em peixes (Gibson et al., 2005), enquanto o gene ITS foi usado para inferir a filogenia de espécies de *Gyrodactylus* (Matejusová et al., 2003). Por outro lado, também é possível realizar reações de PCR para a detecção dos parasitos usando iniciadores espécie-específicas, como para *Amyloodinium ocellatum* (Levy et al., 2007), *Philasterides dicentrarchi* (Sueiro et al., 2017), *Cryptocaryon irritans* (Chen et al., 2008), e *Ichthyophthirius multifiliis* (Fariya et al., 2016). Essas metodologias permitem, ainda, o diagnóstico direto a partir dos tecidos infectados, sem a necessidade do cultivo

do parasito ou a sua excisão do tecido, o que pode tornar o diagnóstico mais rápido e efetivo. Em adição, um método não letal de coleta de amostras (sangue) associado ao ensaio de PCR em tempo real (qPCR) possibilitou a detecção de DNA de *Neoechinorhynchus buttnerae* em tambaquis infectados (Cunha et al., 2020). A detecção de *Ichthyophthirius multifiliis* por qPCR em amostras de água já foi realizada (Howell et al., 2019), contudo não há estudos de detecção ou quantificação da presença de qualquer protozoário a partir de amostras de brânquias, usando essa metodologia.

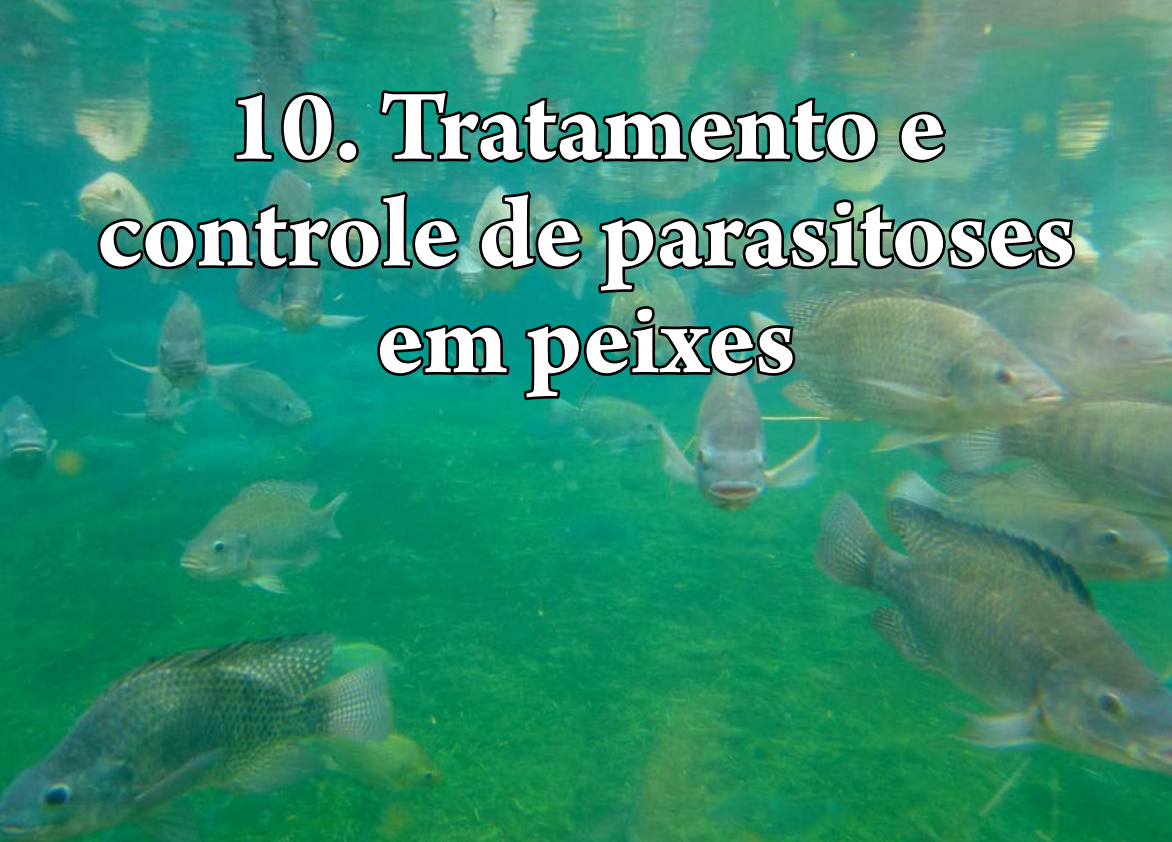
8. Referências bibliográficas

1. Abdel-Baki, A.-A.S., Al-Qahtani, H.A., Almalki, E., Al-Quraishy, S., Al Ghamdi, A., Mansour, L., 2018. Morphometric criteria and partial sequence of the 18S rRNA gene of *Ceratomyxa sultani* n. sp. from the gallbladder of *Upeneus marginatus* in the Arabian Gulf, with a note on its seasonal prevalence. Saudi J. Biol. Sci. 25, 597–603. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2017.12.001>
2. Ahmed, N.H., 2014. Cultivation of parasites. Trop. Parasitol. 4, 80–89. <https://doi.org/10.4103/2229-5070.138534>
3. Al Quraishy, S., Abdel-Gaber, R., Dkhil, M.A.M., 2019. First record of *Pseudoterranova decipiens* (Nematoda, Anisakidae) infecting the Red spot emperor *Lethrinus lentjan* in the Red Sea. Rev. Bras. Parasitol. Vet. 28, 625–631. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612019057>
4. Andrade-Porto, S.M., Cárdenas, M.Q., Martins, M.L., Oliveira, J.K.Q., Pereira, J.N., Araújo, C.S.O., Malta, J.C.O., 2015. First record of larvae of *Hysterothylacium* (Nematoda: Anisakidae) with zoonotic potential in the pirarucu *Arapaima gigas* (Osteichthyes: Arapaimidae) from South America. Brazilian J. Biol. 75, 790–795.
5. Andrade, J.I.A., Jerônimo, G.T., Nunez, C.V.,

- Santos, R.B., Araújo, J.K.O., Ruiz, M.L., Mourinho, J.L.P., Santos, V.N.C., Martins, M.L., 2018. Hematology and biochemistry of *Colossoma macropomum* co-infected with *Aeromonas hydrophila* and monogenean *Anacanthorus spathulatus* after treatment with seed extract of *Bixa orellana*. *Aquaculture* 495, 452–457. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.06.026>
6. Araújo, C.S.O., Gomes, A.L., Tavares-Dias, M., Andrade, S.M.S., Belem-Costa, A., Borges, J.T., Queiroz, M.N., Barbosa, M., 2009. Parasitic infections in pirarucu fry, *Arapaima gigas* Schinz, 1822 (Arapaimatidae) kept in a semi-intensive fish farm in Central Amazon, Brazil. *Vet. Arh.* 79, 499–507.
7. Brazil, 2013. Manual de coleta e remessa de amostras para diagnóstico de enfermidades de animais aquáticos na Rede Nacional de Laboratórios do Ministério da Pesca e Aquicultura - RENAQUA.
8. Bruno, D.W., Nowak, B., Elliott, D.G., 2006. Guide to the identification of fish protozoan and metazoan parasites in stained tissue sections. *Dis. Aquat. Organ.* 70, 1–36. <https://doi.org/10.3354/dao070001>
9. Callahan, H.A., Litaker, R.W., Noga, E.J., 2005. Genetic relationships among members of the *Ichthyobodo necator* complex: implications for the management of aquaculture stocks. *J. Fish Dis.* 28, 111–118. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.2004.00603.x>
10. Casti, D., Scarano, C., Piras, M.C., Merella, P., Muglia, S., Piras, F., Garippa, G., Spanu, C., De Santis, E.P.L., 2017. Occurrence of nematodes of the genus *Anisakis* in Mediterranean and Atlantic fish marketed in Sardinia. *Ital. J. food Saf.* 6, 6185. <https://doi.org/10.4081/ijfs.2017.6185>
11. Chen, W., Sun, H.Y., Xie, M.Q., Bai, J.S., Zhu, X.Q., Li, A.X., 2008. Development of specific PCR assays for the detection of *Cryptocaryon irritans*. *Parasitol. Res.* 103, 423–427. <https://doi.org/10.1007/s00436-008-0993-5>
12. Christoffersen, T.B., Kania, P.W., von Gersdorff Jørgensen, L., Buchmann, K., 2017. Zebrafish *Danio rerio* as a model to study the immune response against infection with *Ichthyophthirius multifiliis*. *J. Fish Dis.* 40, 847–852. <https://doi.org/10.1111/jfd.12543>
13. Conselho Federal de Medicina Veterinária. Resolução CFMV nº 1000, de 11 de maio de 2012. Disponível em: <http://www3.cfmv.gov.br/portal/public/lei/index/id/326>.
14. Cunha, F.P., Sousa Cardoso, A.C., Merlano, J.A.R., Nornberg, B.F.S., Marins, L.F., Jerônimo, G.T., Almeida, D.V., 2020. Non-lethal molecular diagnostic for acanthocephalosis in *Colossoma macropomum*. *Aquaculture* 519, 734860. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2019.734860>
15. Dezfuli, B.S., Fernandes, C.E., Galindo, G.M., Castaldelli, G., Manera, M., DePasquale, J.A., Lorenzoni, M., Bertin, S., Giari, L., 2016. Nematode infection in liver of the fish *Gymnotus inaequilabiatus* (Gymnotiformes: Gymnotidae) from the Pantanal Region in Brazil: pathology and inflammatory response. *Parasit. Vectors* 9, 473. <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1772-2>
16. Dias, M.K.R., Neves, L.R., Marinho, R.G.B., Tavares-Dias, M., 2015. Parasitic infections in tambaqui from eight fish farms in Northern Brazil. *Arq. Bras. Med. Veterinária e Zootec.* 67, 1070–1076.
17. Fariya, N., Abidi, R., Chauhan, U.K., 2016. Development and standardization of PCR technique for detection of ciliate parasite *Ichthyophthirius multifiliis* from freshwater exotic carp *Cyprinus carpio* and Indian major carp *Labeo rohita*. *J. Biol. Sci. Med.* 2, 15–19.
18. Gibson, W.C., Lom, J., Pecková, H., Ferris, V.R., Hamilton, P.B., 2005. Phylogenetic analysis of freshwater fish trypanosomes from Europe using ssu rRNA gene sequences and random amplification of polymorphic DNA. *Parasitology* 130, 405–412. <https://doi.org/DOI: 10.1017/S0031182004006778>
19. Gruebl, T., Frischer, M.E., Sheppard, M., Neumann, M., Maurer, A.N., 2002. Development of an 18S rRNA gene targeted PCR based diagnostic for the blue crab parasite *Hematodinium* sp. *Dis. Aquat. Organ.* 49, 61–70.
20. Howell, C., Atkinson, S., Bartholomew, J., Hallett, S., 2019. Development and application of a qPCR assay targeting *Ichthyophthirius multifiliis* in environmental water samples. *Dis. Aquat. Organ.* 134, 43–55. <https://doi.org/10.3354/dao03351>
21. Jeronimo, G.T., Martins, M.L., Ishikawa, M.M., Ventura, A.S., Tavares-Dias, M., 2011. Circular Técnica nº 39 - Métodos para Coleta de Parasitos de Peixes [WWW Document]. Embrapa Amapá. URL <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/46620/1/AP-2011-Metodos-coleta-Circular.pdf>

22. Jesus, R.B., Gallani, S.U., Valladão, G.M.R., Pala, G., Silva, T.F.A., Costa, J.C., Kotzent, S., Pilarski, F., 2018. Trypanosomiasis causing mortality outbreak in Nile tilapia intensive farming: Identification and pathological evaluation. *Aquaculture* 491, 169–176. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.02.002>
23. Khalil, M.I., El-Shahawy, I.S., Abdelkade, H.S., 2014. Studies on some fish parasites of public health importance in the southern area of Saudi Arabia. *Rev. Bras. Parasitol. Veterinária* 23, 435–442.
24. Leibowitz, M., Santos, N., Tavares, G., Assis, G., Dorella, F., Figueiredo, H., Leal, C., 2019. Severe outbreak of *Centrocestus formosanus* (Trematoda: Heterophyidae) in farm-raised ornamental platies *Xiphophorus maculatus*. *Dis. Aquat. Organ.* 134, 107–111. <https://doi.org/10.3354/dao03361>
25. Levy, M.G., Poore, M.F., Colorni, A., Noga, E.J., Vandersea, M.W., 2007. A highly specific PCR assay for detecting the fish ectoparasite *Amyloodinium ocellatum*. *Dis. Aquat. Organ.* 73, 219–226.
26. Lumb, S.M., Bray, R.A., Rollinson, D., 1993. Partial small subunit (18S) rRNA gene sequences from fish parasites of the families Lepocreadiidae and Fellodistomidae (Digenea) and their use in phylogenetic analyses. *Syst. Parasitol.* 26, 141–149. <https://doi.org/10.1007/BF00009222>
27. Maceda-Veiga, A., Salvadó, H., Vinyoles, D., De Sostoa, A., 2009. Outbreaks of *Ichthyophthirius multifiliis* in Redtail Barbs *Barbus haasi* in a Mediterranean Stream during Drought. *J. Aquat. Anim. Health* 21, 189–194. <https://doi.org/10.1577/H08-054.1>
28. Martins, M.L., Cardoso, L., Marchiori, N., de Pádua, S., 2015. Protozoan infections in farmed fish from Brazil: diagnosis and pathogenesis. *Rev. Bras. Parasitol. Veterinária* 24, 1–20. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612015013>
29. Martins, M.L., Moraes, F.R., Fujimoto, R.Y., Onaka, E.M., Nomura, D.T., Silva, C.A.H., Schalch, S.H.C., 2000. Parasitic infections in cultivated freshwater fishes: a survey of diagnostic cases from 1993 to 1998. *Rev. Bras. Parasitol. Veterinária* 9, 23–28.
30. Matejusová, I., Gelnar, M., Verneau, O., Cunningham, C.O., Littlewood, D.T.J., 2003. Molecular phylogenetic analysis of the genus *Gyrodactylus* (Platyhelminthes: Monogenea) inferred from rDNA ITS region: subgenera versus species groups. *Parasitology* 127, 603–611. <https://doi.org/DOI: 10.1017/S0031182003004098>
31. Moreira, C.B., Hashimoto, G.S. de O., Rombenso, A.N., Candiotti, F.B., Martins, M.L., Tsuzuki, M.Y., 2013. Outbreak of mortality among cage-reared cobia (*Rachycentron canadum*) associated with parasitism. *Rev. Bras. Parasitol. Veterinária* 22, 588–591. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612013000400021>
32. Noga, E.J., 2013. The Clinical Workup, in: *Fish Disease*. John Wiley & Sons, Ltd, pp. 13–48. <https://doi.org/10.1002/9781118786758.ch3>
33. Noor El Deen, A.I.E., Zaki, M.S., Fawzi, O.M., 2018. New diagnostic methods of parasitic infections in freshwater Fishes. *J. Adv. Pharm. Educ. Res.* 8, 96–102.
34. Pádua, S.B. de, Martins, M.L., Varandas, D.N., Neto, J.D., Ishikawa, M.M., Pilarski, F., 2011. Tricodinídeos: quem são e o que eles podem causar nos peixes. *Panor. da Aquicultura* 21, 22–29.
35. Pádua, S.B., Martins, M.L., Carrijo-Mauad, J.R., Ishikawa, M.M., Jerônimo, G.T., Dias-Neto, J., Pilarski, F., 2013. First record of *Chilodonella hexasticha* (Ciliophora: Chilodonellidae) in Brazilian cultured fish: a morphological and pathological assessment. *Vet. Parasitol.* 191, 154–160. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.07.030>
36. Rokhmani, R., Setyawati, E., Wahyono, D., 2018. Molecular Detection of Protozoa *Trichodina* spp. In Gourami (*Osphromenus Gourame* Lac.) Larvae with The infecting 18S rRNA Gene Marking in Exs. Residence of Banyumas, Central Java. *Biosaintifika J. Biol. Biol. Educ.* 10, 320–325. <https://doi.org/10.15294/biosaintifika.v10i2.11720>
37. Sánchez, C., López, M.C., Galeano, L.A., Qvarnstrom, Y., Houghton, K., Ramírez, J.D., 2018. Molecular detection and genotyping of pathogenic protozoan parasites in raw and treated water samples from southwest Colombia. *Parasit. Vectors* 11, 563. <https://doi.org/10.1186/s13071-018-3147-3>
38. Santos, I.P. dos, Tonini, W.C.T., 2019. Nematoides em tilápias. *Rev. Sertão Sustentável* 1, 46–51.
39. Seixas, A.T., Gallani, S.U., Fernandes, I.M., Fernandes, I.E.C., Jerônimo, G.T., Pilarski, F., Valladão, G.M.R., 2020. Effect of nutraceuticals on acanthocephalan *Neoechinorhynchus*

- buttnerae* and its toxicity to the host tambaqui *Colossomamacropomum*. J. Helminthol. 94, e102. <https://doi.org/DOI: 10.1017/S0022149X19000956>
40. Sueiro, R., Palenzuela, O.R., Rial, E., Díez-Vives, C., Leiro, J., Lamas, J., 2017. Development of PCR tests for the detection and quantification of *Philasterides dicentrarchi* in infected fish and in seawater samples, in: 18th International Conference on Diseases of Fish and Shellfish. Belfast.
 41. Tang, F.-H., Zhao, Y.-J., Warren, A., 2013. Phylogenetic analyses of Trichodinids (Ciliophora, Oligohymenophora) inferred from 18S rRNA gene sequence data. Curr. Microbiol. 66, 306–313. <https://doi.org/10.1007/s00284-012-0274-5>
 42. Valladão, G.M.R., Gallani, S.U., Jerônimo, G.T., Seixas, A.T. de, 2020. Challenges in the control of acanthocephalosis in aquaculture: special emphasis on *Neoechinorhynchus buttnerae*. Rev. Aquac. 12, 1360–1372. <https://doi.org/10.1111/raq.12386>
 43. Valladão, G.M.R., Gallani, S.U., Pádua, S.B., Martins, M.L., Pilarski, F., 2014a. *Trichodina heterodontata* (Ciliophora) infestation on *Prochilodus lineatus* larvae: a host–parasite relationship study. Parasitology 141, 662–669. <https://doi.org/10.1017/S0031182013001480>
 44. Valladão, G.M.R., Levy-Pereira, N., Viadanna, P.H.O., Gallani, S.U., Farias, T.H. V., Pilarski, F., 2014b. Haematology and histopathology of Nile tilapia parasitised by *Epistylis* sp., an emerging pathogen in South America. Bull. Eur. Ass. Fish Pathol. 35, 14–20.
 45. Valladão, G.M.R., Pádua, S.B., Gallani, S.U., Menezes-Filho, R.N., Dias-Neto, J., Martins, M.L., Ishikawa, M.M., Pilarski, F., 2013. *Paratrichodina africana* (Ciliophora): A pathogenic gill parasite in farmed Nile tilapia. Vet. Parasitol. 197, 705–710. <https://doi.org/10.1016/j.jvetpar.2013.04.043>



10. Tratamento e controle de parasitoses em peixes

pixabay.com

Marieta Nascimento de Queiroz^{1*},
Elizabeth Gusmão Affonso²

¹Residente pós-doutoral, bióloga, doutora, Procad-Amazônia/Capes/ Cotei/Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, INPA.

²Pesquisadora titular III, farmacêutica, doutora, Cotei/Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, INPA.

*Autor para correspondência: marie_quei@hotmail.com

Atualmente, as doenças parasitárias são consideradas um dos maiores problemas da aquicultura, em especial da piscicultura. Na sua grande maioria, as doenças ocorrem na piscicultura, em razão de uma série de fatores favoráveis ao seu desenvolvimento, como falta de medidas preventivas e de bioseguridade, considerando os cuidados na aquisição de novos lotes, inexistência de quarentena, circulação de outros animais no ambiente de cultivo (ex.: aves) e ausência de controle de pragas,

falta de conscientização sobre doenças emergentes, manejo nutricional incorreto, fatores genéticos, intensificação na produção e problemas de qualidade da água (Paladini *et al.*, 2017; FAO, 2020).

As doenças na piscicultura têm origens diversas, com uma variedade de agentes etiológicos e complexidade de ciclo de vida. Independentemente disso, uma vez instaladas, podem gerar perdas econômicas e ser de difícil controle. O controle de doenças parasitárias na piscicultura tem sido feito com a utilização

de produtos químicos veterinários, na maioria das vezes, de forma empírica. O uso de produtos veterinários faz parte dos diversos sistemas de produção animal, aquáticos ou terrestres. Na aquicultura, a utilização de vacinas e medicamentos específicos para algumas espécies tem contribuído para o crescimento global do setor (CNA- Comissão Nacional de Aquicultura - Doenças de Animais Aquáticos de Importância para o Brasil - Manual de identificação no campo).

O Brasil não possui uma legislação específica para o uso de produtos químicos destinados ao tratamento de patologias aquáticas, sendo a avaliação e o registro de produtos de responsabilidade do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA). Segundo Decreto Nº 8.840, de 24 de agosto de 2016, é considerada produto de uso veterinário toda substância química, biológica, biotecnológica ou preparação manufaturada cuja administração seja aplicada de forma in-

O Brasil não possui uma legislação específica para o uso de produtos químicos destinados ao tratamento de patologias aquáticas, sendo a avaliação e o registro de produtos de responsabilidade do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento.

Atualmente, o único produto de uso veterinário destinado ao tratamento de parasitos de peixes registrado no MAPA é o Masoten® (Registro nº 3.736, em 23/05/91). O uso desse produto é indicado para controle dos ectoparasitas monogenéticos...

dividual ou coletiva, direta ou misturada com os alimentos, destinada à prevenção, ao diagnóstico, à cura ou ao tratamento das doenças dos animais, incluindo aditivos, suplementos promotores, melhoradores da produção animal, medicamentos, vacinas, antissépticos, desinfetantes de ambiente e de equipamentos, pesti-

das e todos os produtos que, utilizados nos animais ou no seu *habitat*, protejam, restaurem ou modifiquem suas funções orgânicas e fisiológicas, ou também os produtos destinados ao embelezamento dos animais (Brasil, 2016).

Atualmente, o único produto de uso veterinário destinado ao tratamento de parasitos de peixes registrado no MAPA é o Masoten® (Registro nº 3.736, em 23/05/91). O uso desse produto é indicado para controle dos ectoparasitos monogenéticos (*Anacanthorus penilabiatius*), *Argulus*

sp., *Dolops carvalhoi*, *Trichodina pediculus* e *Trichodina magna*, *Ichthyophthirius multifiliis* e *Piscinoodinium pillulare* em

pacu (*Piaractus mesopotamicus*) e tilápia (*Oreochromis niloticus*). Assim, a aplicação do Masoten® para o tratamento de doenças em outras espécies deve ser avaliada, pois as respostas do organismo animal podem variar, assim como a eficácia do produto (Noga, 2010). A utilização de produtos químicos de forma indiscriminada na aquicultura pode trazer graves consequências, como resistência aos microrganismos, além de sérios riscos de contaminação do hospedeiro, do ambiente e do homem, por animais contaminados (Faruk *et al.*, 2021).

O desenvolvimento de pesquisas, com a utilização de produtos químicos sintéticos destinados ao tratamento de doenças de peixes e à profilaxia, vem contribuindo com informações específicas, relacionadas à segurança e à eficácia de produtos (Quadro 1). Alternativamente, plantas ricas em propriedades antiparasitárias também têm sido alvo de estudos, muitas delas apresentando resultados promissores, e que podem contribuir para a redução ao uso de produtos químicos sintéticos, os quais representam riscos aos diversos elos da cadeia produtiva (Quadro 2). Os produtos extraídos de

plantas, como extratos, óleos essenciais (OE) e oleorresina (OR), vêm sendo administrados tanto em forma de banhos terapêuticos, com a aplicação do produto diretamente na água, como por via oral, administrados na ração (Costa *et al.*, 2017; Corral *et al.*, 2018; Gonzales *et al.*, 2020; Queiroz *et al.*, 2020; Seixas *et al.*, 2020).

A seleção de espécies botânicas com potencial medicinal utilizadas na aquicultura é feita em estudos prospectivos, por avaliação de espécies com ação comprovada para determinados fins, ou

ainda considerando-se o conhecimento popular (Figueiredo, 2011; Reverter *et al.*, 2017). O estudo da composição química das substâncias presentes em produtos extraídos de plantas é uma etapa importante para o desenvolvimento de novos fármacos. Isso torna possível a determinação dos efeitos destas sobre o organismo-teste, como a toxicidade ao parasito e

O estudo da composição química ... em produtos ... de plantas é ... importante para o desenvolvimento de novos fármacos. Isso torna possível a determinação dos efeitos ... [no] ... organismo-teste, assim como da toxicidade ao [parasito] e da ação terapêutica sobre os hospedeiros.

hospedeiro e a ação terapêutica nos hospedeiros (Figueiredo, 2011; Costa *et al.*, 2017; Queiroz, 2017; Gonzales *et al.*, 2020). Além da caracterização química dos produtos fitoterápicos, os testes *in vitro* e o *screening* de atividade fitoquímica são etapas que fornecem informações

Quadro 1. Drogas convencionais sintéticas utilizadas para o tratamento de doenças parasitárias na aquicultura. Banhos terapêuticos em testes *in vitro* e *in vivo* e fármacos incorporados na ração.

Produto testado	Hospedeiro	Parasito	Período	Concentração	Eficácia (%)	Referência
In vitro						
Dióxido de cloro (ClO ₂)	<i>Rhamdia quelen</i>	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> (teronte)	1 h	25 mg/L	*Eficaz na imobilização	Melo et al., 2015
Sulfato de cobre	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> (teronte)	13 min	1 ppm	100	Ogut et al., 2015
Cloramina-T				21 ppm		
Peróxido de hidrogênio	<i>Seriola dumerili</i>	<i>Benedenia seriola</i> , <i>Neobenede niagirellae</i>	30 min	75 ppm	*Eficaz na remoção dos parasitos da superfície	Hirazawa et al., 2016
Formalina	<i>Arapaima gigas</i>	<i>Dawestrema cycloancistrum</i>	1h	660 mg/L	100	Andrade-Porto et al., 2017
			2 h	110 mg/L	100	
In vivo						
Loperamida	<i>Oncorhinchus mykiss</i>	<i>Echinorhynchus truttae</i> e <i>Neoechinorhynchus rutili</i>	3 dias	50 mg/kg	100	Taraschewski et al., 1990
Niclosamida	<i>O. mykiss</i>	<i>E. truttae</i> e <i>N. rutili</i>	3 dias	50 mg/kg†	*Pouco eficaz	Taraschewski et al., 1990
Praziquantel	<i>Colossoma macropomum</i>	Monogenoidea	24 h	12,5 mg/L	61,8	Maciel, 2009
Sulfato de cobre (CuSO ₄)	<i>C. macropomum</i>	<i>Anacanthorus spathulatus</i>	48 h	4,37 mg/L	99,3	Tavares-Dias et al., 2011

* Percentual de eficácia não informado.

(Continua)

Quadro 1. Drogas convencionais sintéticas utilizadas para o tratamento de doenças parasitárias na aquicultura. Banhos terapêuticos em testes *in vitro* e *in vivo* e fármacos incorporados na ração.

(Continuação)

Produto testado	Hospedeiro	Parasito	Período	Concentração	Eficácia (%)	Referência
Praziquantel	<i>Scomber japonicus</i>	<i>Neobenedenia girellae</i>	3 dias	150 mg/kg	80	Yamamoto <i>et al.</i> , 2011
Nitazoxanida	<i>Rhamdia quelen</i>	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	96 h	1,5 mg/L	98	Suttili <i>et al.</i> , 2013
Prazinquantel	<i>Carassius auratus</i>	<i>Dactylogyrus vastator</i>	48 h	20 mg/L	80,3	Zhang <i>et al.</i> , 2014
Triclorfon				2,5 mg/L	87,3	
Peróxido de hidrogênio	<i>Ictalurus punctatus</i>	<i>Ligistaluridus floridanus</i>	4 min	570 mg/L	100	Benavides-González <i>et al.</i> , 2015
Eugenol	<i>C. macropomum</i>	Monogenoidea	1 h	10 mg/L	81	Boijink <i>et al.</i> , 2015
Teflubenzuron	<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Trichodina magna</i> , <i>T. compacta</i> e <i>T. centrotrigata</i>	1 h	50 mg/L	87,9	Ikefuti <i>et al.</i> , 2015
	<i>Piaractus mesopotamicus</i>	<i>T. heterodontata</i>	2 h	50 mg/L	96,1	
Dióxido de cloro	<i>Rhamdia quelen</i>	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	48 h	25 mg/L	>50	Melo <i>et al.</i> , 2015
Levamisol	<i>Mugil liza</i>	<i>Gyrodactylus</i> sp.	24 h	15 mg/L	100	Xavier, 2015
Mebendazol	<i>Colossoma macropomum</i>	<i>Anacanthorus spathulatus</i> , <i>Notozotecium janauachensis</i> e <i>Mymarothecium boegeri</i>	14 dias	1,0 g/kg	89,2	Chagas <i>et al.</i> , 2016

*Percentual de eficácia não informado.

(Continua)

Quadro 1. Drogas convencionais sintéticas utilizadas para o tratamento de doenças parasitárias na aquicultura. Banhos terapêuticos em testes *in vitro* e *in vivo* e fármacos incorporados na ração.

(Continuação)

Produto testado	Hospedeiro	Parasito	Período	Concentração	Eficácia (%)	Referência
Praziquantel	<i>Seriola lalandi</i>	<i>Zeuxapta seriolae</i>	3 dias	70 mg/kg (peso corporal) intubação	99,7	Forwood <i>et al.</i> , 2016
		<i>Benedenia seriolae</i>			81,7	
		<i>Z. seriolae</i>		120 mg/kg (peso corporal) intubação	98,4	
		<i>B. seriolae</i>			89,2	
		<i>Z. seriolae</i>		70 mg/kg (peso corporal)	99,4	
		<i>B. seriolae</i>			81,6	
Peróxido de hidrogênio	<i>Seriola dumerili</i>	<i>Benedenia seriolae</i> , <i>Neobenedenia girellae</i> e <i>Zeuxapta japonica</i>	30 min	75 ppm	*Eliminação completa	Hirazawa <i>et al.</i> , 2016
Formaldeído (1 mL/L) e cloreto de sódio (1%)	<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>T. centrotrigata</i> , <i>T. migmata</i> , <i>Trichodina heterodentata</i> , <i>Trichodina compacta</i> , <i>Triparticella orthodense</i> , <i>Paratrichodina africana</i>	15 min	Formaldeído 0,5 mL/L e cloreto de sódio 1%	*Eficaz	Valadão <i>et al.</i> , 2016a
Formalina	<i>Arapaima gigas</i>	<i>Dawestrema cycloancistrum</i>	1 h	440 mg/L 550 mg/L	93,3% 99,3%	Andrade-Porto <i>et al.</i> , 2017
Levamisol	<i>C. macropomum</i>	<i>Neoechinorhynchus buthnerae</i>	1 banho de 8 h 2 banhos de 8 h com intervalo de 72 h	100 mg/L 125 mg/L 100 mg/L 125 mg/L	98,1 99,2 90,2 90	Moraes, 2019

*Percentual de eficácia não informado.

Quadro 2. Produtos alternativos utilizados para o tratamento de doenças parasitárias na aquicultura. Testes *in vitro* e *in vivo* com banhos terapêuticos e produtos incorporados na ração.

Produto testado	Hospedeiro	Parasito	Período	Concentração	Eficácia (%)	Referência
<i>In vitro</i>						
Extrato <i>Bixa orellana</i>	<i>Colossoma macropomum</i>	<i>Anacanthorus spathulatus</i>	2 h	500 µg/mL	90	Andrade <i>et al.</i> , 2016
			3 h	250 µg/mL		
			1 h	160 mg/L	100	
			3 h	80 mg/L	100	
			6 h	40 mg/L	100	
<i>Melaleuca alternifolia</i> , <i>Lavandula</i> <i>Angustifolia</i> e <i>Mentha piperita</i>	<i>Piaractus mesopotamicus</i>	<i>I. multifiliis</i>	4 h	57 µL/L; 114 µL/L; 227 µL/L; 455 µL/L;	*Efeito citotóxico	Valladao <i>et al.</i> , 2016b
<i>Mentha alter nifolia</i>	<i>P. mesopotamicus</i>	<i>A. penilabiatus</i> e <i>M. viatorum</i>	4 h	400 mg/L	100	Costa <i>et al.</i> , 2017
<i>M. piperita</i>	<i>P. mesopotamicus</i>	<i>A. penilabiatus</i> e <i>M. viatorum</i>	4 h	400 mg/L	100	
OR <i>Capajfera duckei</i>	<i>P. mesopotamicus</i>	<i>A. penilabiatus</i> e <i>M. viatorum</i>	1 h	100 mg/L	100	

*Percentual de eficácia não informado.

(Continua)

Quadro 2. Produtos alternativos utilizados para o tratamento de doenças parasitárias na aquicultura. Testes *in vitro* e *in vivo* com banhos terapêuticos e produtos incorporados na ração.

(Continuação)

Produto testado	Hospedeiro	Parasito	Período	Concentração	Eficácia (%)	Referência
<i>Piper aduncum</i>	<i>C. macropomum</i>	<i>A. spathulatus</i> , <i>N. janau- achensi</i> e <i>M. boegeri</i>	4 h	100 mg/L	100	Queiroz, 2017
<i>Lippia sidoides</i>	<i>C. macropomum</i>	<i>A. spathulatus</i> , <i>Notozothecium janauachen- sis</i> e <i>Mymarothecium boegeri</i>	10 min	320 mg/L	100	Soares <i>et al.</i> , 2017
			1 h	160 mg/L	100	
			3 h	80 mg/L	100	
			6 h	40 mg/L	100	
OE <i>Ocimum gratissimum</i>	<i>P. mesopotamicus</i>	<i>Cichlidogyrus tilapiae</i>	2 h	160 mg/L	87	Meneses <i>et al.</i> , 2018
			3 h		100	
<i>Mentha piperita</i>	<i>C. macropomum</i>	<i>Neoechinorhynchus buttnerae</i>	1 h 55 min	540 mg/L	100	Costa <i>et al.</i> , 2020
OE <i>Cymbopogon citratus</i>	<i>C. macropomum</i>	<i>A. spathulatus</i> , <i>M. boegeri</i> <i>Notozothecium janauachensis</i>	5 min	500 mg/L	100	Gonzales <i>et al.</i> , 2020
			10 min	400 mg/L		
			30 min	300 mg/L		
			30 min	200 mg/L		
			100 min	100 mg/L		

* Percentual de eficácia não informado.

(Continua)

Quadro 2. Produtos alternativos utilizados para o tratamento de doenças parasitárias na aquicultura. Testes *in vitro* e *in vivo* com banhos terapêuticos e produtos incorporados na ração.

(Continuação)

Produto testado	Hospedeiro	Parasito	Período	Concentração	Eficácia (%)	Referência
In vivo						
<i>Bixa orellana</i>	<i>C. macropomum</i>	<i>A. spathulatus</i>	2 banhos de 2 h em dois dias consecutivos	125 µg/mL	100	Andrade et al., 2016
			2 banhos de 2 h em dois dias consecutivos	250 µg/mL		
			1 banho de 12 h	125 µg/mL		
<i>L. sidoides</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Cichlidogyrus tilapiae</i> , <i>C. thurstonae</i> , <i>C. shalli</i> e <i>Scutogyrus longicornis</i>	3 banhos de 10 min com intervalo de 24 h	20 mg/L	1,96 e 14,16	Hashimoto et al., 2016
<i>M. piperita</i>				40 mg/L	33,33 e 41,63	
OE <i>Lippia sidoides</i>	<i>C. macropomum</i>	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> e Monogenoídeos	60 min	10 mg/L	*Não eficaz	Soares et al., 2017
			15 min	20 mg/L	*Não eficaz	

* Percentual de eficácia não informado.

(Continua)

Quadro 2. Produtos alternativos utilizados para o tratamento de doenças parasitárias na aquicultura. Testes *in vitro* e *in vivo* com banhos terapêuticos e produtos incorporados na ração.

(Continuação)

Produto testado	Hospedeiro	Parasito	Período	Concentração	Eficácia (%)	Referência
OE <i>M. alternifolia</i>	<i>P. mesopotamicus</i>	<i>I. multifiliis</i>	Banhos de 2 h/dia durante 5 dias	50 µL/L	100	Valladão <i>et al.</i> , 2016b
OR <i>Copaifera duckei</i>	<i>P. mesopotamicus</i>	<i>A. penilabiatius</i> e <i>M. viatorum</i>	1 banho de 10 min	50 mg/L	*Redução de 45% na intensidade média parasitária	Costa <i>et al.</i> , 2017
<i>P. aduncum</i>	<i>C. macropomum</i>	<i>A. spathulatus</i> , <i>N. janau-achensi</i> e <i>M. boegeri</i>	2 banhos consecutivos de 4 h	60 mg/L	90,2	Queiroz, 2017
OE <i>Piper aduncum</i>	<i>A. gigas</i>	<i>Hysterothylacium</i> sp. (Nematoda, Anisakidae)	15 dias	64 ml/kg de ração	76,21	Corral <i>et al.</i> , 2018
OE <i>Ocimum gratissimum</i>	<i>P. mesopotamicus</i>	<i>Cichlidogyrus tilapiae</i>	1 banho de 10 min	160 mg/L	86,68%	Meneses <i>et al.</i> , 2018
			1 banho de 5 min	320 mg/L	87,71%	
			48 h	9 mg/L 40 mg/L	52,9 % 65,87 %	

*Percentual de eficácia não informado.

(Continua)

Quadro 2. Produtos alternativos utilizados para o tratamento de doenças parasitárias na aquicultura. Testes *in vitro* e *in vivo* com banhos terapêuticos e produtos incorporados na ração.

(Continuação)

Produto testado	Hospedeiro	Parasito	Período	Concentração	Eficácia (%)	Referência
OE <i>Mentha piperita</i>	<i>C. macropomum</i>	<i>N. buttnerae</i>	24 h	540 mg/L	100	Costa <i>et al.</i> , 2020
OE <i>Lippia alba</i>	<i>C. macropomum</i>	<i>N. buttnerae</i>	24 h	540 mg L		
OE <i>Zingiber officinale</i>	<i>C. macropomum</i>	<i>N. buttnerae</i>	24 h	540 mg L		
OE <i>Cymbopogon citratus</i>	<i>C. macropomum</i>	<i>A. spathulatus</i> , <i>M. boegeri</i> e <i>N. janauachensis</i>	3 banhos de 20 min em dias consecutivos	60 mg/L	47,1	Gonzales <i>et al.</i> , 2020
<i>C. atratum</i> e <i>Sophora flavescens</i>	<i>Ctenopharyngodon idella</i>	<i>I. multifiliis</i>	10 dias cumulativamente	6 mg/L	*Prevenir e controlar	Fu <i>et al.</i> , 2021

*Percentual de eficácia não informado.

(Continua)

importantes a respeito do efeito do fármaco sobre o parasito. Entretanto, é importante lembrar que nem sempre os resultados obtidos em testes *in vitro* serão observados em ensaios *in vivo*.

As metodologias para os testes *in vitro* são aplicadas conforme as características do patógeno, se ecto ou endoparasito. Para ectoparasitos (ex.: monogenoides), a administração de produtos é relativamente simples, diretamente sobre os arcos branquiais parasitados em placas de Petri, num período curto (Andrade-Porto *et al.*, 2017). Entretanto, são necessários alguns cuidados com o ambiente onde será realizado o teste e com os equipamentos utilizados, principalmente em relação à temperatura, que pode influenciar na sobrevivência dos parasitos e, consequentemente, interferir nos resultados.

Os estudos *in vitro* com endoparasitos mais complexos, como acantocéfalos, exigem alguns cuidados na remoção dos parasitos, os quais ficam aderidos à parede intestinal, e devem ser executados em microscopia com estereomicroscópio (Eiras *et al.*, 2006). Outros cuidados estão relacionados ao controle do ambiente-teste e ao meio de cultura, que deverão oferecer condições propícias para a sobrevivência do parasito.

Alguns exemplos de testes *in vitro* com parasitos monogenoides e acantocéfalos estão descritos nos Quadros 01 e 02.

Em geral, a eficácia de um fármaco *in vivo* depende ainda da avaliação do efeito tóxico sobre o organismo animal, sendo, portanto, um fator limitante para utilização de concentrações eficazes em testes *in vitro*, sendo necessário, muitas vezes, algumas estratégias de aplicação, como a utilização de baixas dosagens por um tempo prolongado ou banhos sucessivos com as mesmas dosagens (Andrade *et al.*, 2016; Queiroz, 2017;

Gonzales *et al.*, 2020). Outra limitação observada para o uso de produtos fitoterápicos, como banhos terapêuticos, está relacionada às propriedades anestésicas de algumas plantas (Soares *et al.*, 2016; Queiroz, 2017; Gonzales *et al.*, 2020). A

atividade química e a absorção podem ser influenciadas pelas variáveis físicas e químicas da água, como pH, temperatura, luz, dureza da água, entre outros fatores. Assim, os testes *in vitro* devem ser considerados apenas como uma técnica auxiliar que irá nortear os estudos *in vivo*.

Os testes de toxicidade são guiados pela relação concentração-resposta, ou seja, a relação entre a concentração de exposição de determinado produto e

Os testes de toxicidade são guiados pela relação concentração-resposta, ou seja, a relação entre a concentração de exposição de determinado produto e a resposta do organismo animal.

a resposta do organismo animal. Para determinar o efeito tóxico de um novo produto químico (sintético ou de origem natural) para peixes, é necessária a realização de um teste de toxicidade aguda para estimar a concentração letal média (CL_{50}) do produto químico na água em que os animais estão expostos. A CL_{50} é a concentração de um produto químico capaz de matar 50% de uma população-teste durante determinado período especificado, sob quaisquer condições, estáticas, semiestáticas ou de fluxo contínuo de água. As mortalidades e as anormalidades visíveis relacionados à aparência e ao comportamento devem ser registradas. Um teste de toxicidade depende de algumas condições e critérios, como: a mortalidade nos grupos controle não deve exceder 10% no final do período de exposição, a concentração de oxigênio dissolvido deve ser $\geq 60\%$ do valor de saturação de ar em todos os recipientes de teste ao longo da exposição, as concentrações de teste devem passar por medição analítica obrigatória (OECD, 1992).

A administração de medicamentos via oral (ex.: ração) é utilizada tanto para o tratamento de ecto como de endoparasitos. Entretanto, essa via pode apresentar algumas desvantagens, principalmente em casos de doenças que causam perda do apetite ou anorexia, e pode influenciar na menor ingestão do alimento medicado, ou até mesmo

impedir que os animais se alimentem, tornando o método pouco eficaz. Além disso, os animais também podem rejeitar as rações medicadas, principalmente quando são necessárias doses elevadas e o produto utilizado é pouco palatável (Forwood *et al.*, 2016; Corral *et al.*, 2018).

Em geral, antes de uma intervenção terapêutica, algumas diretrizes de tratamento devem ser consideradas, como avaliar todas as variáveis relevantes, incluindo o patógeno envolvido, os efeitos secundários, o custo, o efeito da doença sobre o bem-estar dos animais e as considerações legais. Assim, quando o resultado pretendido não é favorável, caberá ao clínico decidir pelo tratamento (Noga, 2010).

Conforme citado previamente, o aparecimento das doenças parasitárias na piscicultura está principalmente relacionado ao desequilíbrio do sistema de criação (Pavanelli *et al.*, 2008), causado por uma série de fatores relacionados ao manejo de rotina na piscicultura e à falta de manejo sanitário, que enfraquecem o sistema de defesa do organismo animal e favorecem a ação de patógenos oportunistas presentes no ambiente ou no próprio animal (Pavanelli *et al.*, 2008; Yamamoto e Bondad-Reantaso, 2011). Assim, os produtores devem estar atentos e adotar as Boas Práticas de Manejo (BPMs), incluindo os cuidados sanitários, com o objetivo de minimizar a ocorrência

de doenças provocadas por parasitos na criação. A seguir, serão apresentadas algumas das principais práticas de manejo sanitário na piscicultura como forma de prevenir as doenças.

Abastecimento e drenagem da água do viveiro.

O abastecimento de sistemas de cultivo pode ter diversas fontes de origem (Cerdeira, 2016; Senar, 2019). Entretanto, é imprescindível avaliar os riscos associados e as variáveis da qualidade de cada uma. As preocupações relacionadas aos riscos estão associadas à presença de organismos indesejáveis, como: espécies de peixes predadores, crustáceos, plantas aquáticas e outros (Pavanelli *et al.*, 2008; Andrade-Porto e Furlan, 2014).

Em relação à qualidade da água, devem ser observados temperatura, concentração de gases (ex.: oxigênio, gás carbônico), pH, alcalinidade e dureza (Queiroz, 2014; Izel-Silva e Silva, 2016). De posse desse

Abastecimento e drenagem da água do viveiro

As preocupações ...[com]... organismos indesejáveis, como: espécies de peixes predadores, crustáceos, plantas aquáticas e outros ...

Em relação à qualidade da água, devem ser observados temperatura, concentração de gases (ex.: oxigênio, gás carbônico), pH ... e dureza...

O sistema de abastecimento e drenagem dos viveiros deve ser feito individualmente.

abastecimento e drenagem da água, o manejo pode ser dificultado, principalmente em casos de surtos de doenças, quando não há possibilidade de isola-

mento da área onde os animais estiverem afetados, bem como de realização de assepsia do local (Cerdeira, 2016; Senar, 2017).

Manejo da água do ambiente. A saúde, a sobrevivência e o desempenho dos animais

Manejo da água do ambiente
...o oxigênio dissolvido, deve ser monitorado diariamente [com] um oxímetro ... [com registros] nas primeiras horas do dia (7h) e ao final da tarde (16h)...

na produção são dependentes da qualidade da água do sistema (Queiroz, 2014; Izel-Silva e Silva, 2016). Algumas variáveis mais críticas, como o oxigênio dissolvido, devem ser monitoradas diariamente (Izel-Silva *et al.*, 2020) e, para isso, o produtor deve possuir um oxímetro para fazer o monitoramento, nas primeiras horas do dia (7h) e ao final da tarde (16h), bem como registrar os valores observados. Assim, pode acompanhar e prever déficits durante os ciclos de produção. O oxigênio além de ser essencial à sobrevivência dos animais está relacionado aos diversos processos biológicos que ocorrem no meio (Kubitza, 2017; Izel-Silva *et al.*, 2020). Além disso, as espécies possuem limites mínimos e máximos de tolerância ao oxigênio, em que uma exposição contínua em limites mínimos pode levar os animais a uma condição de estresse, deixando-os mais susceptíveis à ação de patógenos (Kubitza, 2017). Assim, respeitar a capacidade de suporte do sistema de criação e se possível, dispor de estratégias que possam suprir demandas de oxigênio emergenciais, a exemplo dos aeradores, pode contribuir com a saúde e a sobrevivência dos animais (Izel-Silva *et al.*, 2020).

Animais bem alimentados são mais resistentes às doenças, ao manuseio e ao transporte. O manejo nutricional e alimentar deve ser capaz de suprir as necessidades de cada fase de desenvolvimento e de cada espécie.

Manejo alimentar e nutricional.

Animais bem alimentados são mais resistentes às doenças, ao manuseio e ao transporte. O manejo nutricional e alimentar deve ser capaz de suprir as necessidades de cada fase de desenvolvimento e de cada espécie (Pohlenz e Gatlin, 2014; Rodrigues *et al.*, 2020). A quantidade de alimento, a granulometria e o percentual de proteínas das rações devem ser ajustados periodicamente, levando-se em consideração os dados obtidos durante a prática da biometria. É importante lembrar que

o excesso de alimento pode ser prejudicial aos animais, além de contribuir para a degradação da qualidade da água, como descreve Ono e Affonso (2014) e Ribeiro e Macedo (2016). Segundo esses autores, deve-se ofertar aos animais alimento de boa qualidade e

bem conservados; para isso, as rações devem ser armazenadas em locais apropriados, com ventilação, livres de umidade e de roedores. A prática de utilização de resíduos provenientes do processamento de pescado e de outros animais na alimentação direta ou no preparo de ração caseira pode representar riscos à saúde dos animais pela possibilidade de contaminação por patógenos (Kubitza e Campos, 2006;

Kubitz, 2009).

Densidade de estocagem. A distribuição de peixes no viveiro deve ser realizada de acordo com a capacidade de produção em cada fase e do sistema de produção utilizado (Ono e Affonso, 2014; Ribeiro e Macedo, 2016). Extrapolar a capacidade de produção de um sistema contribui para a degradação da qualidade da água e, consequentemente, põe em risco a saúde e a sobrevivência dos animais. Assim, a densidade de estocagem deve ser um ponto de especial atenção durante o planejamento inicial da produção.

Aquisição de peixes. Ao iniciar um ciclo de criação ou durante a reposição de novos lotes de peixes, o produtor deve estar atento em adquirir animais saudáveis (Valladão *et al.*, 2020).

Essa pode não ser uma tarefa muito simples, pois a maioria dos patógenos só podem ser vistos com auxílio de lupa e microscópio. Por isso, sempre que houver aquisição de novos lotes, é recomendável que os animais sejam mantidos em ambien-

tes separados na propriedade e permaneçam isolados por um período de 15 a 30 dias (Yamamoto e Bondad-Reantaso, 2016; Brasil, 2020). Nesse período, os animais devem ser observados quanto ao comportamento e aos possíveis sinais clínicos ou à

mortalidade causados por alguma doença e, caso manifestem, esses peixes não devem ser introduzidos na piscicultura (Andrade-Porto e Furlan, 2014; Cortegano e Ferreira, 2016; Brasil, 2020). É recomendável que haja o acompanhamento por um profissional ou por um técnico especializado e que a aquisição de animais seja feita de produtores profissionalizados, que ofereçam animais livres de doenças. A introdução de animais doentes pode comprometer sucessivos ciclos de produção.

Um exemplo disso é

a infestação por acantocéfalos em *C. macropomum*, responsável por grande impacto na produção da espécie e considerado um dos mais importantes parasitos que afeta a produção animal em todo o mundo (Castro *et al.*, 2020;

A distribuição de peixes no viveiro deve ser realizada de acordo com a capacidade de produção em cada fase ... Extrapolar a capacidade de produção ... contribui para a degradação da qualidade da água ... Aquisição de peixes Ao iniciar ... criação ou durante a reposição de novos lotes de peixes, o produtor deve ... adquirir animais saudáveis. ... sempre que houver aquisição de novos lotes, é recomendável [a manutenção].. em ambientes separados ... e ... isolados por ... 15 a 30 dias.

Valladão *et al.*, 2020).

Monitoramento contínuo da produção.

Durante a criação, o produtor deve se manter vigilante. Algumas situações, como sobras de ração durante a alimentação, podem ser um indicativo de doenças nos animais ou uma resposta à má qualidade da água. Os peixes, quando adoecem, manifestam comportamentos diferenciados: perdem o apetite, nadam erraticamente, raspam o fundo e as paredes do viveiro, procuram áreas isoladas dentro do viveiro e se posicionam mais na superfície da água (Andrade-Porto e Furlan, 2014; Cortegano e Ferreira, 2016). Caso seja observado algum desses sinais, é necessário investigar a origem do problema e evitar que ele se agrave. O produtor deve avaliar a qualidade da água, principalmente as concentrações de oxigênio dissolvido e de amônia tóxica, e retirar uma amostra de peixes para observar se há algum sinal clínico (pontos hemorrágicos na pele, lesões esbranquiçadas na superfície do

Algumas situações, como sobras de ração ... podem ser indicativas de doença ... ou uma resposta à má qualidade da água.

Os peixes, quando adoecem, manifestam comportamentos diferenciados: perdem o apetite, nadam erraticamente, raspam o fundo e as paredes do viveiro, procuram áreas isoladas dentro do viveiro e se posicionam mais na superfície da água.

Manejos de rotina na piscicultura. biometrias, transferências, classificação e transporte de peixes devem ser devidamente planejados.

corpo, nas brânquias e na boca e formações de úlceras nas nadadeiras e na pele) indicativo de doença (Andrade-Porto e Furlan, 2014; Cortegano e Ferreira, 2016; Itaissu *et al.*, 2020).

Manejos de rotina na piscicultura.

Biometrias, transferências, classificação e transporte de peixes devem ser devidamente planejados. Alguns cuidados, como submeter os animais a um jejum prévio, pode contribuir

para manter uma boa qualidade da água durante o transporte (Shrivastava *et al.*, 2017). No transporte de peixes, a utilização de sal pode amenizar o estresse (Magundu *et al.*, 2011; Tacchi *et al.*, 2015), assim como aplicação de oxigê-

nio em sacos e em caixas de transporte (Shabani *et al.*, 2016; Gomes *et al.*, 2020). Durante as biometrias, as transferências e as despescas, pode ocorrer perda de muco e de escamas nos animais, deixando-os

mais susceptíveis à ação de patógenos oportunistas (Weingartner *et al.*, 2020). Assim, medidas como a utilização de

equipamentos adequados e o manejo de peixes na faixa de temperatura ideal (conforme a espécie) podem contribuir para a recuperação dos animais (Weingartner *et al.*, 2020).

Cuidados com os equipamentos e os vestuários. Todos os equipamentos e vestuários utilizados durante a rotina de manejo na piscicultura deverão ser periodicamente higienizados, principalmente quando os utensílios são compartilhados entre tanques diferentes ou quando houver ocorrência de alguma doença. Diversos produtos são adequados para esse fim, com diferentes modos de ação e eficácia, o que vai depender da concentração utilizada, das características da água de diluição, da quantidade de material orgânico e da pré-limpeza dos equipamentos. Assim, produtos como cloro (hipoclorito de sódio), formalina, sal, entre outros, podem ser usados como desinfe-

Todos os equipamentos e vestuários ...[de]... rotina de manejo ... deverão ser periodicamente higienizados, principalmente [e sempre que]... compartilhados entre tanques diferentes ou quando houver ocorrência de alguma doença.

Profilaxia e tratamento de infestação parasitária. Parasitos [podem causar] doenças, muitas delas de difícil controle... ...não há medicamentos suficientes [autorizados] para [os] diferentes sistemas de produção e espécies criadas no Brasil ... Viveiros com histórico de ...de doença devem [ser descontaminados]. ... os peixes devem ser retirados... a água [drenada] ... O produto mais ... utilizado ... é a cal virgem (CaO), [150 g/m²]; após aplicação, a área deverá ficar exposta por dois ou três dias sem água.

tante. Alguns equipamentos (redes, baldes, puçás, botas) podem ser expostos, depois de limpos, ao sol, possibilitando à ação de raios ultravioleta sobre organismos patogênicos. O manuseio desses produtos deve ser feito cautelosamente, evitando-se contato com pele e inalação. utilizando-se EPIs (máscara, óculos de proteção, luvas e boné) (Andrade-Porto e Furlan, 2014).

Profilaxia e tratamento. Parasitos de peixes são potenciais causadores de doenças, muitas delas de difícil controle (Andrade-Porto e Furlan, 2014; Tavares-Dias *et al.*, 2017). O tratamento preventivo e curativo pode ser uma alternativa eficaz para barrar problemas graves ocasionados por parasitos. Entretanto, não há medicamentos suficientes permitidos para atender às necessidades dos diferentes sistemas

de produção e espécies criadas no Brasil (Valenti *et al.*, 2021).

Desinfecção de instalações.

Viveiros com histórico de ocorrência de doenças devem passar por um processo de descontaminação. Para isso, todos os peixes devem ser retirados e deve ser feita a drenagem da água por completo. O produto mais frequentemente utilizado para isso é a cal virgem (CaO), com dose indicada de 150 g/m²; após aplicação, a área deverá ficar exposta por dois ou três dias sem água (Andrade-Porto e Furlan, 2014; Senar, 2017). A exposição do fundo do viveiro aos raios ultravioleta do sol também contribui para eliminar organismos patogênicos. Durante o processo de aplicação da cal virgem, devem-se utilizar EPIs (Andrade-Porto e Furlan, 2014).

Controle de vetores e pragas. A propriedade deve, de acordo com a sua realidade, elaborar um plano de controle de pragas e roedores eficiente, com ações para prevenir a atração, o abrigo, o acesso e a proliferação de vetores e pragas urbanas (roedores, baratas, moscas, formigas etc.). Além disso, a presença de animais domésticos (cães, gatos etc.) e de animais silvestres deve ser impedida, pois

estes podem ser reservatórios de doenças e contribuir para o deslocamento de peixes doentes de um local contaminado para outro (Andrade-Porto e Furlan, 2014; Brasil, 2020).

Referências

1. Andrade, J.I.A., Jerônimo, G.T., Brasil, E.M., Nunez, C.V., Gonçalves, E.L.T., Ruiz, M.L., Martins, M.L., 2016. Efficacy of seed extract of *Bixa orellana* against monogenean gill parasites and physiological aspects of *Colossoma macropomum* after bath treatment. *Aquaculture* 462, 40–46. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.04.024>.
2. Andrade-Porto, S.M., Furlan, M.F., 2014. Cuidando da saúde dos peixes, in: Affonso, E.G., Ono, E.A., Santos, M.Q. (Ed.), Criação de peixes no Amazonas. Wega, Manaus, Am, pp. 43–56.
3. Andrade-Porto, S.M., Affonso, E.G., Kochhann, D., Malta, J.C.O., Roque, R., Ono, E.A., Araújo, C.S.O., Tavares-Dias, M., 2017. Antiparasitic efficacy and blood effects of formalin on *Arapaima gigas* (Pisces: Arapaimidae). *Aquaculture* 479, 38–44. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2017.05.009>.
4. Benavides-González, F., Gomez-Flores, R.A., Rábago-Castro, J.L., Sánchez-Martínez, J.G., Montelongo-Alfaro, I.O., 2015. Effects of Hydrogen Peroxide and Metrifonate on Monogenean *Ligictaluridus floridanus* on Catfish (*Ictalurus punctatus*, Rafinesque) Gills. *J. Parasitol.* 101, 707–710. <https://doi.org/10.1645/15-791>.
5. Boijink, C.L., Miranda, W.S.C., Chagas, E.C., Dairiki, J.K., Inoue, L.A.K.A., 2015. Anthelmintic activity of eugenol in tambaquis with monogenean gill infection. *Aquaculture* 438, 138–140. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.01.014>.
6. Brasil, 2016. DECRETO Nº 8.840, DE 24 DE

Controle de vetores e pragas
... um plano de controle de pragas e roedores [deve] prevenir a atração, o abrigo, o acesso e a proliferação de vetores e pragas urbanas (roedores, baratas, moscas, formigas etc.).
... a presença de animais domésticos (cães, gatos etc.) e de animais silvestres deve ser impedida...

- AGOSTO DE 2016. aprova o Regulamento de fiscalização de produtos de uso veterinário e dos estabelecimentos que os fabriquem ou comercializem. Poder Executivo, Brasília. D.O.U. DE 23/04/2004, P.1.
7. Brasil, 2020. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Aquicultura com sanidade: programa nacional de sanidade de animais aquáticos de cultivo. Secretaria de Defesa Agropecuária. Brasília: MAPA/AECS, 2020. Disponível em: [https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/sanidade-animal-e-vegetal/saude-animal/programas-de-saude-animal/arquivos-programas-sanitarios/Aquicultura com sanidade Manual orientado aos produtores.pdf](https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/sanidade-animal-e-vegetal/saude-animal/programas-de-saude-animal/arquivos-programas-sanitarios/Aquicultura%20com%20sanidade%20Manual%20orientado%20aos%20produtores.pdf). Acesso em: 06/05/2021.
 8. Castro, L.A., Jerônimo, G.T., Silva, R.M., Santos, M.J., Ramos, C.A., Andrade-Porto, S.M., 2020. Occurrence, pathogenicity, and control of acanthocephalosis caused by *Neoechinorhynchus buttnerae*: A review. Rev. Bras. Parasitol. Veterinária 29. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612020070>.
 9. Cerdeira, K.A., 2016. Construindo a piscicultura, in: Affonso, E.A.O. (Ed.), Piscicultura familiar no Amazonas. Wega, Manaus, Am, pp. 19–23. Disponível em: <http://pga.aquicultura.inpa.gov.br/index.php/publicacoes>. Acesso em: 25/05/2021.
 10. Chagas, E.C., Araújo, L.D., Martins, M.L., Gomes, L.C., Malta, J.C.O., Varella, A.B., Jerônimo, G.T., 2016. Mebendazole dietary supplementation controls Monogeneoidea (Platyhelminthes: Dactylogyridae) and does not alter the physiology of the freshwater fish *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818). Aquaculture 464, 185–189. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.06.022>.
 11. Cortegano, C.A.A., Ferreira, M.R., 2016. Aspectos sanitários de peixes, in: Affonso, Elizabeth Gusmão, Ono, E.A. (Ed.), Piscicultura familiar do Amazonas. Wega, Manaus, Am, pp. 56–62.
 12. Corral, A.C.T., Queiroz, M.N., Andrade-Porto, S.M., Morey, G.A.M., Chaves, F.C.M., Fernandes, V.L.A., Ono, E.A., Affonso, E.G., 2018. Control of *Hysterothylacium* sp. (Nematoda: Anisakidae) in juvenile pirarucu (*Arapaima gigas*) by the oral application of essential oil of *Piper aduncum*. Aquaculture 494, 37–44. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.04.062>.
 13. Costa, J.C., Valladão, G.M.R., Pala, G., Gallani, S.U., Kotzent, S., Crotti, A.E.M., Fracarolli, L., Silva, J.J.M., Pilarski, F., 2017. *Copaifera duckei* oleoresin as a novel alternative for treatment of monogenean infections in pacu *Piaractus mesopotamicus*. Aquaculture 471, 72–79. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.11.041>.
 14. Costa, C.M.S., Cruz, M.G., Lima, T.B.C., Ferreira, L.C., Ventura, A.S., Brandão, F.R., Chagas, E.C., Chaves, F.C.M., Martins, M.L., Jerônimo, G.T., 2020. Efficacy of the essential oils of *Mentha piperita*, *Lippia alba* and *Zingiber officinale* to control the acanthocephalan *Neoechinorhynchus buttnerae* in *Colossoma macropomum*. Aquac. Reports 18, 100414. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2020.100414>.
 15. Eiras, J.C., Takemoto, R.M., Pavanelli, G.C., 2006. Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes. 2ª ed. Maringá; Eduem.
 16. FAO, 2020. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Fish health management. Disponível em: <http://www.fao.org/fishery/topic/16124/en>. Acesso em: 05/11/2020.
 17. Faruk, M., Shorna, H., Anka, I., 2021. Use and impact of veterinary drugs, antimicrobials, and supplements in fish health management. J. Adv. Vet. Anim. Res. 8, 1. <https://doi.org/10.5455/javar.2021.h482>.
 18. Figueiredo, H.C.P.O., 2011. Uso de fitoterápicos na aquicultura. Revista Panorama da Aquicultura, v. 21, n. 124, p. 20–25.
 19. Forwood, J., Bubner, E., Landos, M., Deveney, M., D'Antignana, T., 2016. Praziquantel delivery via moist pellets to treat monogenean parasites of yellowtail kingfish *Seriola lalandi*: efficacy and feed acceptance. Dis. Aquat. Organ. 121, 201–209. <https://doi.org/10.3354/dao03054>.
 20. Fu, Y.W., Guo, S.Q., Luo, J.J., Sang, C.G., Lin, D.J., Liu, Y.M., Zhang, Q.Z., 2021. Effectiveness assessment of plant mixtures against *Ichthyophthirius multifiliis* in grass carp *Ctenopharyngodon idella*. Aquaculture 530, 735742. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735742>.
 21. Gomes, L.C., Simões, L.N., Araújo-Lima, C.A.R.M., 2020. Tambaqui (*Colossoma macropomum*), in: Baldissarotto, B. (Ed.), Espécies Nativas Para Piscicultura No Brasil. Santa Maria – RS, pp. 147–168.
 22. Gonzales, A.P.P.F., Yoshioka, E.T.O., Mathews, P.D., Mertins, O., Chaves, F.C.M., Videira, M.N., Tavares-Dias, M., 2020. Anthelmintic efficacy of *Cymbopogon citratus* essential oil (Poaceae) against

- monogenean parasites of *Colossoma macropomum* (Serrasalmidae), and blood and histopathological effects. *Aquaculture* 528, 735500. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735500>.
23. Hashimoto, G.S.O., Neto, F.M., Ruiz, M.L., Acchile, M., Chagas, E.C., Chaves, F.C.M., Martins, M.L., 2016. Essential oils of *Lippiasidoides* and *Mentha piperita* against monogenean parasites and their influence on the hematology of Nile tilapia. *Aquaculture* 450, 182–186. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.07.029>.
 24. Hirazawa, N., Tsubone, S., Takano, R., 2016. Anthelmintic effects of 75ppm hydrogen peroxide treatment on the monogeneans *Benedeniasteriolae*, *Neobenedeniagirellae*, and *Zeuxapta japonica* infecting the skin and gills of greater amberjack *Seriola dumerili*. *Aquaculture* 450, 244–249. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.07.028>.
 25. Ikefuti, C.V., Carraschi, S.P., Barbuio, R., Cruz, C., Pádua, S.B., Onaka, E.M., Ranzani-Paiva, M.J.T., 2015. Teflubenzuron as a tool for control of trichodinids in freshwater fish: Acute toxicity and *in vivo* efficacy. *Exp. Parasitol.* 154, 108–112. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2015.04.007>.
 26. Ituassú, D.R., Andrade-Porto, S.M., Cavero, B.A.S., Fonseca, F.A.L., 2020. Cultivo de Curimatã (*Prochilodus* spp.), in: Baldissarotto, B. (Ed.), *Espécies Nativas Para Piscicultura No Brasil*. UFSM, Santa Maria – RS, pp. 73–85.
 27. Izel-Silva, J., Silva, E.L.C., 2016. Qualidade da água em viveiros escavados, in: Affonso, E.G., Ono, E.A. (Ed.), *Piscicultura Familiar No Amazonas*. Wega, Manaus, Am, pp. 24–35. Disponível em: <http://pgaquicultura.inpa.gov.br/index.php/publicacoes>. Acesso em: 25/05/2021.
 28. Izel-Silva, J., Ono, E.A., Queiroz, M.N., Santos, R.B., Affonso, E.G., 2020. Aeration strategy in the intensive culture of tambaqui, *Colossoma macropomum*, in the tropics. *Aquaculture* 529, 735644. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735644>.
 29. Kubitz, F., Campos, J.L., 2006. O aproveitamento dos subprodutos do processamento do pescado. *Panorama da aquicultura*. v. 94, 23-29.
 30. Kubitz, F., 2009. Manejo na produção de peixes - Parte 5: Boas práticas no manejo sanitário. *Panorama da aquicultura*, v. 19, p. 15-23.
 31. Kubitz, F., 2017. A água na aquicultura - Parte I. *Panorama da aquicultura*, v. 27, p. 24-33, 2017.
 32. Maciel, P.O., 2009. Efeito do praziquantel sobre as variáveis sanguíneas de *Colossoma macropomum*, Cuvier, 1818 (Characidae: serrasalminae) e sua eficiência como anti-helmíntico no controle de parasitas monogenóides (plathyelminthes: monogenoidea). 2009. 81f. Dissertação (Mestrado, Biologia de Água Doce e Pesca Interior) Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Manaus, Am.
 33. Magundu, E.W., Rasowo, J., Oyoo-Okoth, E., Charo-Karisa, H., 2011. Evaluation of sodium chloride (NaCl) for potential prophylactic treatment and its short-term toxicity to African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell 1822) yolk-sac and swim-up fry. *Aquaculture* 319, 307–310. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.06.038>.
 34. Melo, J.N., Carnesea Júnior, W., Martins, M.L., Mourão, J.L.P., 2015. *In vitro* and *in vivo* study of chlorine dioxide to treat *Ichthyophthirius multifiliis* in silver catfish *Rhamdia quelen*. *Bol. Inst. Pesca*, São Paulo, 41, 987–993.
 35. Meneses, J.O., Couto, M.V.S., Sousa, N.C., Cunha, F.S., Abe, H.A., Ramos, F.M., Chagas, E.C., Chaves, F.C.M., Martins, M.L., Maria, A.N., Carneiro, P.F., Fujimoto, R.Y., 2018. Efficacy of *Ocimum gratissimum* essential oil against the monogenean *Cichlidogyrus tilapiae* gill parasite of Nile tilapia. *Arq. Bras. Med. Veterinária e Zootec.* 70, 497–504. <https://doi.org/10.1590/1678-4162-9667>.
 36. Moraes, J.L., 2019. Levamisol no controle do acantocéfalo *Neoechinorhynchus buttnerae* Golvan, 1956 (Acanthocephala: Neoechinorhynchidae) em tambaqui, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818). 58f. Dissertação (Mestrado, Aquicultura) - Universidade Nilton Lins/ Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas.
 37. Noga, E.J., 2010. Fish disease: diagnosis and treatment. 2.ed, Iowa: Blackwell Publishing.
 38. Ogut, H., Gunduz, N., Colak, R., Aslan, M., 2015. Using fibonacci dose escalation to determine the minimum effective concentrations of copper sulfate and chloramine-t for eradication of *Ichthyophthirius multifiliis*. *Fresenius Environ. Bull.* <https://www.researchgate.net/publication/279781431>.
 39. OECD, 1992. Guidelines for the Testing of Chemicals. Fish, Acute Toxicity Test. Disponível em: <https://www.oecd.org/chemicalsafety/risk-assessment/1948241.pdf>. Acesso em:

40. Ono, E.A., Affonso, E.G., 2014. Alimentando os peixes, in: Affonso, E.G., Ono, E.A., Santos, M.Q. (Ed.), Criação de peixes no Amazonas. Wega, pp. 23–26.
41. Paladini, G., Longshaw, M., Gustinelli, A., Shinn, A.P., 2017. Parasitic Diseases in Aquaculture: Their Biology, Diagnosis and Control, in: Diagnosis and Control of Diseases of Fish and Shellfish. John Wiley & Sons, Ltd, Chichester, UK, pp. 37–107. <https://doi.org/10.1002/9781119152125.ch4>.
42. Pavanelli, G.C., Eiras, J.C., Takemoto, R.M., 2008. Doenças de Peixes. Profilaxia, Diagnóstico e Tratamento. 3ª ed. Universidade Estadual de Maringá.
43. Pohlenz, C., Gatlin, D.M., 2014. Interrelationships between fish nutrition and health. *Aquaculture* 431, 111–117.
44. Queiroz, M.N., 2014. A qualidade da água na piscicultura, in: Affonso, E.G., Ono, E.A., Santos, M.Q. (Ed.), Criação de peixes no Amazonas. Wega, Manaus, Am, pp. 27–34.
45. Queiroz, M.N., 2017. Novo tratamento para tambaquis parasitados utilizando planta amazônica. 117f. Tese (Doutorado, Aquicultura) – Universidade Nilton Lins/Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas.
46. Queiroz, M.N., Ono, E.A., Affonso, E.G., 2020. Efficacy of the aqueous extract of *Piper aduncum* L in the control of monogenean parasites (Platyhelminthes: Monogenoidea) of pirarucu *Arapaima gigas*, in: Almeida-Val, V.M.F.; Campos, D.F.; Gonçalves, L.M.F. ADAPTA: Adaptations of Amazon Biota, Manaus, pp. 214–219.
47. Reverter, M., Tapissier-Bontemps, N., Sasal, P., Saulnier, D., 2017. Use of Medicinal Plants in Aquaculture, in: Diagnosis and Control of Diseases of Fish and Shellfish. John Wiley & Sons, Ltd, Chichester, UK, pp. 223–261. <https://doi.org/10.1002/9781119152125.ch9>.
48. Ribeiro, M.S., Macedo, V.M., 2016. Nutrição e alimentação de peixes, in: Affonso, E.G., Ono, E.A. (Ed.), Piscicultura familiar no Amazonas. Wega, Manaus, Am, pp. 46–55. Disponível em: <http://pqaicultura.inpa.gov.br/index.php/publicacoes>. Acesso em: 25/05/2021.
49. Rodrigues, A.P.O., Silva, M.C.N., Beretta, E.S., Fonseca, F.A.L., Parisi, G., Conceição, L.E.C., Gonçalves, L.U., 2020. Effect of dietary taurine supplementation on the growth and blood physiological parameters of juvenile pirarucu. *Acta Amaz.* 50, 289–294. <https://doi.org/10.1590/1809-4392201904361>.
50. Seixas, A.T., Gallani, S.U., Noronha, L.S., Jonas, S., Paschoal, J., Bastos, J.K., Valladão, G.M.R., 2020. Copaifeira oleoresins as a novel natural product against acanthocephalan in aquaculture: Insights in the mode of action and toxicity. *Aquac. Res.* 51, 4681–4688. <https://doi.org/10.1111/are.14813>.
51. SENAR, 2017. Serviço Nacional de Aprendizagem Rural. Piscicultura: manejo sanitário. (Coleção SENAR nº 196). Brasília: Senar, 2017. ISBN: 978-85-7664-168-1.
52. SENAR, 2019. Serviço Nacional De Aprendizagem Rural. Piscicultura: manejo da qualidade da água. (Coleção SENAR nº 262). Brasília: Senar, 2019. ISBN: 978-85-7664-230-5.
53. Shabani, F., Erikson, U., Beli, E., Rexhepi, A., 2016. Live transport of rainbow trout (*Onchorhynchus mykiss*) and subsequent live storage in market: Water quality, stress and welfare considerations 453, 110–115. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.11.040>.
54. Shrivastava, J., Sinha, A.K., Cannaerts, S., Blust, R., Boeck, G., 2017. Temporal assessment of metabolic rate, ammonia dynamics and ion-status in common carp during fasting: A promising approach for optimizing fasting episode prior to fish transportation. *Aquaculture* 481, 218–228. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2017.09.008>.
55. Soares, B.V., Neves, L.R., Oliveira, M.S.B., Chaves, F.C.M., Dias, M.K.R., Chagas, E.C., Tavares-Dias, M., 2016. Antiparasitic activity of the essential oil of *Lippia alba* on ectoparasites of *Colossoma macropomum* (tambaqui) and its physiological and histopathological effects. *Aquaculture* 452, 107–114. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.10.029>.
56. Soares, B.V., Neves, L.R., Ferreira, D.O., Oliveira, M.S.B., Chaves, F.C.M., Chagas, E.C., Gonçalves, R.A., Tavares-Dias, M., 2017. Antiparasitic activity, histopathology and physiology of *Colossoma macropomum* (tambaqui) exposed to the essential oil of *Lippiasidoides* (Verbenaceae). *Vet. Parasitol.* 234, 49–56. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2016.12.012>.
57. Sutili, F.J., Gressler, L.T., Vargas, A.C., Zeppenfeld, C.C., Baldissarroto, B., Cunha, M.A., 2013. The use of nitazoxanide against the pathogens

- Ichthyophthirius multifiliis* and *Aeromonas hydrophila* in silver catfish (*Rhamdia quelen*). Vet. Parasitol. 197, 522–526. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.06.012>.
58. Tacchi, L., Lowrey, L., Musharrafieh, R., Crossey, K., Larragoite, E.T., Salinas, I., 2015. Effects of transportation stress and addition of salt to transport water on the skin mucosal homeostasis of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*. Aquac. AuthorManuscr. 435, 120–127. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.09.027>.
 59. Tavares-Dias, M., Ferreira, J.S., Affonso, E.G., Ono, E.A., 2011. Toxicity and effects of copper sulfate on parasitic control and hematological response of tambaqui *Colossoma macropomum*. Bol. Inst. Pesca, São Paulo, 37, 355–365.
 60. Tavares-Dias, M., Martins, M.L., 2017. An overall estimation of losses caused by diseases in the Brazilian fish farms. J. Parasit. Dis. 1–6. <https://doi.org/10.1007/s12639-017-0938-y>.
 61. Taraschewski, H., Mehlhorn, H., Raether, W., 1990. Loperamid, na efficacious drug against fish-pathogenic acanthocephalans. Parasit. Research, 76, 619–623.
 62. Valladão, G.M.R., Alves, L.O., Pilarski, F., 2016a. Trichodiniasis in Nile tilapia hatcheries: Diagnosis, parasite: host-stage relationship and treatment 451, 444–450. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.09.030>.
 63. Valladão, G.M.R., Gallani, S.U., Ikefuti, C.V., Cruz, C., Levy-Pereira, N., Rodrigues, M.V.N., Pilarski, F., 2016b. Essential oils to control ichthyophthiriasis in pacu, *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg): special emphasis on treatment with *Melaleuca alternifolia*. J. Fish Dis. 39, 1143–1152. <https://doi.org/10.1111/jfd.12447>.
 64. Valladão, G.M.R., Gallani, S.U., Jerônimo, G.T., Seixas, A.T., 2020. Challenges in the control of acanthocephalosis in aquaculture: special emphasis on *Neoechinorhynchus buttnerae*. Rev. Aquac. 12, 1360–1372. <https://doi.org/10.1111/raq.12386>.
 65. Valenti, W.C., Barros, H.P., Moraes-Valenti, P., Bueno, G.W., Cavalli, R.O., 2021. Aquaculture in Brazil: past, present and future. Aquac. Reports 19. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2021.100611>.
 66. Xavier, J.C.O., 2015. Eficiência antiparasitária e toxicidade do levamisol em juvenis de *Mugilliza Valenciennes*, 1836 submetidos a banhos terapêuticos. 58f. Dissertação (Mestrado, Aquicultura) - Universidade Federal do Rio Grande, RS.
 67. Weingartner, M., Zaniboni-Filho, E., Ribolli, J., 2020. Biologia e cultivo de dourado, in: Baldisserotto, B. (Ed.), Espécies Nativas Para Piscicultura No Brasil. UFSM, Santa Maria – RS, pp. 201–228.
 68. Yamamoto, S., Shirakashi, S., Morimoto, S., Ishimaru, K., Murata, O., 2011. Efficacy of oral praziquantel treatment against the skin fluke infection of cultured chub mackerel, *Scomber japonicus*. Aquaculture 319, 53–57. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.06.045>.
 69. Yamamoto, K., Bondad-Reantaso, M., 2016. Biosecurity and Aquatic Animal Health Management. Researchgate 74–90. Disponível em: <https://www.researchgate.net/publication/301197459>. Acesso em: 20/05/2021.