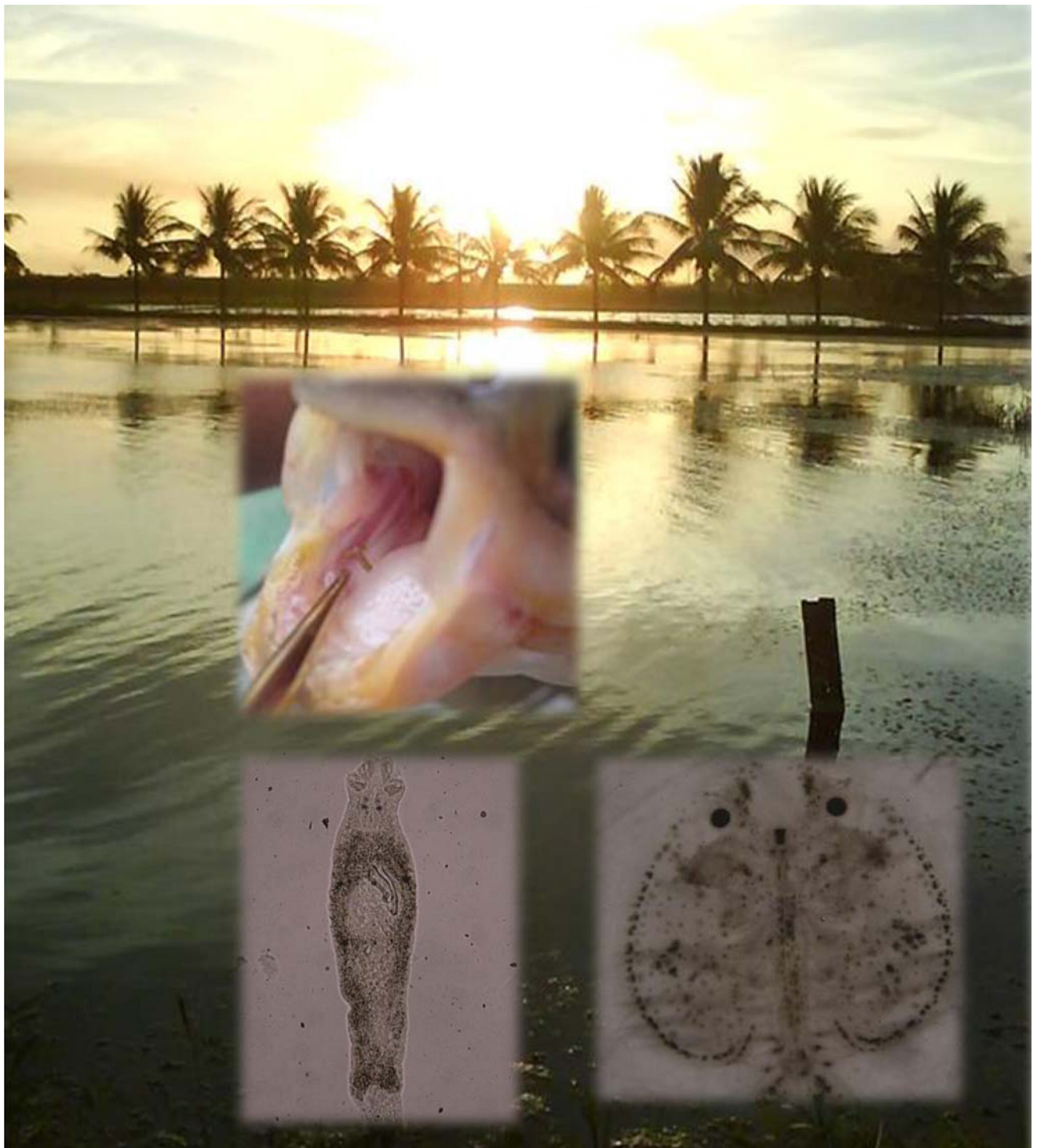


Doenças Parasitárias e Manejo Profilático de Tambaquis (*Colossoma macropomum*) na Região do Baixo São Francisco



Documentos 195

Doenças Parasitárias e Manejo Profilático de Tambaquis (*Colossoma macropomum*) na Região do Baixo São Francisco

Rodrigo Yudi Fujimoto
Marcia Mayumi Ishikawa
Marina Keiko Pieroni Iwashita
Patricia Oliveira Maciel
Magda Vieira Benavides
Daniel Massato Vital Hide
Ruana Vitória Bomfim Silva
Bruna de Jesus Santos
Peterson Emmanuel Guimarães Paixão
Esterio Carlos Correa Junior
Edsandra Campos Chagas
Márcia Helena Galina Dompieri

Embrapa Tabuleiros Costeiros
Av. Beira Mar, 3250, CEP 49025-040, Aracaju, SE
Fone: (79) 4009-1300
Fax: (79) 4009-1369
www.embrapa.com.br
www.embrapa.br/fale-conosco

Comitê Local de Publicações

Comitê Local de Publicações da Embrapa Tabuleiros Costeiros

Presidente: *Marcelo Ferreira Fernandes*

Secretária-executiva: *Raquel Fernandes de Araújo Rodrigues*

Membros: *Ana Veruska Cruz da Silva Muniz, Carlos Alberto da Silva, Élio César Guzzo, Hymerson Costa Azevedo, João Gomes da Costa, Josué Francisco da Silva Junior, Julio Roberto de Araujo Amorim, Viviane Talamini e Walane Maria Pereira de Mello Ivo*

Supervisão editorial: *Raquel Fernandes de Araújo Rodrigues*

Normalização bibliográfica: *Josete Cunha Melo*

Editoração eletrônica: *Raquel Fernandes de Araújo Rodrigues*

Fotos da capa: *Rodrigo Yudi Fujimoto e Daniel Massato Vital Hide*

1ª Edição

On-line (2015)

Todos os direitos reservados.

A reprodução não autorizada desta publicação, no todo ou em parte, constitui violação dos direitos autorais (Lei nº 9.610).

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Embrapa Tabuleiros Costeiros

Doenças Parasitárias e Manejo Profilático de Tambaquis
(*Colossoma macropomum*) na Região do Baixo São Francisco /
Rodrigo Yudi Fujimoto... [et. al.]- Aracaju: Embrapa Tabuleiros
Costeiros, 2015.

41 p. II. (Documentos / Embrapa Tabuleiros Costeiros,
ISSN 1678-1961, 195).

1. Peixe. 2. Piscicultura. 3. Tambaqui. 4. Doença. 5.
Colossoma macropomum. 6. Baixo São Francisco. II. Fujimoto,
Rodrigo Yudi. II. Ishikawa, Marcia Mayumi. III. Iwashita, Marina
Keiko Pieroni. IV. Maciel, Patricia Oliveira. V. Benavides, Magda
Vieira. VI. Hide, Daniel Massato Vital. VII. Silva, Ruana Vitória
Bomfim. VIII. Santos, Bruna de Jesus. IX. Paixão, Peterson
Emmanuel Guimarães. X. Correa Junior, Estenio Carlos. XI.
Chagas, Edsandra Campos. XII. Dompieri, Márcia Helena Galina.
XIII. Série.

CDD 639.3 21. ed.

©Embrapa 2015

Autores

Rodrigo Yudi Fujimoto

Zootecnista, doutor em Aquicultura, pesquisador da Embrapa Tabuleiros Costeiros, Aracaju, SE

Marcia Mayumi Ishikawa

Médica Veterinária, doutora em Parasitologia Veterinária pesquisadora da Embrapa Meio Ambiente, Jaguariúna, SP

Marina Keiko Pieroni Iwashita

Médica Veterinária, doutora em Aquicultura, pesquisadora da Embrapa Pesca e Aquicultura, Palmas, TO

Patricia Oliveira Maciel

Médica Veterinária, mestre em Biologia de Água Doce e Pesca Interior, pesquisadora da Embrapa Pesca e Aquicultura, Palmas TO

Magda Vieira Benavides

Zootecnista, doutora em Wool Science, pesquisadora da Embrapa Pesca e Aquicultura, Palmas, TO

Daniel Massato Vital Hide

Engenheiro de Pesca, mestre em Saúde e Ambiente, Universidade Tiradentes, Aracaju, SE

Ruana Vitória Bomfim Silva

Graduanda de Biologia, Universidade Tiradentes, Aracaju, SE

Bruna de Jesus Santos

Graduanda em Zootecnia, Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão, SE

Peterson Emmanuel Guimarães Paixão

Graduando em Engenharia de Pesca, Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão, SE

Estenio Carlos Correa Junior

Graduando em Zootecnia, Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão, SE

Edsandra Campos Chagas

Engenheira de Pesca, doutora em Aquicultura, pesquisadora da Embrapa Amazônia Ocidental, Manaus, AM

Márcia Helena Galina Dompieri

Graduada em Geografia e Tecnologia da Informática, doutora em Organização do Espaço, pesquisadora da Embrapa Tabuleiros Costeiros, Aracaju, SE

Apresentação

O Baixo São Francisco estende-se do Município de Paulo Afonso, BA até a foz no Oceano Atlântico, abrangendo os estados da Bahia, Pernambuco, Sergipe e Alagoas. No final dos anos 90, foram firmados vários convênios de piscicultura, visando ao desenvolvimento da região, como ações mitigadoras às instalações de hidrelétricas. Desde então, a piscicultura na região se caracteriza por ser de base familiar.

Na região do Baixo São Francisco, especialmente nos estados de Sergipe e Alagoas há a criação familiar de tambaqui (*Colossoma macropomum*) com adoção de práticas de manejo muitas vezes empíricas que, dentre outros fatores, pode favorecer à ocorrência de doenças. Nesse cenário, a assistência técnica necessita alcançar esses produtores para possibilitar um avanço tecnológico na produção e conseqüentemente estimular e aumentar a produtividade da piscicultura na região.

Apesar disso, o conhecimento sobre os agentes patogênicos dessa região é incipiente o que dificulta a tomada de decisões sobre o gerenciamento dos riscos e a adoção de boas práticas de manejo sanitário.

Essa publicação apresenta o levantamento de dados compilados a partir dos resultados de pesquisa epidemiológica realizada no Baixo São Francisco, nos estados de Sergipe e Alagoas, pela Embrapa, com recursos financeiros do CNPq e Ministério da Pesca e Aquicultura (MPA). Espera-se que as informações aqui disponibilizadas sejam utilizadas por profissionais da assistência técnica, produtores de tambaqui e demais interessados no desenvolvimento do Baixo São Francisco, em Sergipe e Alagoas, para identificar possíveis problemas sanitários, formas de evitar ou minimizar os riscos que facilitam a instalação de doenças e a adoção de manejos profiláticos.

Manoel Moacir Costa Macêdo
Chefe-geral da Embrapa Tabuleiros Costeiros

Sumário

Doenças Parasitárias e Manejo Profilático de Tambaquis	
(<i>Colossoma macropomum</i>) na Região do Baixo São Francisco	7
Introdução.....	7
O que observar?.....	9
Principais parasitas identificados nas pisciculturas de tambaqui da	
Região do Baixo São Francisco.....	10
Monogeneas.....	15
Nematóides	15
Protozoários	17
Myxosporídeos	22
Crustáceos.....	26
Boas práticas de manejo sanitário.....	30
Considerações finais	40
Referências	40

Introdução

O aumento da produtividade na piscicultura está aliado a uma melhora nas técnicas de manejo. O empirismo no setor aquícola somado ao desordenado aumento de produção podem ocasionar desequilíbrio na tríade parasito-patógeno-hospedeiro, permitindo a ocorrência de surtos de doenças e conseqüentemente altas mortalidades. Nesse sentido, o reconhecimento dos agentes patogênicos, sua frequência de ocorrência e os fatores de risco que predispõem às doenças são aspectos importantes para definir ações que possam minimizar os gargalos que comprometem o aumento da produção.

Os peixes podem ser acometidos por uma diversidade de agentes patogênicos, desde microrganismos como vírus, até organismos visíveis a olho nu, como os crustáceos parasitas externos, também conhecidos como “piolhos de peixe”. O tambaqui (*Colossoma macropomum*) e outros peixes redondos são hospedeiros de uma alta diversidade de agentes patogênicos que os infestam (termo usado para parasitas externos) ou infectam (termo usado para parasitas internos) em todas as fases de crescimento. Altas taxas de mortalidade já foram relatadas em peixes redondos devido a doenças, e o tambaqui, embora seja um peixe considerado rústico e com grande potencial de crescimento, é também sensível a mudanças de temperaturas e ao estresse que pode predispor a infecções parasitárias.

Poucos trabalhos foram realizados para a identificação dos agentes patogênicos na região do Baixo São Francisco, assim como sua distribuição e prevalência, sendo que a classificação e quantificação dos fatores de risco que ocasionam essas doenças são inexistentes.

As doenças nos cultivos de tambaqui não estão distribuídas uniformemente em todas as regiões de criação, e isso é um fator importante na cadeia produtiva do tambaqui na Região Nordeste. Como exemplo, nos estados do Amazonas, Maranhão e Rondônia foram relatadas mortalidades causadas pelo parasita intestinal acantocéfalo, que não foi encontrado ainda na região do Baixo São Francisco (CHAGAS et al., 2015). É de conhecimento que em algum momento as matrizes e reprodutores da Região Nordeste precisarão ser repostas por peixes possivelmente do seu local de origem (Amazônia) e nesse trânsito de animais, é preciso ter precauções quanto à inserção desses novos animais na região nordeste e à possível introdução de patógenos.

Sendo assim, medidas preventivas e manejos profiláticos específicos, coordenados ou pontuais, precisam ser adotados na região para reduzir a incidência das doenças parasitárias levantadas pelo projeto e minimizar a disseminação destas doenças nas pisciculturas.

Os dados apresentados neste catálogo foram compilados a partir dos resultados de levantamento epidemiológico realizado em dez estabelecimentos aquícolas da região do Baixo São Francisco, onde foram coletados tambaquis (*Colossoma macropomum*) na fase de engorda, amostrados nas épocas da seca e chuva, durante o ano de 2014. Os peixes foram analisados e os parasitos identificados até o menor nível taxonômico possível. Em paralelo, os piscicultores responderam a uma série de perguntas relacionadas à infraestrutura da propriedade (quantidade e condições dos viveiros, utensílios disponíveis), aquisição de insumos (alevinos e ração), manejo em geral adotado (preparação de viveiros, biometrias, densidade de estocagem, monitoramento da qualidade da água), manejo sanitário dos animais e aspectos de comercialização do pescado.

A partir do cruzamento dessas informações com os dados dos agentes patogênicos levantados realizou-se a análise de Odds ratio (OR) para determinar os fatores de risco específicos de cada doença. O Odds ratio é a magnitude da associação entre a exposição ao fator de risco e a ocorrência do parasita no peixe sendo que quanto maior o OR maiores as chances da ocorrência do parasitismo.

O objetivo deste documento é disponibilizar informações sobre as doenças prevalentes nos tambaquis criados na região do Baixo São Francisco aos aquicultores e técnicos ligados ao setor, no sentido de alertá-los quanto aos possíveis problemas sanitários, formas de se evitar ou minimizar os riscos que facilitam a instalação de doenças e recomendar manejos profiláticos.

As doenças serão apresentadas com: 1) **descrição geral**: informações gerais do parasita encontrado, com distribuição da sua ocorrência apresentada na forma de mapas, as **espécies encontradas** contendo descrição das espécies de parasitas de um mesmo grupo, o **local de infestação ou infecção**, a **prevalência** (porcentagem de peixes parasitados no lote analisado) e a **Intensidade média com valores máximos e mínimos** (quantidade de parasitas encontrados por peixe); 2) **sinais clínicos e patologia**: breve descrição dos sinais encontrados em peixes doentes e a patologia que o parasita causa no hospedeiro; 3) **fatores de risco**: condições das pisciculturas do Baixo São Francisco que contribuíram, segundo a análise de Odds ratio com a ocorrência de determinada parasitose; 4) **ciclo de vida**: descrição sobre como o parasita se reproduz e contamina o hospedeiro, a partir de informações da literatura; e 5) **profilaxia**: método para prevenir determinada doença de acordo com informações da literatura.

As informações compiladas são importantes para proteger a criação de tambaquis do ponto de vista sanitário, garantindo ao piscicultor uma produção segura economicamente, sem riscos para o ambiente ou ao consumidor final.

O que observar?

Durante o cultivo de peixes, a observação minuciosa de aspectos do ambiente de criação e do comportamento dos indivíduos permite a detecção precoce da ocorrência de parasitas e doenças nos animais, e assim possibilita a adoção de ações para reduzir ou controlar essas ocorrências.

Os principais fatores que devem ser acompanhados durante o cultivo são:

- Os parâmetros de qualidade da água, principalmente, pH, temperatura e oxigênio.
- A vazão da entrada de água dos viveiros está adequada ou se há algum problema de vazamento.
- Revisão diária dos viveiros para identificar animais doentes, mortos ou moribundos na lâmina d'água e, em caso positivo, retirá-los.
- Observar a presença de outros animais e peixes invasores no viveiro e proceder a retirada dos mesmos.
- Estar atento à aplicação de algum produto químico na sua propriedade ou na vizinhança que possa interferir no cultivo dos peixes.
- Estar atento à validade da ração ou do alimento utilizado, e a condição do seu armazenamento.
- O comportamento alimentar dos peixes. Essa observação é diária sendo realizada durante o procedimento de alimentação que ocorre na maioria das propriedades nas primeiras horas da manhã.
- Outros sinais típicos que podem ser observados pelos produtores:
 - Indivíduos perto da lâmina de água e/ou na entrada de água, separados do cardume ou sem resposta a estímulos externos (apático);
 - Aumento do tamanho do lábio inferior, sendo indicativo de falta de oxigênio no viveiro que causa estresse nos peixes;
 - Presença de manchas ou corpos estranhos no corpo dos peixes;
 - Natação anormal, lateralizada ou em círculos ou em atrito com superfícies ásperas (*flashing*);
 - Diminuição do crescimento, fato observado por meio de biometrias.

Principais parasitas identificados nas pisciculturas de tambaqui da Região do Baixo São Francisco

Monogenea

Descrição geral

Em tambaquis foram encontradas quatro espécies de monogeneas da família Dactilogiridae. Eles são caracterizados por apresentarem um órgão de fixação chamado de haptor, com o qual podem se fixar nas lamelas branquiais enquanto se alimentam de muco, sangue e células dos peixes.

Sinais clínicos e patologia

Os peixes se encontram próximo à entrada de água, demonstram apatia e não se alimentam. Isso ocorre, pois os parasitos aderidos às brânquias, quando em grande quantidade, provocam hiperplasia celular e hipersecreção de muco, o que prejudica a respiração dos peixes.

Fatores de risco

Escassez de água (OR:13,3, ou seja 13,3 vezes mais risco de ter monogenea quando há escassez de água), consórcio com outros animais (OR: 17,9), comunicação da água de um viveiro com outro (OR:5,64), viveiros sem fertilização (OR:4,3), viveiros que não fizeram desinfecção e raspagem do fundo (OR:70,0), alta densidade de estocagem ($> 1\text{kg}/\text{m}^3$) (OR:4) e biometrias realizadas sem técnica adequada (OR:17,8). Além disso, peixes menores são mais susceptíveis ao parasitismo.

Ciclo de vida

Os monogeneas têm ciclo de vida direto (Figura 1), são hermafroditas, ou seja, possuem os dois sexos no mesmo indivíduo. Os da família Dactilogiridae são parasitos ovíparos e produzem um ovo por vez que são depositados diretamente na água. A forma larval chamada de oncomiracídio eclode do ovo e procura um novo hospedeiro, caso não o encontre, ela não sobrevive no ambiente. Ao entrar em

contato com seu hospedeiro se transforma em um verme adulto completando seu ciclo. Esse ciclo tem duração média de 15 dias, sendo que, em temperaturas mais altas o ciclo pode ser mais rápido.

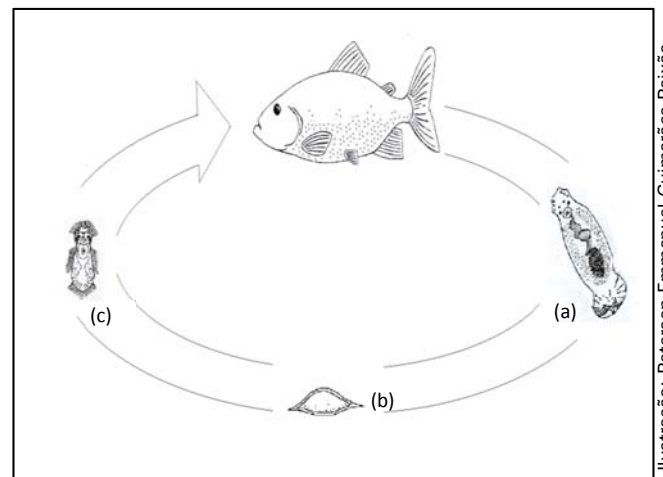


Figura 1. Ciclo de vida dos monogeneas: (a) adulto → (b) ovo → (c) larva.

Profilaxia

Adquirir alevinos de locais idôneos e que não apresentem casos de mortalidade recente, realizar as reposições de água sem reutilização da mesma para outro viveiro, realizar a secagem, raspagem e desinfecção dos viveiros com cal virgem ao final de cada ciclo de produtivo para eliminar qualquer fase do parasita que esteja no ambiente, especialmente os ovos.

Anacanthorus spathulatus KRITSKY, THATCHER e KAYTON, 1979

Local de infestação: Brânquias e superfície corporal
(tegumento)

Prevalência: 44,4%

Intensidade média (Valor máximo e mínimo): 42,2 (Min: 1
Max: 561)

Mapa de distribuição espacial do parasito *Anacanthorus spathulatus* na região do Baixo São Francisco (Figura 3).

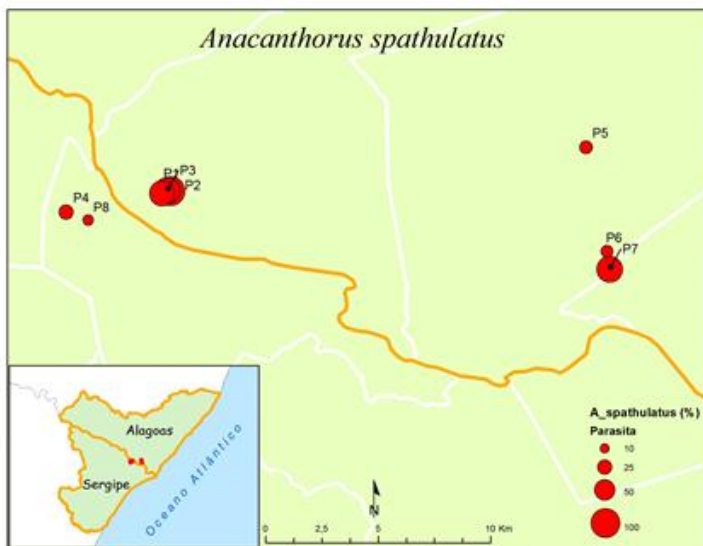


Figura 3. Mapa de distribuição espacial do parasito *Anacanthorus spathulatus*.



Foto: Daniel Massato Vital Hide

Figura 2. *Anacanthorus spathulatus*.

***Linguadactyloides brinkmanni* THATCHER KRITSKY, 1983**

Local de infestação: Brânquias e tegumento

Prevalencia: 16,1%

Intensidade média (Valor máximo e mínimo): 21,2 (Min:1
Max:129)

Mapa de distribuição espacial do parasito *Linguadactyloides brinkmanni* na região do Baixo São Francisco (Figura 5).



Foto: Daniel Massato Vital Hide

Figura 4. *Linguadactyloides brinkmanni*.

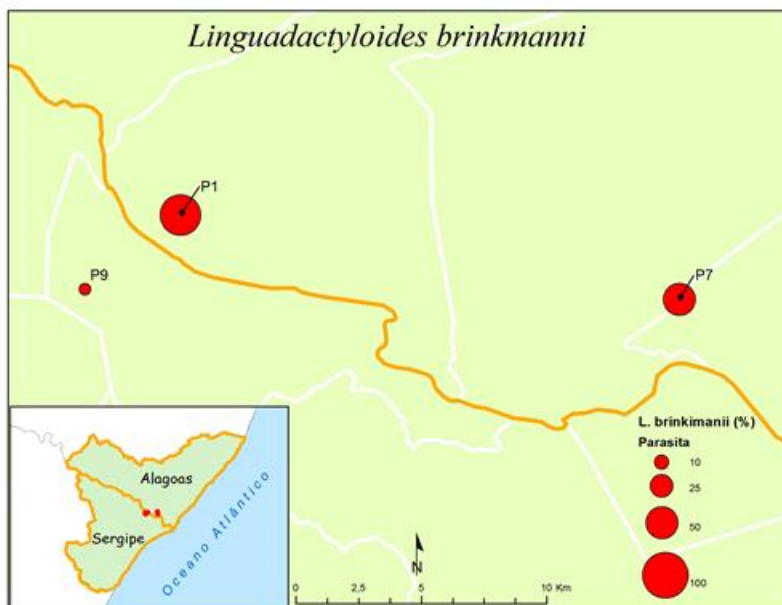


Figura 5. Mapa de distribuição espacial do parasito *Linguadactyloides brinkmanni*.

***Mymarothecium boegeri* COHEN KOHN, 2005**

Local de infestação: Brânquias e tegumento

Prevalência: 44,4%

Intensidade média (Valor máximo e mínimo): 163,1 (Min: 1
Max: 2487)

Mapa de distribuição espacial do parasito *Mymarothecium boegeri* na região do Baixo São Francisco (Figura 7).

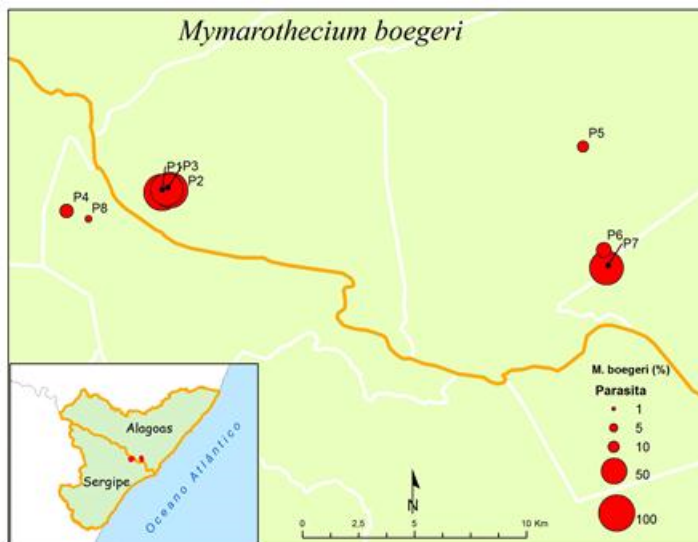


Figura 7. Mapa de distribuição espacial do parasito *Mymarothecium boegeri*.



Foto: Daniel Masato Vital Hide

Figura 6. *Mymarothecium boegeri*.

Notozothecium janauachensis BELMONT-JÉGU et al., 2004

Local de infestação: Brânquias e tegumento

Prevalência: 38,7%

Intensidade média (Valor máximo e mínimo): 35,3 (Min:1
Max:697)

Mapa de distribuição espacial do parasito *Notozothecium janauachensis* na região do Baixo São Francisco (Figura 9).



Foto: Daniel Massato Vital Hide

Figura 8. *Notozothecium janauachensis*.

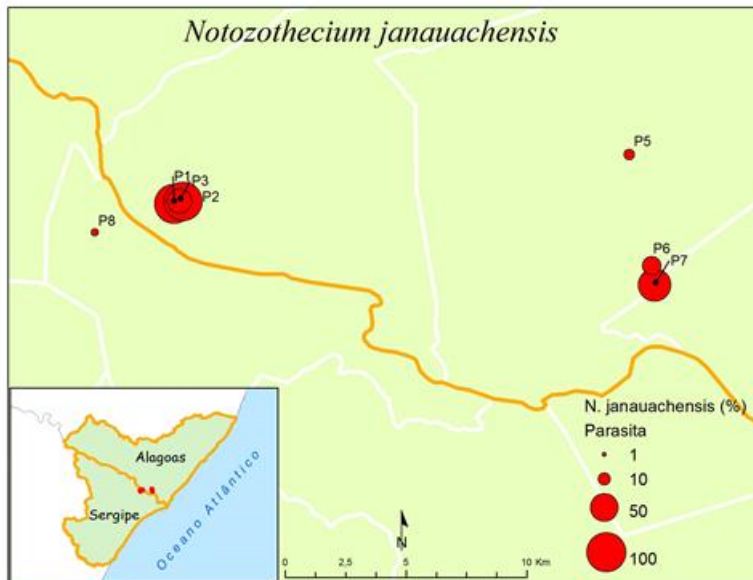


Figura 9. Mapa de distribuição espacial do parasito *Notozothecium janauachensis*.

Nematóides

Descrição geral

Os nematóides são parasitos alongados cilíndricos (aparentando um fio de cabelo) de coloração esbranquiçada, amarelada ou avermelhada a depender da espécie, que geralmente parasitam o trato digestório dos peixes. Possuem um ciclo de vida complexo com vários hospedeiros intermediários. Em tambaquis foi encontrada uma espécie de parasito nematóide (*Procamallanus Spirocamallanus inopinatus*) (Figura 10).

Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus TRAVASSOS ARTIGAS & PEREIRA, 1928

Prevalência: 0,8%

Intensidade média: 1,5 (Min:1 Max:2,0)

Local de Infecção: trato gastro intestinal.

Sinais clínicos e patologia

Os peixes não apresentam sinal clínico externo aparente, mas dependendo da infecção e resistência do hospedeiro, uma redução no crescimento pode ser observada, por comprometer a funcionalidade do intestino devido às lesões na mucosa do trato digestório.

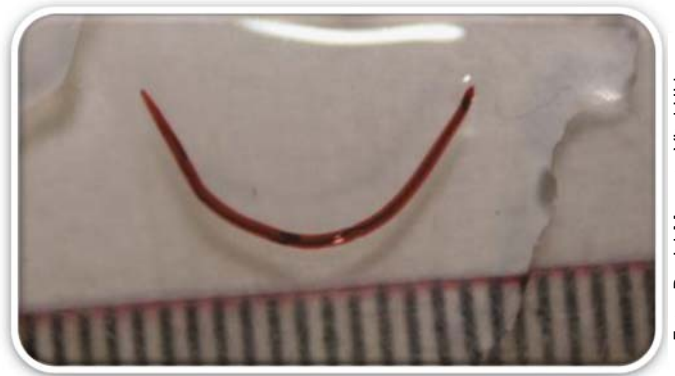


Figura 10. *Procamallanus*

Foto: Daniel Massato Vital Hide

Mapa de distribuição espacial do parasito
Procamallanus (Spirocamallanus)
inopinatus na região do Baixo São Francisco (Figura 11).



Figura 11. Mapa de distribuição espacial do parasito *Procamallanus inopinatus*.

Fatores de risco

Devido ao ciclo de vida complexo, as infestações nos tambaquis da região foram baixas, porém relatos encontrados na literatura indicam a presença de grande quantidade de hospedeiros intermediários associada com a pouca transparência de água como fator de risco associado a esse parasitismo.

Ciclo de vida

As fêmeas destes nematóides depositam os ovos ou larvas de primeiro estágio no ambiente, que são ingeridas por copépodos de vida livre. O copépodo, um tipo de zooplâncton alimenta-se da larva que migra até a sua hemocele onde desenvolve até o terceiro estágio. O estágio adulto é atingido quando o copépodo é ingerido diretamente pelo hospedeiro definitivo ou se o hospedeiro paratênico (tipo de hospedeiro intermediário no qual o parasito não se desenvolve ou reproduz) for predado pelo hospedeiro definitivo (THATCHER, 1991; Figura 12).

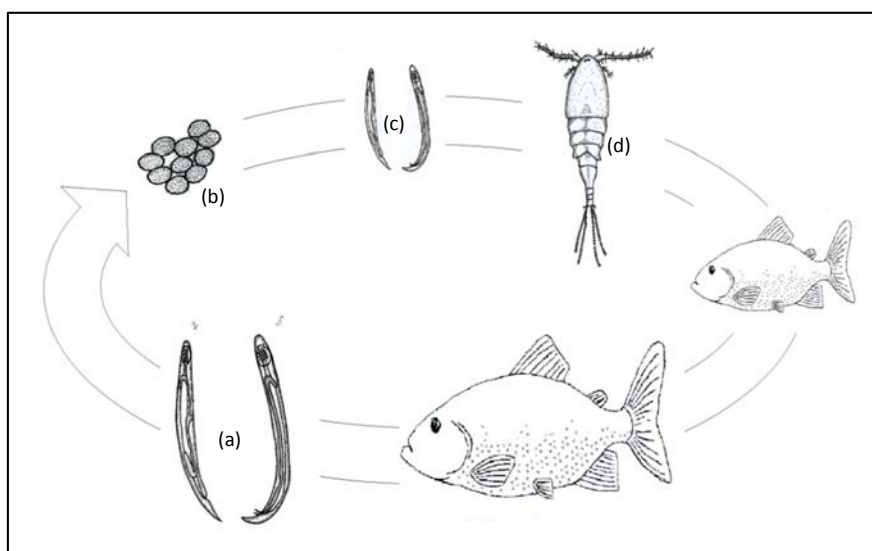


Ilustração: Peterson Emmanuel Guimarães Paixão

Figura 12. Ciclo de vida do nematóide: (a) adultos no peixe → (b) ovo → (c) larva → (d) infectam um copépodo → peixe se alimenta dos copépodos → vermes adultos.

Profilaxia

Realizar o procedimento de quarentena, o qual permite a observação dos alevinos e peixes adultos que entram na propriedade por no mínimo três semanas para realizar análise e diagnóstico, preparar os viveiros com processo de desinfecção com cal virgem e realizar eventuais trocas de água visando o controle de zooplâncton (copépodos) nos viveiros.

Protozoários

Descrição geral

Em tambaquis foram encontradas três espécies de parasitos protozoários, a *Trichodina* sp., o *Ichthyophthirius multifiliis* e o *Ichthyobodo necator*. Quando em altas infestações podem causar grandes mortalidades em tambaquis jovens. Movimentam-se por batimentos dos seus cílios e flagelos apresentam ciclo de vida direto e rápido, por isso são muito perigosos. Embora na área de estudo a infestação constatada tenha sido baixa vale ressaltar que as medidas de profilaxia relacionadas aos fatores de risco devem ser adotadas para evitar a proliferação desses protozoários.

Sinais clínicos e patologia

Os peixes se encontram próximos à entrada de água apresentam aumento na produção de muco e o comportamento de *flashing*, movimento este de raspagem nos taludes dos viveiros, macrófitas ou qualquer substrato mais áspero na tentativa de retirar o agente agressor, pois os parasitos encontram-se nas brânquias e pele dos peixes causando irritação e prurido.

Trichodina sp.

Prevalência: 3,66%

Local de Infestação: Superfície corporal e brânquias.

Mapa de distribuição espacial do parasito *Trichodina* sp. na região do Baixo São Francisco (Figura 14).



Figura 14. Mapa de distribuição espacial do parasito *Trichodina* sp.

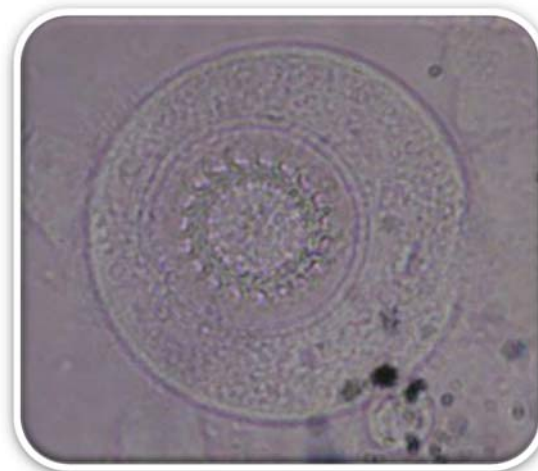


Figura 13. *Trichodina* sp.

Sinais clínicos e patologia

Presença dos peixes próxima à entrada de água realizando *flashing*, além da presença de manchas e alteração na cor da pele. A patogenia deve-se, principalmente, à ação abrasiva das estruturas esqueléticas e dentículos presentes no disco adesivo do parasita, que danificam as células epiteliais do hospedeiro, causando a perda de apetite, excesso de produção de muco no epitélio branquial e pele, eritema (coloração avermelhada da pele), e às vezes hemorragias cutâneas.

Fatores de risco

Temperaturas baixas e condutividade elétrica de água alta. As temperaturas baixas diminuem o metabolismo dos peixes deixando-os mais susceptíveis a esse parasita. Alta condutividade elétrica da água indica que existe excesso matéria orgânica em suspensão na água, condição favorável para proliferação dos parasitas. A comunicação de água entre os viveiros (OR: 9,5) também é um fator de risco.

Ciclo de vida

O ciclo de vida dos tricodinídeos é direto, ou seja, o parasito precisa de apenas um hospedeiro para completar o seu ciclo de vida (Figura 15). Estes protozoários dividem-se por fissão binária no próprio peixe e dependem apenas de disponibilidade de alimento e da temperatura da água para produzirem grandes populações dentro de curto espaço de tempo.

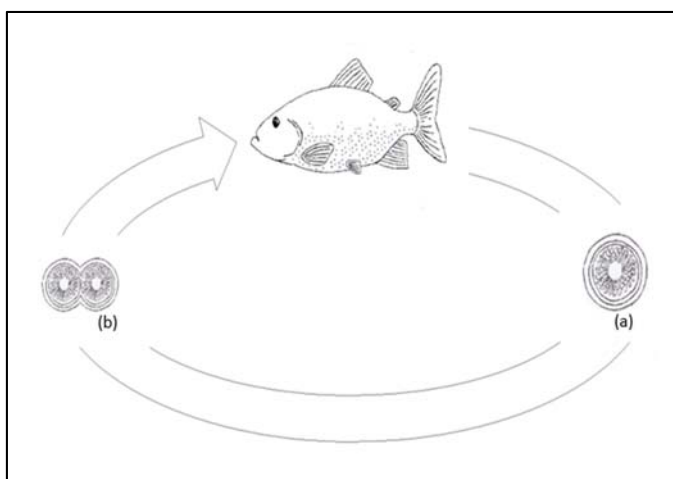


Ilustração: Ruana Vitória Bomfim Silva

Figura 15. Ciclo de vida da *Trichodina* sp: (a) adultos → (b) reprodução por bipartição → adulto.

Profilaxia

Evitar excesso de matéria orgânica no ambiente e mudanças bruscas de temperatura nos ambientes de criação, pois essas condições favorecem a reprodução deste protozoário que se reproduz de forma rápida.

Ichthyophthirius multifiliis FOUQUET,
1876

Prevalência: 1,67%

Local de Infestação: Superfície corporal

Mapa de distribuição espacial do parasito *Trichodina* sp. na região do Baixo São Francisco (Figura 16).

Sinais clínicos e patologia

Os peixes acometidos pela ictiofitiriose, ou simplesmente íctio, possuem manchas brancas circulares por todo o corpo, com

cerca de 1 mm de diâmetro. Apresentam o comportamento de *flashing*, aumento da frequência do batimento opercular, anorexia e ficam próximo à entrada de água. A presença do parasito provoca prurido e irritação local. Quando nas brânquias, causam uma excessiva produção de muco, que impermeabiliza as estruturas, comprometendo a respiração do peixe.

Fatores de risco

É relatado na literatura que choques bruscos de temperatura, não realização do processo de aclimatação dos animais, altas densidades de estocagem e manejos em épocas inadequadas são fatores que favorecem a proliferação do parasita.

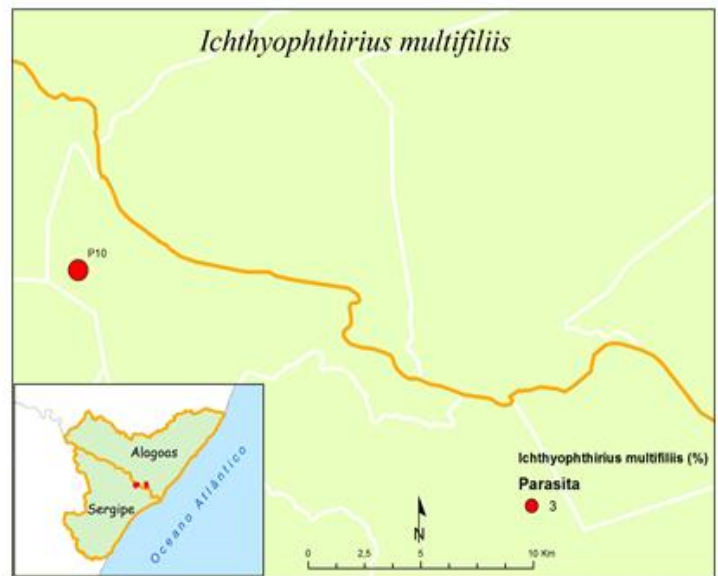


Figura 16. Mapa de distribuição espacial do parasito *Ichthyophthirius multifiliis*.

Ciclo de vida

O ciclo do *I. multifiliis* pode ser dividido em três fases, sendo a epidérmica a mais importante, pois é a que causa a doença (Figura 17). Nesta fase os parasitas atacam o peixe, alojando-se nas brânquias entre duas camadas de células da pele, epiderme e a derme. Quando na pele é possível observar pontos brancos com até 1 milímetro de diâmetro. Quando atinge a maturidade, o parasita libera-se para o ambiente e produz um cisto gelatinoso, permanecendo preso a um substrato, como rochas e vegetação aquática, onde inicia a fase reprodutiva. Esta

é a fase assexuada, e em poucos dias, produz 100 a 1000 novos parasitas, com potencial de atacar novos hospedeiros. Seu ciclo de vida depende da temperatura (quanto menor temperatura, mais lento é o ciclo). Sabe-se que ocorre de 3 a 5 dias quando em temperaturas de 21-24 °C, mas acima de 32°C sua reprodução cessa.

Profilaxia

Realizar a quarentena por no mínimo três semanas para observação de alevinos e peixes adultos que entram na propriedade, manutenção da qualidade da água, pois temperaturas mais altas inibem a reprodução do parasita e temperaturas baixas predispõem sua ocorrência.

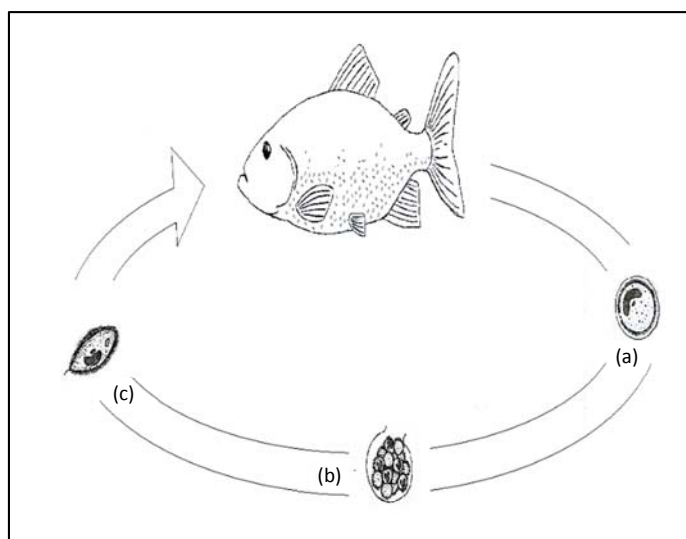


Figura 17. Ciclo de vida do Ictio: (a) adultos na pele (trofante) → sai da pele e forma o tomonte (b) com vários tomites → liberação dos terontes (forma infectante) (c) → infecção do peixe.

Ichthyobodo necator PINTO, 1928**Prevalência:** 0,8%**Local de infestação:** brânquia, nadadeiras e tegumento.**Mapa de distribuição espacial** do parasito *Ichthyobodo necator* na região do Baixo São Francisco (Figura 18).**Sinais clínicos e patologia**

Presença de formação esbranquiçada na superfície do corpo, hiperplasia epitelial, úlceras e dermatite, comportamento de *flashing*, hiperprodução de muco e apatia.

Fatores de risco

Altas densidades de estocagem (OR:5,8) e não aplicação de cal nos viveiros (OR: 14,1).

Ciclo de vida

É direto, com reprodução por bipartição semelhante ao da tricodina e as formas livres natantes (que não se alimentam) são capazes de infectar novos hospedeiros por transmissão direta (Figura 19).

Profilaxia

Evitar condições como superpopulação, baixos níveis de oxigênio dissolvido na água, elevada concentração de amônia e estresse, pois nestes casos já foi observado grande aumento na carga parasitária e nos sinais clínicos característicos dessa doença (ictiobodose). Recomenda-se o isolamento dos peixes doentes e desinfecção do substrato de fundo com uso de cal virgem durante a preparação do viveiro para eliminar ou reduzir a carga parasitária.



Figura 18. Mapa de distribuição espacial do parasito *Ichthyobodo necator*.

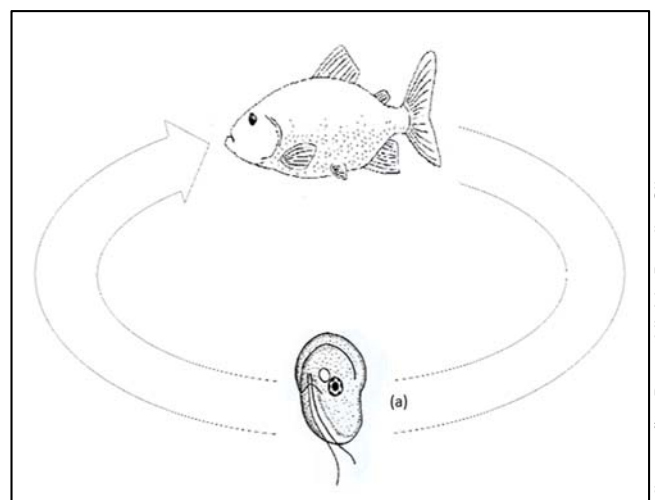


Figura 19. Ciclo de vida do *Ichthyobodo necator*: (a) adultos → reprodução por bipartição → adulto.

Myxosporídeos

Descrição geral

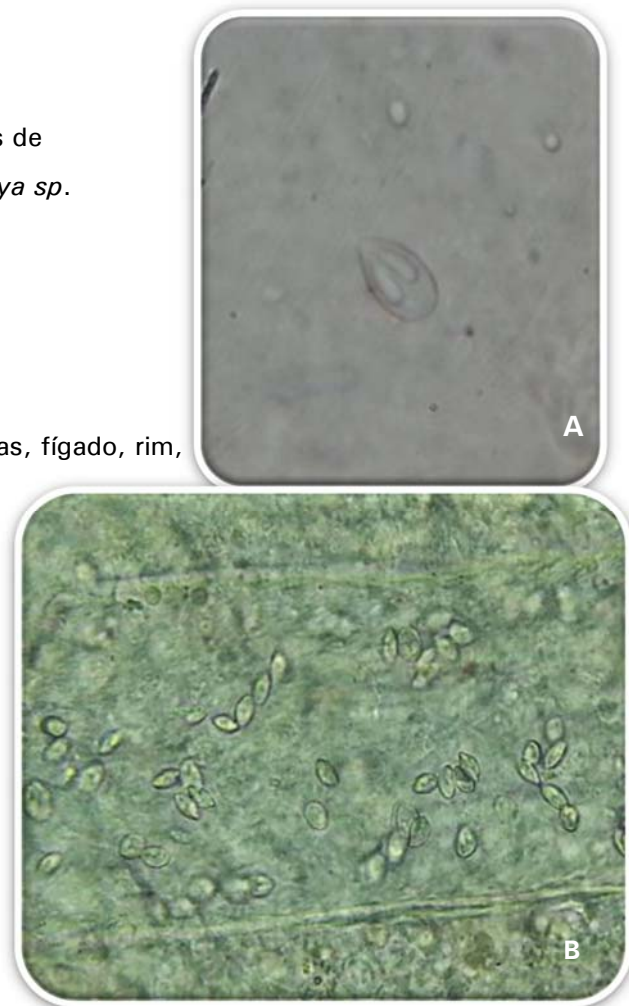
Em tabaquais foram encontrados dois gêneros de myxosporídeos, o *Myxobolus* sp. e o *Henneguya* sp.

***Myxobolus* sp.** (Figura 20 A e B)

Prevalência: 31,5%

Local de infecção: Superfície corporal, brânquias, fígado, rim, bexiga natatória, cecos pilóricos e tecido muscular.

Mapa de distribuição espacial do parasito *Myxobolus* sp. na região do Baixo São Francisco (Figura 21).



Fotos: Daniel Massato Vital Hide

Figura 20. A. *Myxobolus* sp. em detalhe. B. *Myxobolus* sp. em menor aumento, ambos em preparação de lâmina a fresco.

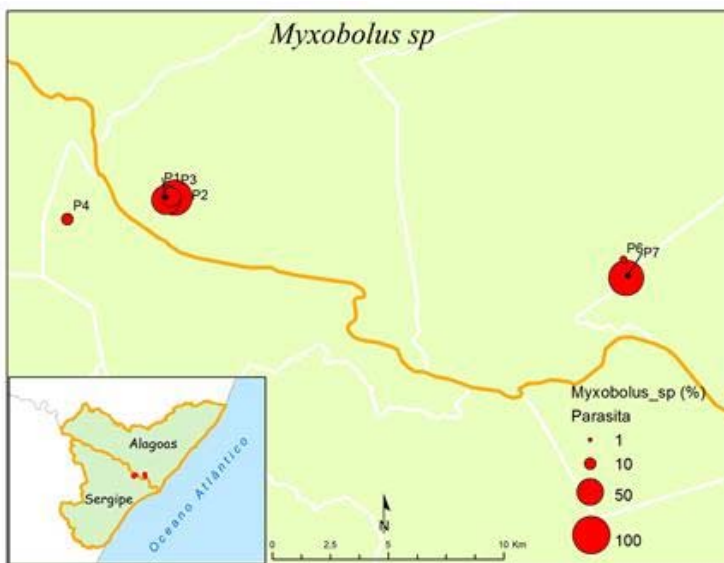


Figura 21. Mapa de distribuição espacial do parasito *Myxobolus* sp.

Sinais clínicos

Na maioria das vezes é assintomático contudo, como os mixosporídeos parasitam diversos órgãos dos peixes, estes podem comprometer sua função normal, e os sinais clínicos são específicos. Os parasitas podem causar destruição das células musculares e os peixes podem apresentar dificuldades de natação. Outros órgãos podem ser atingidos de modo mais ou menos intenso causando assim uma hipertrofia.

Fatores de risco

Peixes mais jovens são mais susceptíveis ao parasito impossibilidade de troca ou renovação de água (OR:13,3), favorece a infecção, comunicação de água entre viveiros (OR:2,7), viveiros que não tem fertilização (OR:3), viveiros que não tem desinfecção e raspagem do fundo (OR:17,8), uso de alta densidade de estocagem ($> 1\text{kg/m}^3$) (OR:6,8) e manejo inadequado nas biometrias (OR:5,5).

Profilaxia

Realização de quarentena, compra de alevinos de locais idôneos que não apresentem casos de mortalidade recente, realizar as trocas ou reposição de água do viveiro sem reutilização para outro viveiro ao final de cada ciclo de produção, realizar a secagem, raspagem e desinfecção dos viveiros. Remover as macrófitas, pois nelas os oligoquetas, que são hospedeiros intermediários, podem se alojar.

Ciclo de vida

O ciclo envolve dois hospedeiros: um vertebrado (peixe) e um invertebrado (oligoquetas). Em cada um desses hospedeiros encontram-se esporos (fase de desenvolvimento do parasita) com características diferentes.

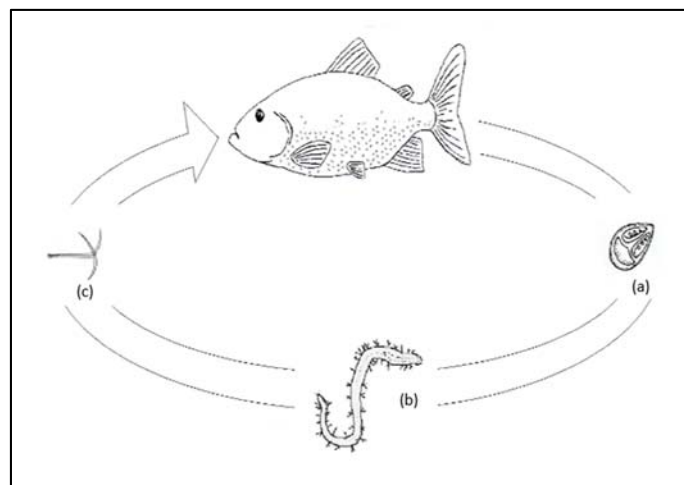


Figura 22. Ciclo de vida dos *myxosporídeos*: (a) esporos nos peixes → (b) hospedeiro oligoqueta → (c) forma *actinospora* → retorna para peixe.

Henneguya sp.

Prevalência: 4,8%

Mapa de distribuição espacial do parasito *Henneguya* sp. na região do Baixo São Francisco (Figura 23).

Local de infecção

Os cistos de coloração esbranquiçada podem estar no coração, cérebro, músculo, vesícula biliar, olhos, gônadas e sistema nervoso. Porém o local preferencial para a localização dos cistos são as brânquias nas formas intra e interlamelar, que podem ser observados a olho nu.

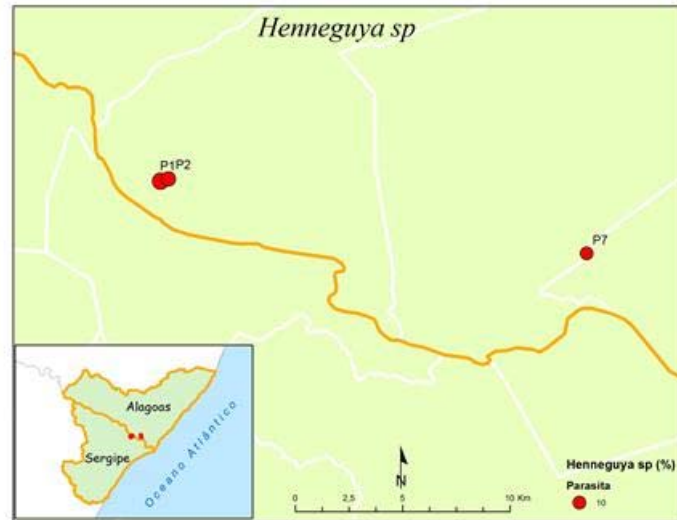


Figura 23. Mapa de distribuição espacial do parasito *Henneguya* sp.

Sinais clínicos e patologia

A parasitose pode ser assintomática. Em caso contrário observa-se os peixes próximos a entrada de água e apáticos. A presença dos cistos provoca hiperplasia e hipertrofia dos órgãos infectados.

Fatores de risco

Consórcio com outros animais (OR:5,3), presença de macrófitas no viveiro (OR:1,1), comunicação de água entre viveiros (OR:3,6), viveiros que não tem fertilização (OR:4,8), viveiros que não tem desinfecção e raspagem do fundo (OR:6,7) e manejo inadequado nas biometrias (OR:1,2) favorecem a infecção.

Ciclo de vida

O ciclo envolve dois hospedeiros: um vertebrado (peixe) e um invertebrado. Em cada um desses hospedeiros, encontram-se esporos com características diferentes. Ciclo semelhante ao do *Myxobolus* sp.

Profilaxia

Realizar a quarentena com novos peixes, evitar o consórcio com outros animais, remover as macrófitas dos viveiros pois podem alojar hospedeiros intermediários, realizar a raspagem e desinfecção dos viveiros entre cada ciclo, evitar ao máximo as condições estressantes na criação.

Crustáceos

Descrição geral

São parasitas geralmente visíveis a olho nu, que se instalam na pele, boca e nadadeiras dos peixes. Suas formas larvais são zooplanctônicas. Possuem ciclo de vida direto, com os adultos colocando os ovos em substratos do viveiro como plantas e rochas e após eclosão passam por diversas fases larvais.

Lernaea cyprinacea LINNAEUS, 1758

Prevalência: 8,1%

Intensidade média (Valor máximo e mínimo): 3,1
(Min:1 Max:9)

Local de Infestação: Superfície corporal, base de nadadeiras, orifício nasal, boca e brânquias.

Sinais clínicos e patologia

Os principais danos causados pelo parasito nos peixes são nas brânquias, provocando hemorragias e necroses, com consequente diminuição da eficiência respiratória. Algumas espécies de lerneídeos causam também lesões profundas no tegumento, na musculatura, na superfície dos olhos e em alguns casos, em órgãos internos. Na maioria das vezes, as lesões causadas por estes parasitos, se tornam porta de entrada para outras doenças, possibilitando infecções secundárias, com a penetração de outros agentes patogênicos como bactérias, fungos e vírus.

Mapa de distribuição espacial do parasito *Lernaea cyprinacea* sp. na região do Baixo São Francisco (Figura 25).

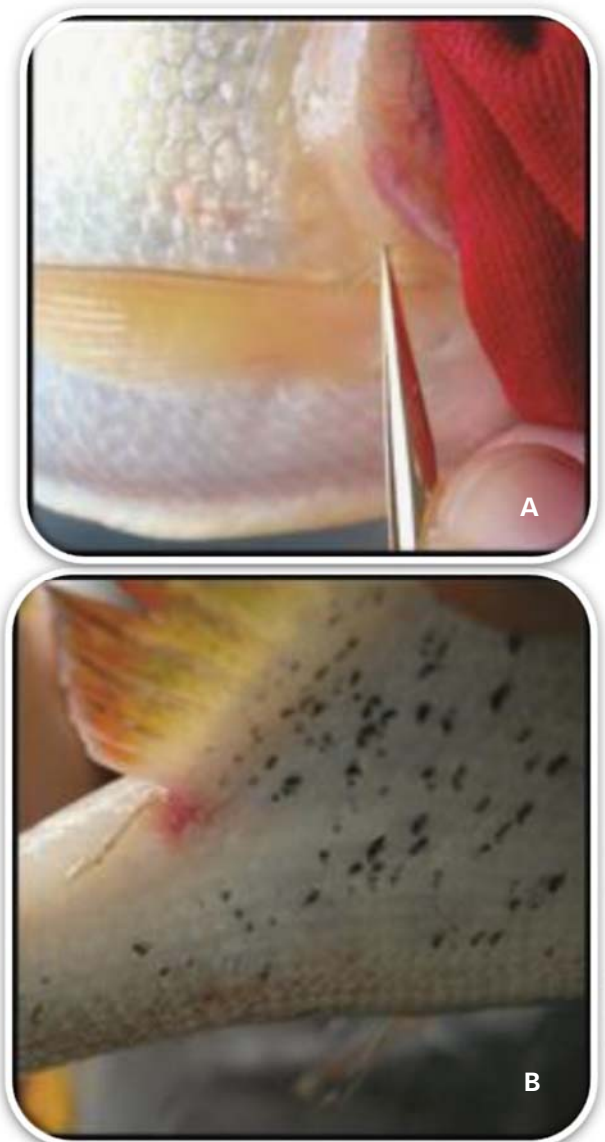


Figura 24. A. *Lernaea cyprinacea* em detalhe no opérculo. B. *L. cyprinacea* aderida na nadadeira anal.

Fatores de risco

A temperatura influencia na propagação desse parasita assim como peixes menores são mais susceptíveis.

Ciclo de vida

As fêmeas planctônicas após a cópula fixam-se ao hospedeiro definitivo e sofrem metamorfose (Figura 26). Com isso o corpo da fêmea se torna delgado e com a região cefálica intensamente modificada em um eficiente órgão de fixação, com extensões laterais (âncoras) que servem para fixá-la nos tecidos do hospedeiro. Essa estrutura de fixação geralmente localiza-se dentro dos tecidos do hospedeiro e a parte caudal, onde se localizam os ovos, fica voltada para o exterior. As fêmeas então depositam os ovos no ambiente que eclodem e passam por vários estágios de desenvolvimento. Na fase zooplanctônica ocorre a cópula e as fêmeas iniciam o processo de parasitismo.

Profilaxia

Consiste em não se introduzir indivíduos parasitados nas pisciculturas e realizar o controle da qualidade da água. Na aquisição de novos lotes de peixes,

banhos profiláticos devem ser aplicados durante a quarentena. Em viveiros com histórico dessa parasitose procedimentos de desinfecção devem ser realizados para se evitar contaminação do novo lote de peixes.

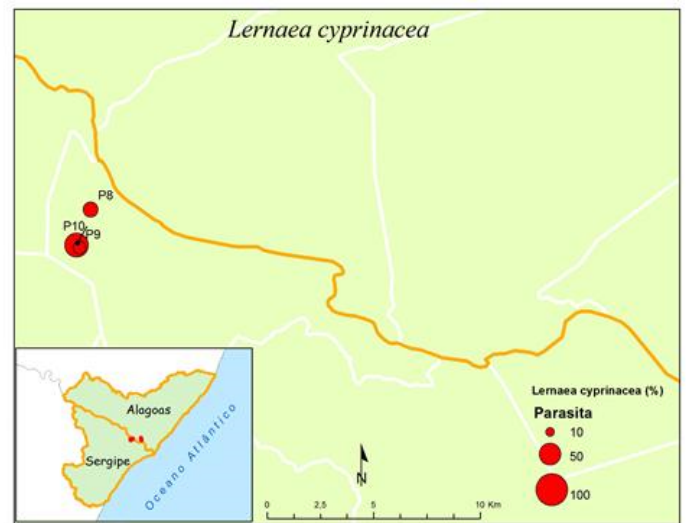


Figura 25. Mapa de distribuição espacial do parasito *Lernaea cyprinacea*.

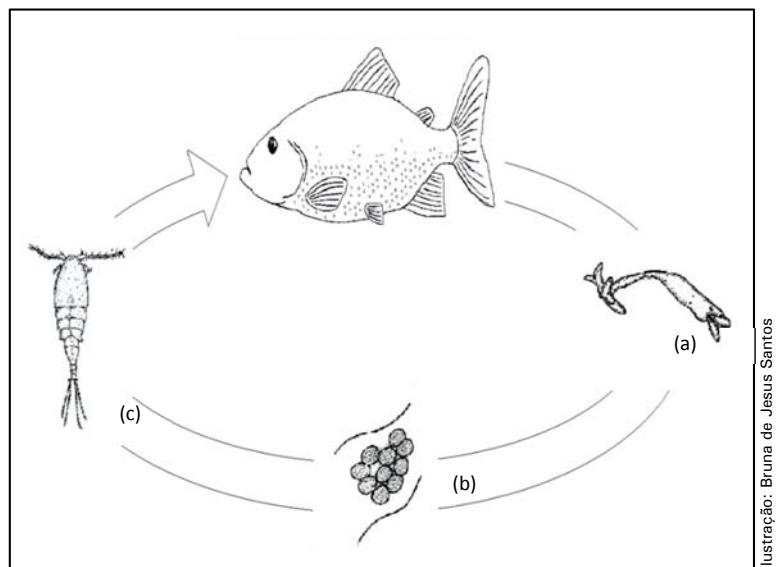
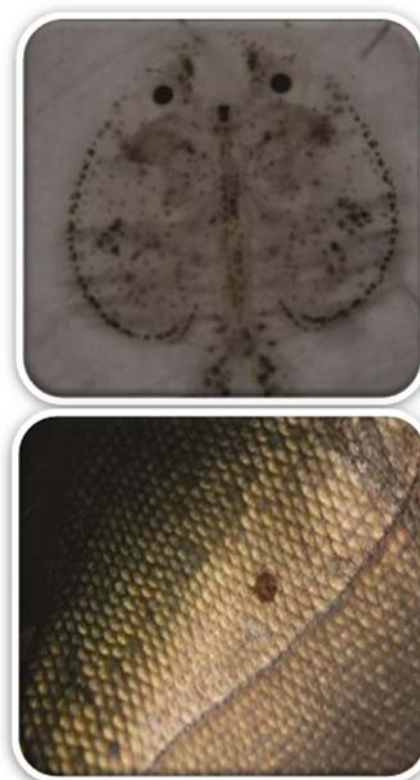


Figura 26. Ciclo de vida da *Lernaea*: (a) fêmea no peixe → (b) liberação de ovos → náuplios → (c) copepodito → fêmeas infectam os peixes

Dolops carvalhoi LEMOS DE CASTRO, 1949**Prevalência:** 2,4 %**Intensidade média:** 1**Local de infestação:** Superfície corporal e brânquias.**Sinais clínicos e patologia**

Os peixes altamente parasitados se tornam mais susceptíveis a outras doenças. O aparelho bucal do parasita libera substâncias que destroem os tecidos dos peixes causando ulcerações e corrosão de nadadeiras, que são portas de entrada para infecções bacterianas e fúngicas. Da mesma forma, promovem hemorragias puntiformes que podem evoluir para lesões de maior tamanho. O comportamento de *flashing* também ocorre devido ao prurido provocado pelo parasita. É comprovado que estes parasitas são vetores responsáveis por transportar vírus e bactérias patogênicas de importância na piscicultura. Contudo, a infestação foi baixa na região do Baixo São Francisco.

Mapa de distribuição espacial do parasito *Dolops carvalhoi* na região do Baixo São Francisco (Figura 28).



Fotos: Daniel Massato Vital Hide

Figura 27. A. *Dolops carvalhoi*. em detalhe. B. *Dolops carvalhoi* no corpo do tambaqui.

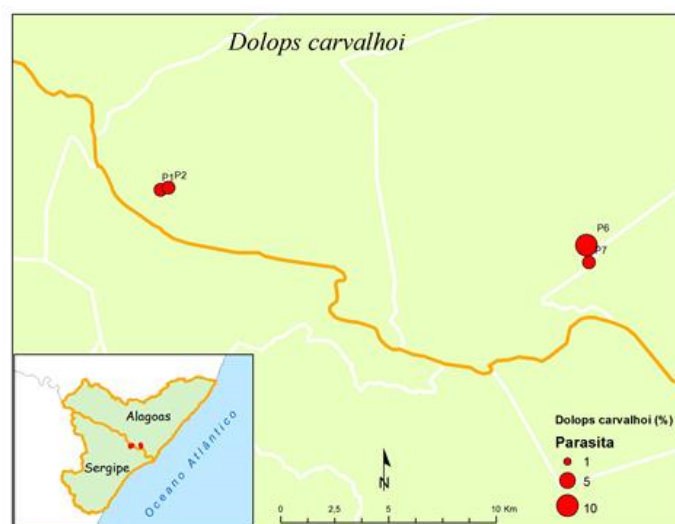


Figura 28. Mapa de distribuição espacial do parasito *Dolops carvalhoi*.

Ciclo de vida

O ciclo biológico é direto e as fêmeas depois de fecundadas, colocam os ovos em substratos como plantas e rochas. As larvas eclodidas passam por diversas fases de desenvolvimento no ambiente antes de se tornarem adultas e parasitarem o hospedeiro.

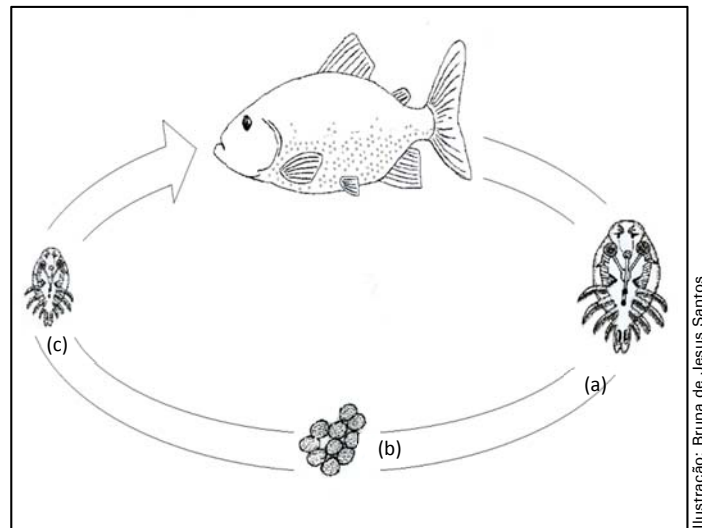


Figura 29. Ciclo de vida do Dolops: (a) adultos no peixe → (b) liberação de ovos → (c) jovens → infectam os peixes

Fatores de risco: Altas densidades de estocagem (OR:1,6), presença de macrófitas (OR: 2), não fertilização do viveiros (OR: 9,5), comunicação de água entre viveiros (OR:7,2), escassez de água (OR:7,1), realização de biometrias de maneira inadequada (OR:1,6) e falta de raspagem e desinfecção de viveiros (OR: 3,9) são fatores de risco encontrados para essa parasitose.

Profilaxia: Consiste em não introduzir peixes parasitados nas pisciculturas e manter um bom controle sobre os parâmetros de água. Sempre que forem adquiridos novos lotes de peixes, recomenda-se aplicar banhos profiláticos e quarentena. Em viveiros com histórico dessa parasitose, procedimentos de desinfecção devem ser realizados para se evitar contaminação do novo lote de peixes. É importante remover as macrófitas do viveiro pois estas podem servir como substrato para desova das fêmeas do parasita.

Boas práticas de manejo sanitário

As práticas de manejo descritas abaixo foram todas baseadas nos fatores de risco encontrados na região do Baixo São Francisco.

Utilização do sal nas práticas de manejo

O sal, cloreto de sódio (NaCl), encontra-se disponível facilmente no comércio, apresenta baixo custo e é seguro para os peixes e para o manipulador quando aplicado corretamente. Além disso, o sal tem ação na prevenção e controle de algumas doenças, pois pode auxiliar no desprendimento dos parasitas da superfície corporal e brânquias dos peixes e mesmo matá-los. Também, pode ser usado para minimizar o estresse dos peixes durante os manejos de rotina como nas despescas, na biometria, no transporte e no manejo reprodutivo.

No caso de uso em manejos, o sal atua reduzindo as perdas osmorregulatórias que ocorrem durante o estresse. Em condições normais os peixes gastam energia para manutenção do equilíbrio osmorregulatório, contudo em situações estressantes, os peixes gastam energia adicional para manter ou restabelecer esse equilíbrio osmorregulatório. Este esforço e gasto de energia reduzem a resistência normal dos peixes, tornando-os mais sensíveis às doenças.

Apesar do grande benefício do sal na rotina das pisciculturas, muitos produtores não conhecem as vantagens do uso deste produto. Outros, porém, fazem a aplicação incorreta do sal em proporções ineficazes ou prejudiciais para o propósito utilizado.

Para utilização na piscicultura, a concentração recomendada para viveiros é de 12 kg de sal/1000 m³ (CECCARELLI et al., 2000). Para transporte, é recomendado o uso de 8 g de sal/L (GOMES et al., 2003).

Após o cálculo da quantidade a ser aplicada, o sal deve ser previamente diluído em água utilizando baldes e então distribuído pelo viveiro. Caso o viveiro seja muito extenso, pode-se colocar o sal em sacos de rafia distribuídos ao longo da margem dos viveiros e deixá-los para solubilização natural. Para uso nos manejos de rotina e no transporte, o sal, após calculada a dose adequada, deve ser diluído na água do compartimento onde os peixes permanecerão, baldes, caixas de água ou caixas de transporte.

É importante ressaltar, que mesmo sendo seguro e de baixo custo, o sal deve ser utilizado com critério e acompanhado por um técnico responsável. Há uma desvantagem do uso do sal diretamente no viveiro para controle de doenças. O sal em águas com alta carga de matéria

orgânica, que é muito comum nos viveiros, perde sua eficiência, além do que, dependendo do estágio da doença, pode não ser efetivo, de forma que a quantidade a ser utilizada seria muito grande.

Vazio sanitário e desinfecção no processo de preparação de viveiros

Recomenda-se realizar o vazio sanitário, período em que a criação de peixes deixa de ser realizada para que o ambiente de cultivo possa se recuperar e os viveiros de criação possam ser desinfetados após um ou mais ciclos de produção, para fins de prevenção de doenças no ambiente de criação.

A desinfecção é uma das etapas da preparação de um viveiro para receber lotes de alevinos, que compreende: (1) secagem total do viveiro (quando possível) (Figura 30) e exposição ao sol, (2) desinfecção com cal virgem (preferencialmente) ou cal hidratada, (3) calagem com calcário agrícola e (4) adubação. Assim, deve ser realizado entre os ciclos produtivos. A desinfecção dos viveiros é um importante manejo profilático muitas vezes negligenciado.



Foto: Daniel Massato Vital Hide

Figura 30. Secagem do viveiro para posterior desinfecção.

A secagem total do viveiro para exposição ao sol é uma fase importante do processo de preparação de viveiros e da prevenção de doenças. Contudo, somente é possível de ser realizada quando os viveiros são construídos adequadamente com estruturas de drenagem eficientes.

A não desinfecção do viveiro contribui para a persistência dos parasitos ou de seu hospedeiro intermediário no sistema produtivo, predispondo a ocorrência da doença em outros lotes de

peixes. Além disso, pensando no sistema produtivo, a não desinfecção também contribui para a permanência de ovos e larvas de peixes invasores que serão predadores e fonte de estresse para alevinos em um novo ciclo produtivo.

A desinfecção deve ser realizada entre cada ciclo produtivo ou pelo menos a cada dois ciclos produtivos. Os viveiros devem ser totalmente secos e deixados para exposição ao sol por no mínimo 10 dias, para decomposição e mineralização da matéria orgânica depositada no fundo. Após isso, a raspagem da camada superficial deve ser realizada e é obrigatória dependendo da doença que se pretende controlar.

A aplicação de cal virgem (Figura 31) deve ser realizada de forma que se distribua o produto em toda a superfície do viveiro e nas poças de água temporárias que podem aparecer durante a secagem quando o fundo do viveiro não for totalmente plano. A cal destruirá os agentes patogênicos assim como sua forma de resistência, além de ovos de peixes e outros organismos presentes. A cal virgem promove uma mudança brusca de pH e aumento da temperatura que causam a mortalidade dos parasitos.



Foto: Edsandra Campos Chagas

Figura 31. Desinfecção de viveiro seco com aplicação de cal virgem.

Importante ressaltar que essa aplicação deve ser realizada com uso de equipamentos de proteção individual pelo manipulador, como botas, máscaras e vestimentas adequadas. Também deve ser observada a direção do vento para que a cal seja aplicada totalmente no viveiro e não seja disperso para contato com outras pessoas, animais e viveiros. É importante lembrar que a cal virgem é uma substância que libera grande quantidade de calor quando em contato com a água, podendo causar queimaduras na pele.

A concentração ideal de cal virgem é de 200 g a 400 g de cal virgem/m² de viveiro (IWASHITA; MACIEL, 2013).

A retirada do sedimento do fundo pode ser realizada mecanicamente, com auxílio de tratores no caso de viveiros grandes, ou com pás em caso de viveiros pequenos. Isso remove formas de resistência e fases jovens de parasitas que podem ainda estar aderidos ao sedimento. O sedimento retirado é rico em matéria orgânica podendo ser utilizado como fertilizante em cultivos agrícolas.

Controle de macrófitas

As macrófitas aquáticas (Figura 32) são um problema na piscicultura tanto do ponto de vista sanitário como de condição ambiental. No primeiro caso, podem acumular patógenos em suas folhas e raízes, além de abrigar hospedeiros intermediários das doenças. No segundo caso, consomem nutrientes da água e promovem um sombreamento indesejado no viveiro impedindo ou comprometendo a produção primária, responsável pela produção de oxigênio do viveiro e alimentação complementar de alguns peixes. Além disso, a despesca dos peixes em um viveiro com macrófitas torna-se muito mais trabalhosa.



Foto: Daniel Massato Vital Hide

Figura 32. Viveiro com superfícies cobertas por macrófitas.

Assim, deve-se evitar a introdução desse tipo de planta no cultivo e manter o controle das macrófitas. Existem estudos apontando diversos métodos de controle, do químico ao mecânico.

Para piscicultura, dependendo da infestação por essas plantas, recomenda-se o método mecânico, que embora mais trabalhoso, diminui o risco de um produto químico afetar todo o sistema biológico ali estabelecido. A manutenção da transparência adequada da água (entre 35 cm e 40 cm) por meio das adubações iniciais e de manutenção é essencial para evitar a proliferação das macrófitas, pois muitas delas se estabelecem em águas muito transparentes.

Monitoramento da qualidade de água

Dentre os riscos encontrados nas pisciculturas está a falta de monitoramento da qualidade de água. A manutenção da qualidade da água durante um cultivo é primordial, pois a água é o meio onde os peixes vivem, respiram, se alimentam e também defecam. Assim, todas as alterações no meio aquático irão interferir nas condições de saúde dos peixes, além de, contribuírem para a proliferação de alguns parasitos (LIMA et al., 2015 Figura 33).



Figura 33. Monitoramento da qualidade de água.

O monitoramento por parte do produtor é extremamente importante e permite prever algumas situações de estresse. Por exemplo: se a temperatura ao longo da semana apresentar redução ou se o tempo permanecer nublado por dias, não é aconselhável realizar qualquer tipo de manejo durante esse período. Variações bruscas de temperatura são estressantes. O monitoramento do oxigênio sempre nas primeiras horas da manhã garante uma observação sobre a quantidade de fitoplâncton e indiretamente sobre a quantidade de matéria orgânica e condição decorrente da densidade de estocagem do viveiro. Pela manhã, em condições de alta densidade de estocagem, alta concentração de matéria orgânica e grande quantidade de fitoplâncton, o viveiro apresentará baixo nível de oxigênio.

O oxigênio e temperatura devem ser monitorados diariamente e estes parâmetros devem ser utilizados para auxiliar o produtor na hora de determinar a quantidade diária de alimento a ser oferecido.

A medida da transparência da água pode ser tomada diariamente com uso do Disco de Secchi, que tem baixo custo ou pode ser confeccionado manualmente pelo piscicultor. Quando o sol estiver no auge, esse utensílio mede o quanto a luz consegue penetrar na água e assim estima a quantidade de plâncton e indiretamente de oxigênio na água. A transparência adequada da água deve ser estar 35 cm e 40 cm.

A medida de conforto para peixes tropicais para temperatura é de 26°C a 32°C e o pH ideal deve estar entre 6,5 e 8,0 e uma flutuação diária ao longo do tempo maior que duas unidades de pH é prejudicial aos peixes (LIMA et al., 2015)

Outros parâmetros como pH, amônia e transparência podem ser monitorados em um intervalo maior, como semanal, mensal ou bimestralmente. Este intervalo deve ser determinado de acordo com as condições ambientais, de manejo e econômica de cada propriedade.

Os equipamentos para mensuração de qualidade de água estão mais acessíveis no mercado nacional, apesar de ainda serem de alto custo num sistema de produção familiar, dessa forma as organizações sociais como em associações ou cooperativas podem ser uma alternativa de colaboração entre as pisciculturas também para a aquisição desses equipamentos.

Entrada e saída individual de água

Muitas formas jovens dos parasitos podem ser transportadas pela água, assim se reutilizamos a água de um viveiro em outro, os parasitas também serão transportados, transmitindo facilmente as doenças entre diferentes viveiros. O indicado é que os viveiros possuam entrada e saída individual de água.

Caso isso não seja possível, os peixes mais jovens devem receber a água de melhor qualidade e sem influência de outro viveiro, e os mais velhos, a água reutilizada. Isso decorre do fato de que peixes mais jovens são mais susceptíveis às doenças que os peixes mais velhos.

No entanto, os peixes mais jovens, geralmente, são os recém-chegados na propriedade e merecem cuidado com relação à possibilidade da introdução de patógenos na piscicultura e se colocados no início do sistema, distribuirão o patógeno em todos os viveiros. Por isso, mais uma

vez ressaltamos a conexão entre a fase de construção de viveiros com a sanidade dos peixes cultivados.

Como a água também é veículo para a transmissão de doenças na piscicultura, medidas de desinfecção de utensílios como redes, puçás e baldes devem ser empregadas quando ocorrer surtos de doenças em algum viveiro ou na propriedade (IWASHITA; MACIEL, 2013).

Controle no consórcio com outros animais

O consórcio da piscicultura com a criação de outros animais (Figura 34) é uma prática utilizada na região, principalmente com suínos e aves. As fezes dos animais contribuem para a adubação do viveiro, produção primária e também podem ser consumidas pelos peixes, tornando-se um método mais barato de criação. Contudo, a aplicação desses dejetos deve ser realizada de maneira tecnicada. O despejo direto do resíduo bruto no viveiro é um importante fator de risco para o aparecimento de doenças na região do Baixo São Francisco (Figura 35). Assim, não se recomenda construir alojamento de homens e animais próximos ou sobre os viveiros. O resíduo, caso seja de interesse, deve ser previamente processado, por meio de um tanque de decantação, esterqueira ou biodigestor, para que seja curtido antes de sua utilização.



Foto: Marina Keiko Pieroni Iwashita

Figura 34. Consórcio da piscicultura com outros animais.



Foto: Marina Keiko Pieroni Iwashita

Figura 35. Proximidade de criação animal com o viveiro de piscicultura.

Realização de Biometrias

A biometria que consiste na pesagem e medição dos peixes, é um manejo importante para o sucesso da piscicultura. Por meio dessas variáveis pode-se calcular a quantidade média de ração a ser fornecida em cada fase e também acompanhar o crescimento dos peixes durante o cultivo. Durante a biometria, pode se realizar também a avaliação da saúde do peixe, por meio da observação da condição corporal, coloração, presença de corpos estranhos e manchas ou hemorragias no corpo e brânquias.

A biometria exige alguns procedimentos tais como:

- Realizar uma amostragem de 0,5% ou, no mínimo, 20 indivíduos. Quanto maior o número de peixes amostrados, mais confiável será a sua biometria.
- Os peixes devem ser capturados com redes adequadas para tal fim, como as redes de arrasto. É recomendada utilização de redes de fios interlaçados sem nós para garantir a integridade física dos peixes. As tarrafas podem ser utilizadas, porém não se recomenda, pois os peixes podem se machucar, pois se “emalham” nos filamentos da tarrafa. A passagem da rede pode ser feita em uma metade do viveiro para não manipular todos os peixes do viveiro, especialmente nos viveiros maiores. Os peixes devem ser coletados o mais rápido possível e não devem permanecer muito tempo contidos na rede dentro da água, a fim de evitar o estresse. Além disso, o confinamento na rede prejudica a respiração dos peixes e contribui para a retirada do muco do corpo, que é a barreira primária de proteção dos peixes.

- Na pesagem dos peixes, pode-se fazer uso de anestésicos (benzocaína 10% - 100 mg/L a 150 mg/L) (GOMES et al., 2001) de forma a garantir a integridade dos animais contra injúrias e facilitar sua manipulação. Alternativa é utilizar utensílios de cor escura durante a pesagem, como sacos e baldes, para que os peixes não se debatam muito.
- Após a pesagem, é importante que os peixes antes de retornarem ao viveiro passem por um banho de sal na concentração de 8g/L. Após o procedimento de biometria, observações constantes e minuciosas devem ser realizadas nos viveiros durante a semana seguinte da biometria, porque nesse período os peixes podem apresentar algum comportamento estranho e até mortalidades. Esse acompanhamento é importante para observar se os peixes não desenvolveram ou manifestaram sinais clínicos e comportamentais de alguma doença em razão do estresse de manejo.

Síntese dos principais aspectos relacionados a sanidade dos tambaquis na região do Baixo São Francisco

Ressaltando que a avaliação do comportamento dos peixes ao longo do cultivo é um método importante de manejo sanitário, na Tabela 1 encontram-se de forma resumida diferentes sinais clínicos e comportamentos que podem ser observados em peixes, as suspeitas de possíveis causas e agentes patogênicos que podem estar envolvidos e o que pode ser feito. No caso de já encontrar peixes mortos ou moribundos nos viveiros, estes devem ser imediatamente retirados para não se tornar um ponto de infecção para os demais peixes, além de prejudicar a qualidade de água.

Tabela 1. Sinais clínicos e comportamentos que os peixes podem apresentar na avaliação visual no viveiro, recomendações e doenças relacionadas.

Sinais clínicos e comportamentos dos peixes	O que pode ser?	O que fazer?	Quais parasitas podem estar envolvidos?
Os peixes não se alimentam normalmente, diminuem ou cessam a alimentação	Alterações na qualidade da água	Medir variáveis da água para detectar anormalidades Cesar a alimentação até ser sanado o problema	Monogeneas Protozoários
	Presença de parasitos externos ou internos	Fazer diagnóstico em alguns peixes (coletar animais para análise parasitológica laboratorial)	
Peixes nadando na superfície da lâmina de água e/ou na entrada de água. No caso de tambaquis o lábio inferior fica aumentado de tamanho	Baixa concentração de oxigênio na água	Medir variáveis da água para detectar anormalidades; Cesar a alimentação até ser sanado o problema	Monogeneas Protozoários
	Alta carga de parasitos nas brânquias comprometendo a respiração do peixe	Fazer diagnóstico em alguns peixes	Mixosporídeos
Peixe fica separado do cardume, apresentando-se apático	Alterações na qualidade da água	Medir variáveis da água para detectar anormalidades	Monogeneas Protozoários
	Presença de parasitos externos ou internos	Retirar peixe apático do viveiro para fazer o diagnóstico	Mixosporídeos Nematóide
Presença de manchas ou corpos estranhos no corpo dos peixes	Presença de parasitos externos ou internos	Retirar peixe doente do viveiro para fazer o diagnóstico	Protozoários Crustáceos
	Infecção secundária causada por bactérias e fungos		
Os peixes ficam raspando o corpo em alguma superfície áspera do viveiro como taludes, plantas e pedras. Esse comportamento é conhecido como <i>flashing</i>	Presença de parasitos externos ou internos	Retirar peixe doente do viveiro para fazer o diagnóstico	Monogeneas Protozoários Mixosporídeos Crustáceos
Nado anormal dos peixes, lateralizado ou em círculos	Presença de parasitos externos ou internos	Retirar peixe doente do viveiro para fazer o diagnóstico	Mixosporídeos
Após biometrias nota-se uma diminuição do crescimento dos peixes	Presença de parasitos externos ou internos	Realizar diagnóstico em alguns peixes	Monogeneas Nematóides
Redução aparente do crescimento	Peixes comem normalmente, mas não crescem	Medir variáveis da água para detectar anormalidades Realizar diagnóstico em alguns peixes	Endoparasitas como nematóides

Considerações finais

A fauna parasitária dos tambaquis da região do baixo Rio São Francisco se apresentou diversificada com fatores de risco espécie-específicos. A falta de controle quanto à qualidade da água afeta negativamente a sanidade dos cultivos fazendo-se necessária a tecnificação da produção para evitar manejos inadequados e implementar procedimentos de manejo profilático.

A falta de informação aliada a práticas baseadas no conhecimento empírico leva a estagnação da atividade e muitas vezes a perdas econômicas que desestimulam os produtores a continuarem na atividade e/ou realizar maiores investimentos.

A escassez de estudos parasitológicos na região do baixo Rio São Francisco torna este trabalho de grande relevância para o desenvolvimento da piscicultura de tambaquis na região. A produção de informações relevantes sobre ocorrência e distribuição, assim como os fatores de risco associados ao parasitismo, conseqüentemente estimulam o desenvolvimento da atividade assim como a possibilidade do gerenciamento dos riscos.

Referências

CECCARELLI, P. SENHORINI, J. VOLPATO, G. **Dicas em piscicultura: perguntas & respostas.** Botucatu, SP: Santana Gráfica Editora, 2000. 247 p.

CHAGAS, E. C. MACIEL, P. O. AQUINO PEREIRA, S. L. Infecções por acantocéfalos: um problema para produção de peixes. In: TAVARES DIAS, M. MARIANO, W. S. (Org.). **Aquicultura no Brasil: novas perspectivas**, São Carlos, SP: Pedro & João Editores, 2015. 2 v. v. 1 - Aspectos biológicos, fisiológicos e sanitários de organismos aquáticos. p. 305-328

LIMA, A. F. PRHYSTON, A. RODRIGUES, A. P. O. SOUZA, D. N. BERGAMIN, G. T. LIMA, L. K. F. TORATI, L. S. PEDROZA, M. X. MACIEL, P. O. FLORES, R. M. V. **Manual de piscicultura familiar em viveiros escavados.** Palmas: Embrapa Pesca e Aquicultura, 2015. 143 p.

GOMES, L. C. ARAUJO-LIMA, C. A. R. M. ROUBACH, R. URBINATI, E. C. Avaliação dos efeitos da adição de sal e da densidade no transporte de tambaqui. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 38, n. 2, p. 283-290, 2003.

IWASHITA, M. K. P. MACIEL, P. O. Princípios básicos de sanidade de peixes. In: RODRIGUES, A. P. O. LIMA, A. F. ALVES, A. L. ROSA, D. K. TORATI, L. S. SANTOS, V. R. V. (Ed.). **Piscicultura de água doce: multiplicando conhecimentos.** Brasília, DF: Embrapa, 2013. 440 p. p. 215-272.

THATCHER, V. E. **Amazon fish parasites.** Manaus: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia Manaus, 1991. 571 p.



Tabuleiros Costeiros

Ministério da
**Agricultura, Pecuária
e Abastecimento**

