

## Sanidade do Tambaqui *Colossoma macropomum* nas Fases de Larvicultura e Alevinagem





ISSN 1517-4859  
Julho, 2013

*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária  
Centro de Pesquisa Agroflorestral do Amapá  
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento  
Universidade Nilton Lins  
Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia*

## **Documentos 78**

### **Sanidade do Tambaqui *Colossoma macropomum* nas Fases de Larvicultura e Alevinagem**

*Marcos Tavares-Dias  
Cleusa Suzana Oliveira de Araujo  
Sanny Maria Andrade Porto  
Gabriela Moraes Viana  
Patrícia Castro Monteiro*

Embrapa Amapá  
Macapá, AP  
2013

Exemplares desta edição podem ser adquiridos na:

**Embrapa Amapá**

Endereço: Rodovia Juscelino Kubitschek, 2600, km 05, CEP 68903-419,

Caixa Postal 10, CEP 68906-970, Macapá, AP

Fone: (96) 4009-9500

Fax: (96) 4009-9501

Home page: <http://www.cpaafap.embrapa.br>

E-mail: [cpafap.sac@embrapa.br](mailto:cpafap.sac@embrapa.br)

**Comitê Local de Publicações**

Presidente: *Joffre Kouri*

Secretário-Executivo: *Aderaldo Batista Gazel Filho*

Membros: *Adelina do Socorro Serrão Belém, José Antonio Leite de Queiroz, Maguida Fabiana da Silva, Marcos Tavares-Dias, Ricardo Adaimé da Silva, Rogério Mauro Machado Alves*

Revisores Técnicos: *Daniel Montagner — Embrapa Amapá*

*Maurício Laterça Martins — Universidade Federal de Santa Catarina*

*Rodrigo Yudi Fujimoto — Embrapa Tabuleiros Costeiros*

Supervisão editorial: *Adelina do Socorro Serrão Belém*

Revisão de texto: *Elisabete da Silva Ramos*

Normalização bibliográfica: *Adelina do Socorro Serrão Belém*

Editoração eletrônica: *Fábio Sian Martins*

Foto da capa: Marcos Tavares-Dias

**1ª. edição**

Versão eletrônica (2013)

**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 Amapá

---

Sanidade do Tabaqui *Colossoma macropomum* nas fases de larvicultura e alevinagem / Marcos Tavares-Dias... [et. al.]. - Macapá: Embrapa Amapá; Manaus: Universidade Nilton Lins, Instituto de Pesquisas da Amazônia, 2013.

42p. il. ; 21 cm (Documentos / Embrapa Amapá, ISSN 1517-4859; 78).

1. Peixe de água doce. 2. Piscicultura. 3. Produção animal. 4. Manejo. 5. Parasito de animal. I. Tavares-Dias, Marcos. II. Série.

CDD 639.31

# **Autores**

## **Marcos Tavares-Dias**

Biólogo, Doutor em Aquicultura de Águas Continentais, Pesquisador da Embrapa Amapá, Macapá, AP.  
marcos.tavares@embrapa.br

## **Cleusa Suzana Oliveira de Araujo**

Bióloga, Doutora em Biologia de Água Doce e Pesca Interior, Professora titular da Universidade Nilton Lins, Manaus, AM.  
caraujo@niltonlins.br

## **Sanny Maria Andrade Porto**

Bióloga, Doutoranda em Aquicultura, Universidade Nilton Lins em associação com o Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Manaus, AM.  
sanny@inpa.gov.br

## **Gabriela Moraes Viana**

Bióloga, Mestranda em Aquicultura, Universidade Nilton Lins em associação com o Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Manaus, AM.  
gabimoraes88@gmail.com

## **Patrícia Castro Monteiro**

Bióloga, Mestranda em Aquicultura, Universidade Nilton Lins em associação com o Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Manaus, AM.  
pattyprestesd2@gmail.com



# Apresentação

Com a consolidação da aquicultura, novas tecnologias de produção intensiva e a diversidade de espécies de peixes com potencial de cultivo, problemas sanitários ou de transmissão de doenças podem apresentar obstáculos nas diferentes fases de criação. Assim, a implementação de boas práticas de manejo constitui-se em fator primordial para o sucesso da atividade.

No Brasil, existe número significativo de informações sobre enfermidades ou parasitos de peixes na fase jovem ou adulta, tanto de animais da natureza como de cultivo. Entretanto, são escassas as informações parasitológicas e de manejo sanitário nas fases de larvicultura e alevinagem.

A experiência e dedicação dos autores, bem como o cuidado na abordagem das principais doenças contribuem para a qualidade do trabalho, tornando-se fonte de consulta importante para pesquisadores, alunos, técnicos, produtores e demais profissionais da área. Além disso, representa um relevante elo entre instituição de pesquisa, como a Embrapa, e o setor produtivo. Atualmente, o setor produtivo necessita cada vez mais compartilhar conhecimentos e resultados obtidos por pesquisadores.

Esta publicação aborda aspectos importantes do manejo profilático e de agentes causadores de doenças durante a larvicultura e alevinagem do tambaqui *Colossoma macropomum*, peixe de inquestionável importância para a piscicultura do País.

A forma coerente como os temas são abordados, como manejo de larvas e alevinos, manejo profilático, principais doenças na larvicultura e alevinagem, finalizando com recomendações gerais sobre boas práticas de manejo, refletem na facilidade de compreensão, possibilitando uma leitura agradável e instrutiva.

*Silas Mochiutti*  
Chefe-Geral da Embrapa Amapá

# Sumário

<b>Sanidade do Tambaqui <i>Colossoma macropomum</i> nas Fases de Larvicultura e Alevinagem</b> .....	9
<b>Introdução</b> .....	9
<b>Manejo e sanidade na larvicultura do tambaqui</b> .....	11
Manejo de larvas .....	11
Principais doenças em larvas .....	13
Manejo profilático em larvas.....	16
<b>Manejo e sanidade na alevinagem do tambaqui</b> .....	19
Manejo de alevinos .....	19
Principais doenças em alevinos .....	25
Manejo profilático em alevinos.....	28
Cuidados para evitar doenças causadas por protozoários e mixosporídeos .....	30
Doenças causadas por helmintos .....	30
Doenças causadas por crustáceos.....	33
<b>Recomendações gerais</b> .....	33
<b>Referências</b> .....	35



# Sanidade do Tambaqui *Colossoma macropomum* nas Fases de Larvicultura e Alevinagem

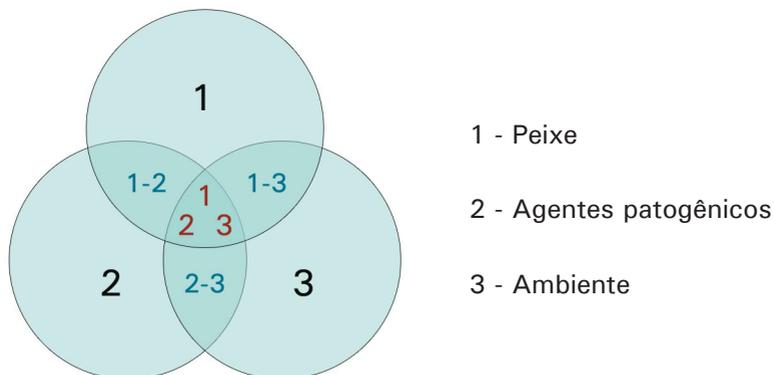
---

*Marcos Tavares-Dias*  
*Cleusa Suzana Oliveira de Araujo*  
*Sanny Maria Andrade Porto*  
*Gabriela Moraes Viana*  
*Patrícia Castro Monteiro*

## Introdução

A piscicultura no Brasil passa por uma fase de consolidação e expansão inquestionável, sendo a principal atividade de milhares de produtores. Com a intensificação dos sistemas de criação surge a necessidade de maiores conhecimentos sobre o manejo adequado para prover melhoria nas condições de saúde dos peixes, principalmente nas fases iniciais da produção, na larvicultura e alevinagem. Nessas fases, quando os peixes estão continuamente expostos às condições adversas e seu sistema imunológico ainda não responde adequadamente, tornam-se mais susceptíveis aos parasitos e doenças. Essa susceptibilidade varia em função da espécie e de indivíduo para indivíduo, ocasionando, geralmente, impactos maiores nos peixes mais jovens quando comparados aos adultos. Assim, na piscicultura, as larvas e alevinos estão mais sujeitos ao estresse de captura, transporte, manuseio, adensamento populacional e alterações na qualidade de água, fatores que interferem no equilíbrio da relação peixe-parasito-ambiente (Figura 1), afetando os peixes e os agentes patogênicos (vírus, bactérias e parasitos), causando então surtos epizoóticos.

A produção comercial do tambaqui *Colossoma macropomum*, vem crescendo cada vez mais no Brasil (AFFONSO et al., 2009) e vários são os cuidados relacionados ao cultivo dessa espécie, principalmente nos estágios iniciais de seu desenvolvimento, larvicultura e alevinagem.



**Figura 1.** Relação entre os peixes (hospedeiros), o ambiente (água) e os agentes patogênicos.

Fonte: Pavanelli et al. (2008).

Embora na larvicultura desse peixe seja grande o número de larvas por desova, esses organismos são extremamente frágeis, requerendo muitos cuidados. Assim, a larvicultura e a alevinagem de tambaqui vêm passando por desenvolvimento de tecnologias de produção que permitem o uso do sistema intensivo como técnica de cultivo de larvas para a produção de alevinos desse peixe amazônico. Devido a essa crescente demanda em quantidade e qualidade, a intensificação da produção de larvas e alevinos vem exigindo atenção especial no que se refere também à sanidade nas pisciculturas intensivas.

Devido ao desenvolvimento de pacote tecnológico à disposição para essa espécie, muitas pisciculturas de tambaqui obtêm sucesso nos primeiros anos de cultivo, mas em determinado momento ocorrem problemas sanitários (FIGUEIREDO; LEAL, 2010), que podem comprometer toda a produção. Assim, o monitoramento sanitário é extremamente necessário para garantir o desempenho produtivo e a segurança do sistema intensivo de produção.

Independente do tipo de sistema de cultivo o piscicultor pode deparar-se com doenças, sejam elas advindas do manejo inadequado, onde a grande

maioria delas se enquadra, ou de fatores externos ao cultivo. Assim, sugerimos aqui algumas medidas básicas de manejo para as fases de larvicultura e alevinagem do tambaqui, no intuito de minimizar a ocorrência de doenças durante esses estágios do cultivo. Dessa forma, as informações visam subsidiar técnicos e produtores na tomada de decisão quanto ao manejo adequado e problemas sanitários durante a produção de larvas e alevinos de tambaqui.

## **Manejo e sanidade na larvicultura do tambaqui**

### **Manejo de larvas**

O principal objetivo da larvicultura de peixes é garantir o máximo de sobrevivência para a produção de alevinos de qualidade. Porém, esse sucesso na larvicultura depende essencialmente do fornecimento de alimento vivo em qualidade e quantidade adequada, imediatamente após as larvas começarem a se alimentar. Larvas de peixes mal nutridas possuem baixa tolerância ao estresse de manuseio, gerando alevinos de má qualidade, os quais apresentam problemas de alta mortalidade durante e após o transporte.

Inicialmente, as larvas de tambaqui necessitam alimentar-se de organismos vivos (protozoários, rotíferos, copépodos e cladóceros), para depois receber ração farelada. Rações com proteína em torno de 45%-50% são adequadas para atender às exigências das larvas de tambaqui e devem ser fornecidas em qualidade e quantidade, mas nunca em excesso. Durante a fase de larvicultura, as rações devem conter níveis de 300-500 mg de vitamina C e de 100-200 mg de vitamina E/kg de ração, para aumentar a resistência do tambaqui às infecções parasitárias e infecciosas (KUBITZA, 2003a; 2004). Larvas desnutridas podem apresentar anomalias físicas e doenças, devido à baixa resistência imunológica. A suplementação dessas vitaminas na ração e desde a absorção do saco vitelínico e o enriquecimento do alimento vivo (rotíferos ou

artêmias) melhoram a imunidade das larvas e aumentam a sua resistência às infecções (FIGUEIREDO et al., 2010).

Na piscicultura, o monitoramento da qualidade de água é primordial, para que se implementem medidas de correção (RAMOS, 2006). Durante a larvicultura é necessário que os viveiros apresentem bom nível de oxigênio dissolvido, caso contrário pode haver diminuição na resistência às infecções por parasitos e bactérias. Altas taxas de mortalidade podem ocorrer nessa fase quando as larvas são expostas a baixos níveis de oxigênio dissolvido na água (< 2 mg/L), principalmente em viveiros eutrofizados com transparência acima de 70 cm, nos quais são frequentes altos níveis de gás carbônico (> 20 mg/L). Juntamente com a eutrofização da água pode estar associada a multiplicação excessiva de fitoplâncton responsável por grandes variações na concentração de oxigênio, caracterizando elevados níveis durante o dia e baixos níveis durante a noite. A qualidade inadequada dos níveis de oxigênio e aumento de matéria orgânica nos viveiros favorecem os organismos patogênicos, os quais encontram, então, condições adequadas para sua multiplicação e infecção das larvas de tambaqui (KUBITZA, 2003b; 2004). As larvas também não devem ser expostas a pH abaixo de 6,0 ou acima de 8,5 (KUBITZA, 2004). Caso esses fatores ocorram isolados ou não, as larvas de tambaqui podem apresentar altos índices de infecção por parasitos e/ou bactérias e, conseqüentemente, morrem devido à redução na sua resistência imunológica. Surtos de colunariose causados pela bactéria *Flavobacterium columnare* ocorrem devido ao excesso de matéria orgânica (FIGUEIREDO et al., 2010; PÁDUA et al., 2011) em incubadoras/viveiros, altas densidades de estocagem, transição da dieta, classificação das larvas, durante limpeza das incubadores, e outros fatores.

As larvas de tambaqui devem ser estocadas na densidade 200-300/m<sup>2</sup>, e quando transportadas ou transferidas para viveiros em longas distâncias devem ser acondicionadas em sacos plásticos contendo oxigênio, na proporção de uma parte de água para quatro partes de oxigênio. Na chegada das larvas, essas devem ser submetidas a uma adaptação gradual à água dos viveiros. A temperatura não é o único parâmetro que deve ser gradualmente ajustado. As diferenças devem ser minimizadas por adição gradual

da água do destino com a das embalagens, e essa aclimatação deve durar pelo menos por 40-60 minutos (KUBITZA, 2003b; NOGA, 2010). Durante essa aclimatação, a variação na temperatura da água em  $\pm 3$  (acima ou abaixo da média) e pH de  $\pm 2$  (acima ou abaixo da média) causa elevado estresse. Além disso, é necessário realizar quarentena para evitar a disseminação de parasitos na piscicultura, vindos com essas larvas introduzidas nos tanques de cultivo. Após a estocagem nos viveiros, é necessário observar também diariamente o comportamento das larvas, que se distribuem de forma relativamente uniforme e com o crescimento vão procurando os locais mais adequados a seu hábito alimentar.

Na larvicultura, o preparo dos viveiros também é de grande relevância para eliminar predadores das larvas. Esses cuidados incluem a limpeza do lodo e da vegetação de fundo, bem como a desinfecção do fundo com 200-300 g/m<sup>2</sup> de cal virgem ou cal hidratada (KUBITZA, 2004) e exposição aos raios solares por 7-10 dias. Porém, nesse período do cultivo, o uso de cal hidratada pode elevar o pH se aplicado diretamente no viveiro com água. Na entrada da captação de água, quando essa é feita diretamente de corpos naturais, e na entrada dos viveiros, é necessário colocar filtro para evitar o acesso de peixes e a entrada de parasitos do ambiente natural. Na piscicultura, muitos problemas durante a alevinagem são, em parte, decorrentes de problemas sanitários da reprodução e larvicultura dos peixes (FIGUEIREDO et al., 2010). Muitos piscicultores consideram, erroneamente, que uma intensa adubação dos viveiros proporcionará mais alimento disponível para as larvas. Contudo, adubação excessiva, além de reduzir os níveis de oxigênio dissolvido, provoca proliferação de bactérias, fungos e protozoários parasitos (KUBITZA, 2004; PÁDUA et al., 2011), principais problemas de sanidade durante a larvicultura do tambaqui.

## **Principais doenças em larvas**

Muitos processos de doenças apresentam sinais clínicos evidentes pelas alterações na superfície externa dos peixes, tais como: ulcerações, congestão, despigmentação/pigmentação, deformação do esqueleto, irregularidades nas nadadeiras, entre outras. Esses sinais clínicos podem

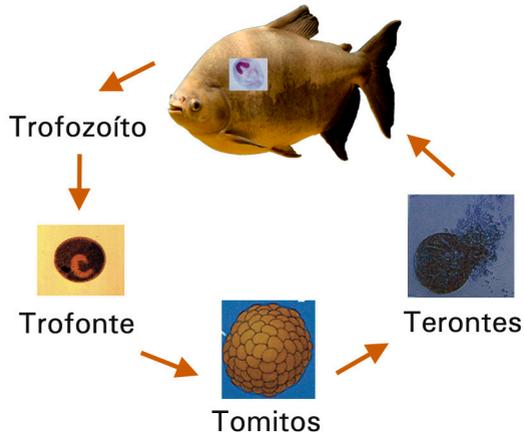
auxiliar no diagnóstico parasitológico. Além disso, mudanças comportamentais podem ser observadas. Peixes doentes tendem a não procurar o alimento, mas a anorexia é um sinal inespecífico. Porém, se for observada anorexia em apenas alguns indivíduos e associada à letargia, poderá ser indicativo de doença (PÁDUA et al., 2011; RAMOS, 2006).

As infecções parasitárias representam fatores limitantes para o cultivo de tambaqui (VARELLA et al., 2003). Em estação de piscicultura do Estado do Amazonas, fungos e protozoário *Vorticella* sp. foram encontrados aderidos aos ovos e larvas mortas de tambaqui, poucas horas após a eclosão (THOMÉ, 2000). Para controle de fungos (*Saprolegnia* sp. e *Achlya* sp.) de ovos, pode ser usado 10 mg/L de sulfato de cobre penta-hidratado. Porém, para ovos de *Ictalurus punctatus* está demonstrado que essa concentração pode ser de até 100 mg/L (STRAUS et al., 2012), dependendo da dureza da água.

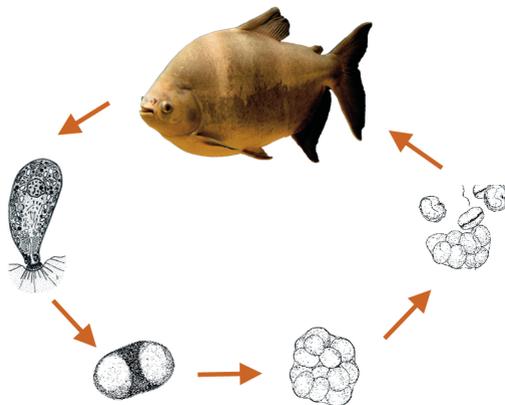
Fungos e *F. columnare* que ocorrem comumente na pele dos peixes cuja resistência imunológica está reduzida (ARAÚJO-LIMA; GOMES, 2005; PILARSKI et al., 2008), atacam larvas ainda nas incubadoras (ARAÚJO-LIMA; GOMES, 2005; FIGUEIREDO et al., 2010; PÁDUA et al., 2011). A columnariose é uma doença que acomete a maioria das espécies de peixes de água doce (FIGUEIREDO; LEAL, 2008; PÁDUA et al., 2011), incluindo o tambaqui (PILARSKI et al., 2008). Essa bacteriose é influenciada por temperaturas elevadas, acima de 15 °C (PILARSKI et al., 2008) e causa elevada mortalidade, devido a sua rápida evolução (24-48 horas), principalmente na larvicultura (FIGUEIREDO; LEAL, 2008; PÁDUA et al., 2011). Os principais sinais clínicos observados nas larvas são a erosão da nadadeira caudal (podridão de cauda), formação de manchas brancas na região da cabeça (PILARSKI et al., 2008; FIGUEIREDO et al., 2010; PÁDUA et al., 2011) e presença de áreas necrosadas nas brânquias, que dificulta a respiração dos peixes.

O *Ichthyophthirius multifiliis* (Figura 2) e *Piscinoodinium pillulare* (Figura 3) são protozoários de ciclo de vida direto e podem causar mortalidade em larvas de tambaqui, bem como em alevinos. Esses parasitos atacam a

superfície do corpo e/ou brânquias, causando hemorragias e, posteriormente, invasão de bactérias e fungos (infecção secundária). Anorexia, emagrecimento e excessiva produção de muco caracterizam a infecção em larvas. Quando estão presentes nas brânquias, são responsáveis pela perda funcional desse órgão, prejudicando a respiração e troca de sais com a água, levando à mortalidade das larvas.



**Figura 2.** Ciclo de vida do *Ichthyophthirius multifiliis*.  
Ilustração: Fábio Sian Martins



**Figura 3.** Ciclo de vida do *Piscinoodinium pillulare*.  
Ilustração: Fábio Sian Martins

## Manejo profilático em larvas

Na piscicultura, a profilaxia é uma prática que não pode ser desconsiderada quando pretende-se evitar as doenças que podem manifestar-se em peixes cultivados (PAVANELLI et al., 2008; NOGA, 2010). Na larvicultura, o manejo profilático deve ser uma prática constante tanto na assepsia de pessoas envolvidas com o cultivo quanto dos ovos, larvas, incubadoras e tanques. Além disso, são necessários cuidados periódicos com a assepsia dos instrumentos e utensílios usados.

É necessário grande atenção e cuidados especiais na higienização das pessoas que trabalham na piscicultura, uma vez que podem manipular peixes doentes (NOGA, 2010; PAVANELLI et al., 2008) e depois trabalhar com as larvas. Recomenda-se a lavagem das mãos e braços para evitar transmissão de patógenos entre tanques. As incubadoras, canaletas, caixas d'água e tubos devem ser desinfetados com formol 3% (3 L de formol em 100 L de água). O período de exposição deve ser de 5 a 10 minutos nessa solução de formol. Em seguida, o conjunto de incubação deve ser enxaguado com água limpa em abundância, para eliminar qualquer vestígio da substância desinfetante empregada (ROCHA; CECCARELLI, 1995).

A assepsia dos ovos embrionados é fundamental para evitar a contaminação de sua superfície por vírus, bactérias e fungos, mas também é importante no combate de protozooses (PAVANELLI et al., 2008). Logo após a fertilização dos ovos, esses devem ser transferidos para outro tanque e cuidados devem ser tomados para se evitar a presença de bactérias, fungos e outros parasitos.

O fungo *Saprolegnia* sp. ataca a membrana externa dos ovos, destruindo-a (ARAÚJO-LIMA; GOMES, 2005). As bactérias podem proliferar-se ativamente e atacar os ovos com suas enzimas, destruindo a sua membrana proteica, a qual perde sua dureza e o embrião morre ou eclode prematuramente. Similarmente, crustáceos parasitas como os copépodes danificam a membrana do ovo ao rompê-la (ARAÚJO-LIMA; GOMES, 2005).

Os tratamentos dos ovos durante a incubação podem ser feitos usando formalina, mas é melhor usar a profilaxia, ou seja, a adoção de técnicas de manejo, tais como: limpeza e diminuição da quantidade de matéria orgânica na incubadora ou tanque de incubação. Quando for necessário efetuar tratamento de larvas, para incubadora de 60 L pode ser usado de 1,0-1,5 mL de formol e a água não deve ser fechada. Porém, a higienização das incubadoras, no mínimo uma vez ao dia, é essencial.

O uso de 0,5-1,0 g/L de sal comum na água do transporte de larvas pode ser usado, evitando assim uma perda de íons do sangue para a água, principalmente de sódio e cloreto. Além disso, o sal estimula a secreção de muco auxiliando na cicatrização de lesões ocorridas durante o manuseio, age no controle de alguns parasitos, na redução de estresse e aumenta a sobrevivência durante o transporte. Porém, a tolerância à salinidade varia com o estágio de desenvolvimento do tambaqui, pois concentrações elevadas de sal podem ser prejudiciais aos peixes, causando efeito direto na desidratação muscular, estresse, diminuição no crescimento e alterações no comportamento natatório (LUZ et al., 2008a; LUZ; SANTOS, 2008b).

Para larvas de tambaqui com bacteriose ou fungos podem ser usados banhos de imersão com peróxido de hidrogênio, na concentração de 20-30 mg/L de água, durante 15-20 minutos de exposição. Affonso et al. (2009) citam que esse produto vem sendo usado na aquicultura não apenas pela sua eficácia no tratamento contra infecções fúngicas e bacterianas, mas também porque representa uma alternativa terapêutica não prejudicial ao meio ambiente, devido a sua rápida decomposição em gás oxigênio na água. Em geral, o controle de bactérias requer o uso de antibióticos administrados na ração ou banhos de imersão. Porém, para determinação do antibiótico, a concentração e o tempo de uso adequado, deve ser feito previamente o antibiograma em um laboratório especializado. Caso o peixe não esteja se alimentando fica limitado o uso de qualquer antibiótico na ração, pois peixes com bacteriose podem ter perda de apetite e,

além disso, pode haver pouco consumo de ração devido à baixa palatabilidade (CARRASCHI et al., 2011), influenciando assim a eficácia do tratamento.

No viveiro, infecção por fungos pode ser controlada com 15-20 mL de formol para cada 1.000 L de água (MARTINS, 2004), mas a água de abastecimento não deve ser fechada. Porém, tratamento com formol, principalmente logo após o transporte de peixes, deve ser evitado, devido à grande irritação que esse produto pode provocar nas brânquias, quando os peixes estão estressados pelo transporte. Além disso, em locais com elevadas temperaturas, como na Amazônia, o formol pode ser altamente tóxico, principalmente para larvas, por isso seu uso deve ser com parcimônia.

No controle de *F. columnare* baixas concentrações (0,5-1,0 g/L) constantes de sal comum podem ser usadas na água para minimizar os efeitos dessa bacteriose. Porém, antes da estocagem nos viveiros, se for necessário prevenir a columnariose, pode ser usado 5-6 g de permanganato de potássio/1.000 litros de água na forma de banho, por 10 minutos. Esse banho pode ser realizado na própria caixa de transporte ou em caixa de polipropileno (caixa d'água), caso os peixes tenham sido transportados em sacos plásticos. Porém, é necessário fazer sempre um teste prévio usando um pequeno lote de animais e manter níveis elevados de oxigênio dissolvido, acima de 6 mg/L. Vacinas contra *F. columnare* têm sido testadas e mostraram eficácia. Estão disponíveis no mercado vacinas contra algumas bactérias de peixes (FIGUEIREDO; LEAL, 2008; PENAGOS et al., 2008), mas seu uso não foi ainda autorizado no Brasil, pois não há estudos sobre a eficiência dessas vacinas frente a desafios com as amostras de bactérias isoladas no País (FIGUEIREDO; LEAL, 2008).

Na larvicultura de tambaqui, recomenda-se o uso de 1-2 g de sal/L de água nos primeiros 7-10 dias do cultivo para melhorar o crescimento e sobrevivência, além de ajudar a evitar infecções parasitárias, principalmente por protozoários.

## Manejo e sanidade na alevinagem do tambaqui

### Manejo de alevinos

Em ambiente natural, a desova de tambaqui ocorre nas margens dos rios, em regiões de redemoinho que garantem que as larvas sejam transportadas até a área de inundação. As larvas permanecem nestes locais alagados durante todo o período de enchente e de cheia na Amazônia. Os alevinos, devido à forma anatômica da cavidade bucal, ingerem uma grande variedade de alimentos, desde o zooplâncton, fitoplâncton, larvas de insetos e moluscos, até sementes e frutos. Em ambiente de cultivo, devido à indução hormonal, a reprodução pode ocorrer durante alguns meses do ano (ARAÚJO-LIMA; GOULDING, 1998; ZANIBONI FILHO, 2004). Porém, cuidados com o manejo de alevinos são extremamente relevantes.

Grande parte dos piscicultores de alevinos de tambaqui tem problemas nessa fase da produção, devido à falta de um programa profilático ou mesmo terapêutico na piscicultura. Isso ocorre principalmente em razão do despreparo e falta de conhecimento dos profissionais envolvidos com a atividade. Contudo, a eficácia de medidas sanitárias na criação de peixes depende de três fatores: **a)** conscientização do proprietário do empreendimento de que aspectos importantes devem ser levados em consideração quando se fala em manejo sanitário; **b)** presença de profissional capacitado para orientar o piscicultor e diagnosticar corretamente a enfermidade; e **c)** fiscalização sanitária pelos órgãos governamentais, em pisciculturas e transporte de peixes nos estados do Brasil. Portanto, somente levando em consideração esses fatores, a piscicultura poderá alcançar maior êxito na implantação de um programa de controle sanitário que favoreça o sistema de cultivo intensivo, tornando-o mais competitivo e lucrativo.

O primeiro fator que deve ser considerado nessa fase do cultivo de tambaqui são as condições sanitárias da piscicultura e as condições

epidemiológicas dos peixes. Tais informações são extremamente relevantes para o desenvolvimento de técnicas profiláticas e manejo sanitário adequado e, conseqüentemente, para melhorias na produção das pisciculturas de tambaqui. Além disso, investigações devem ser conduzidas no sentido de verificar a possível entrada de patógenos nos viveiros ou tanques de alevinagem. As duas principais formas dessa entrada de patógenos são pela introdução de peixes doentes e/ou via hídrica.

A origem da água de abastecimento deve ser conhecida, para evitar contaminação oriunda de outros cultivos ou por dejetos químicos e orgânicos (excrementos dos animais e do homem), dando-se preferência a nascentes dentro da propriedade. Na entrada de captação dessa água diretamente de corpos naturais é necessário colocar filtro, evitando assim o acesso de peixes não pertencentes ao cultivo, bem como a entrada de parasitos oriundos do ambiente natural. O sistema de derivação deverá ter um filtro na entrada da água do viveiro, ser do tipo individual e paralelo, ou seja, a água que entra em um viveiro é, posteriormente, eliminada, sem que esta seja aproveitada em outro viveiro subsequente.

Cuidados especiais na higiene das pessoas envolvidas na rotina diária do criatório são relevantes, pois ao manipular peixes doentes ou tanques contaminados, tornam-se potenciais vetores (mecânicos) desse processo para os demais tanques de animais sadios. Para desinfecção das mãos pode-se utilizar uma solução de 200 mg de iodo/L de água (NOGA, 2010; PAVANELLI et al., 2008). Porém, deve-se ter atenção ao uso de iodo, pois algumas pessoas podem ser alérgicas a essa substância.

Todos os instrumentos utilizados no manejo das criações devem ser periodicamente esterilizados, ou sempre que se pretenda reutilizar os mesmos em tanques diferentes e ainda toda vez que houver suspeita de algum tipo de enfermidade na criação. Alguns patógenos podem ser transferidos de ambientes aquáticos através de simples fômites, como redes, puçás e boias. O uso de desinfetantes é preconizado para restringir tal via de infecção. Para a desinfecção desses equipamentos na

piscicultura, eles podem ser imersos em solução de hipoclorito de sódio ou de cálcio 5% (5 g de hipoclorito em 100 mL de água) por 60 minutos (NOGA, 2010) ou formol 5% (5 mL de formol em 100 mL de água) por 20-30 minutos.

A calagem e secagem regular dos tanques de alevinagem ao final de cada ciclo de produção são recomendadas para limpeza e assepsia, evitando o acúmulo de matéria orgânica no fundo do viveiro. A remoção de galhos tem que ser feita, pois são causadores de lesões corporais em peixes (além de danificarem as redes).

Os fatores ambientais funcionam como um dos maiores agentes estressantes para os peixes. Parâmetros de qualidade de água fora do limite de tolerância (níveis de oxigênio menores que 3 mg/L) para a espécie influenciam na imunologia dos peixes, principalmente na fase de alevinagem. A manutenção da boa qualidade de água por meio do monitoramento constante dos parâmetros físico-químicos por um técnico especializado é recomendada. A quantidade de alimento fornecida aos animais e a frequência alimentar são pontos importantes para a manutenção da boa qualidade de água.

Em sistemas de cultivo intensivo, a nutrição e a alimentação são outros fatores importantes na manutenção do crescimento e da saúde dos alevinos de tambaqui. As dietas artificiais constituem a principal fonte de nutrientes essenciais para os peixes em sistemas de criação intensiva. A exigência dos nutrientes essenciais varia em função do desenvolvimento dos alevinos de tambaqui, assim a alimentação deve ser adequada em níveis proteicos e tamanho de partículas de ração artificial.

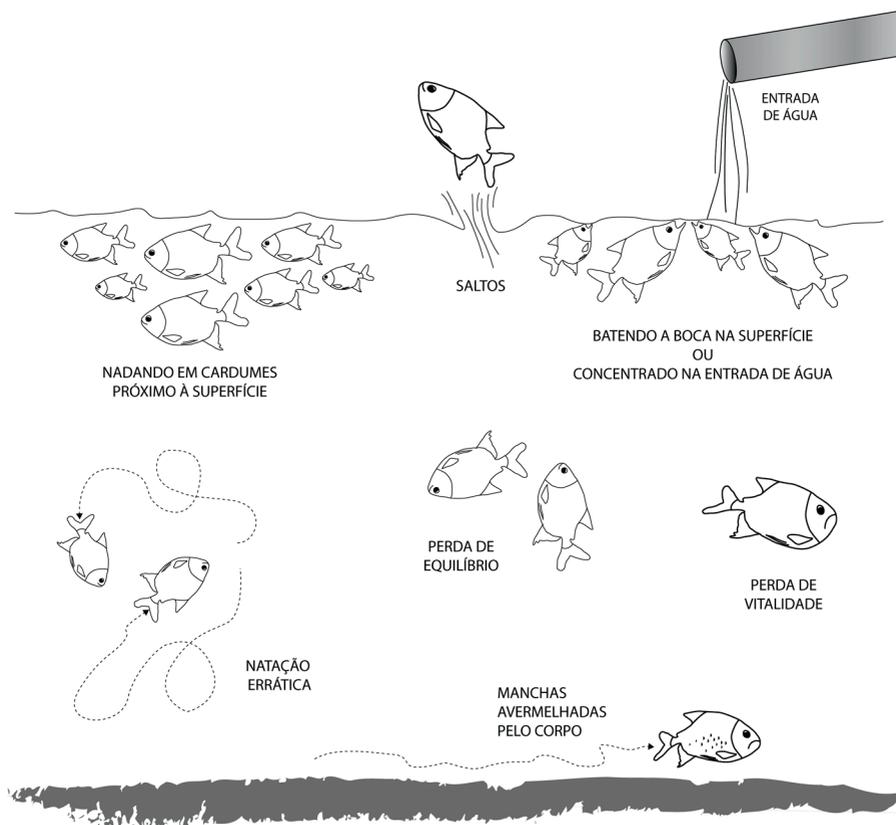
Para manutenção da saúde em peixes cultivados, algumas estratégias alimentares podem ser adotadas, como: atender às exigências nutricionais específicas nas dietas; manipular a condição nutricional por meio de regimes de alimentação, além da administração de imunoes-timulantes na dieta. Na aquicultura, desde o final da década de 1980 vem sendo usado imunoes-timulantes, substâncias que potencializam o

sistema imunológico dos peixes, aumentando a sua resistência às enfermidades parasitárias e bacterianas, uma vez que favorece uma rápida e prolongada resposta da imunidade inespecífica. Na piscicultura, os imunostimulantes (vitaminas A, C e E, glicano, quitina/quitosana, levamisol e outros) têm importante uso profilático. Porém, o uso de imunostimulantes para tambaqui, principalmente na fase de alevinagem, permitirá maximizar sua proteção em situações de estresse, reduzindo o estabelecimento dos parasitos e doenças na criação, além de melhorar o desempenho zootécnico e a sobrevivência dos peixes e, conseqüentemente, reduzir as perdas econômicas durante o sistema de produção intensivo.

A procedência dos alevinos deve ser conhecida, sendo comum casos de problemas com peixes adquiridos já parasitados ou com indicações errôneas de prevenção ou de aplicação de produtos químicos. Os lotes de alevinos adquiridos recentemente devem passar por um período de quarentena. Esse período é variável, porém nunca deve ser inferior a três semanas. O local de quarentena deve ser isolado dos tanques e viveiros comunitários, além de possuir entrada/saída de água independentes. Para evitar este tipo de problema, recomenda-se uma análise parasitológica dos animais antes de serem transportados.

O acompanhamento de alterações no comportamento dos peixes deve ser realizado diariamente, pois alevinos de tambaqui com alguma enfermidade podem apresentar mudanças no padrão regular de comportamento. Entre os sinais clínicos que podem ser observados estão a letargia (movimentação lenta), perda de equilíbrio (peixe nadando em espiral ou vertical), agrupamento na superfície ou entrada d'água, respiração agitada com maior batimento opercular (Figura 4), anorexia (falta de apetite), produção excessiva de muco provocando uma aparência opaca, erosão na pele e/ou nadadeiras, brânquias inflamadas ou pálidas, abdômen inflamado e algumas vezes com líquido sanguinolento ou não, ânus inchado e enrijecido, exoftalmia (proeminência ocular) e apatia com peixes isolados do cardume. Porém, a maioria desses sinais e sintomas que acometem os alevinos de tambaqui é comum a um grande número de doenças, parasitoses, distúrbios nutricionais,

enquanto que outros, bastante específicos, servem para o diagnóstico preciso do agente etiológico. Assim, essas alterações comportamentais são sinais de grande relevância no diagnóstico das doenças e não devem ser jamais ignoradas.



**Figura 4.** Mudança de comportamento em alevinos de tambaqui com parasitoses.

Desenho: Fábio Sian Martins

A mudança no padrão de coloração pode ser também outro bom indicador do estado de saúde dos alevinos de tambaqui. A pigmentação da pele dos peixes está sob controle neuroendócrino e influenciada por ação de hormônios. Como para um peixe doente é mais importante

manter a homeostase de suas funções vitais que investir na manutenção do padrão normal de coloração, ocorre descoloração corporal. A coloração anormal pode ser provocada, principalmente, por danos e irritação na pele, devido à ação de parasitos. Outro sinal clínico importante e decorrente da presença de parasitos, fungos ou bactérias são os pontos hemorrágicos (petequias hemorrágicas) nos olhos, corpo, nadadeiras, boca, abdômen, além de lesões maiores no corpo, como áreas de necrose, úlceras e furúnculos. A presença de pontos brancos, amarelados ou negros no corpo, geralmente também é indicativo de infecção parasitária, bem como de lesões nas nadadeiras que ficam desfiadas e corroídas.

Uma grande parte dos piscicultores envolvidos com a criação de tambaqui acaba tendo problemas quando vão implantar um programa profilático ou mesmo terapêutico na sua propriedade. Isso ocorre principalmente, devido à falta de preparo profissional e também aos poucos conhecimentos sobre os aspectos sanitários dessa espécie nativa.

As substâncias quimioterápicas vêm sendo usadas na aquicultura brasileira há quase 30 anos. Porém, seu uso para tratamento de doenças implica em inúmeras dificuldades na piscicultura. A própria administração dessas substâncias não é tão simples de ser executada, pois exige a identificação precisa da doença e agente etiológico, para o uso de uma substância correta. Além disso, a administração de medicamentos por via oral raramente é possível, já que peixes doentes geralmente apresentam anorexia. Por outro lado, a aplicação desses quimioterápicos por via parenteral só é viável em determinados casos, como em reprodutores. Portanto, as técnicas existentes para o tratamento de peixes doentes devem ser adaptadas para cada situação. Assim, antes de se adotar qualquer método terapêutico deve-se analisar cuidadosamente fatores, tais como: valor econômico da espécie, custo do tratamento, chance de sucesso do tratamento, possibilidade de disseminação da doença, condições gerais dos peixes e o parasito que está predominando nos animais. Além disso, primeiramente, deve-se testar o medicamento em um pequeno lote de peixes, para evitar a perda do plantel.

As grandes concentrações de peixes observadas em ambientes de cultivo propiciam o aparecimento de doenças devido à presença de diferentes organismos patogênicos (por exemplo, protozoários e monogenoídeos) que, nessas condições, passam a ter sua transmissão de peixe para peixe, facilitando a ocorrência do aumento na possibilidade de completar seu ciclo de vida direto (PAVANELLI et al., 2008; SANTOS et al., 2013). O confinamento de tambaqui, aliado à manipulação inerente do sistema de cultivo, como a desinfecção, manipulação, tratamento, transporte, bem como às alterações da qualidade de água, refletem no estresse dos peixes, contribuindo assim para a maior suscetibilidade e menor resistência às infecções parasitárias. Portanto, devido à complexidade dos ambientes de cultivo refletindo na dificuldade de definir medidas profiláticas e terapêuticas adequadas, a profilaxia é a melhor medida para evitar doenças nas pisciculturas.

## Principais doenças em alevinos

Na natureza, tambaquis são parasitados por monogenoídeos *Anacanthorus spathulatus*, *Linguadactyloides brinkmanni*, *Notozothecium* sp., acantocéfalos *Neoechinorhynchus buttnerae*, nematóides *Procamallanus* sp., *Spirocamallanus* sp., crustáceos *Gamidactylus jaraquensis* e *Perulernaea gamitanae* (FISCHER et al., 2003). O ambiente aquático favorece naturalmente a propagação, reprodução e complementação do ciclo de vida desses parasitos (TAVARES-DIAS et al., 2006). Thatcher (2006) registrou 11 espécies de parasitos para esse peixe na natureza, pertencentes aos monogenoídeos, nematóides, acantocéfalos, copépodes e branquiuros. Porém, em viveiros de pisciculturas brasileiras, os parasitos em alevinos de tambaqui são principalmente espécies de protozoários e de helmintos (Tabela 1).

Os protozoários, monogenoídeos, mixosporídeos e crustáceos parasitam, em geral, as brânquias e a pele do tambaqui. Porém, *P. gamitanae* ocorre nas brânquias e boca, assim, pode matar alevinos quando em elevada infestação na boca, que impede a alimentação dos peixes. Os trematóides, cestóides e acantocéfalos infectam principalmente o intestino. No intestino de alevinos de tambaqui cultivados na Amazônia oriental, o nematóide

*Procammallanus* sp. pode ser encontrado, mas, em geral, com carga parasitária baixa, influenciada pelo ciclo de vida complexo desse grupo de endoparasitos. A manifestação do parasitismo em alevinos de tambaqui pode ser evidenciada por efeitos diretos, como a diminuição no ganho de peso, e efeitos indiretos, como o comprometimento da sobrevivência. Todavia, ambos os efeitos causam prejuízos econômicos ao piscicultor. Em tambaquis de estação de cultivo em Itacoatiara, AM, observou-se mortalidade devido aos altos níveis de infecção por *N. buttnerae* (MALTA et al., 2001).

**Tabela 1.** Principais parasitos em alevinos de tambaqui em pisciculturas de diferentes localidades do Brasil.

Espécies de Parasitos	Localidade	Referências
<b>PROTOZOA</b>		
<i>Chilodonella</i> sp.	Jaboticabal, SP	MARTINS; ROMERO (1996), MARTINS et al. (2000)
<i>Cryptobia</i> sp.	Pentecoste, CE	BÉKÉSI (1992)
<i>Trichodina</i> sp.	Jaboticabal, SP	MARTINS; ROMERO (1996)
<i>Trichodina</i> sp.	Pirassununga, SP	CECCARELLI et al. (1990)
<i>Trichodina</i> sp.	Jaboticabal, SP	MARTINS et al. (2000)
<i>Trichodina</i> sp.	Pentecoste, CE	BÉKÉSI (1992)
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	Pentecoste, CE	BÉKÉSI (1992)
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	Pirassununga, SP	CECCARELLI et al. (1990)
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	Jaboticabal, SP	MARTINS; ROMERO (1996), MARTINS et al. (2000)
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	Manaus, AM	TAVARES-DIAS et al. (2006)
<i>Piscinoodinium pillulare</i>	Guariba, SP	SCHALCH; MORAES (2005)
<i>Piscinoodinium pillulare</i>	Jaboticabal, SP	MARTINS et al. (2000)
<i>Ichthyobodo necator</i>	Jaboticabal, SP	MARTINS et al. (2000)
<b>CRUSTACEA</b>		
<i>Argulus chicomendesi</i>	Itacoatiara, AM	MALTA; VARELLA (2000)
<i>Argulus</i> sp.	Jaboticabal, SP	MARTINS et al. (2000)
<i>Argulus</i> sp.	Pirassununga, SP	CECCARELLI et al. (1990)
<i>Dolops</i> sp.	Jaboticabal, SP	MARTINS; ROMERO (1996)
<i>Lernaea cyprinacea</i>	Pentecoste, CE	BÉKÉSI (1992)

continua

Espécies de Parasitos	Localidade	Referências
<i>Lernaea cyprinacea</i>	Jaboticabal, SP	MARTINS;ROMERO (1996), MARTINS et al. (2000)
<i>Perulernaea gamitanae</i>	Manaus, AM	BENETTON; MALTA (1999)
<i>Perulernaea gamitanae</i>	Macapá, AP	TAVARES-DIAS et al. (2011)
<i>Gamidactylus jaraquensis</i>	Iranduba, AM	VARELLA et al. (2003)
<i>Ergasilus</i> sp.	Iranduba, AM	VARELLA et al. (2003)
MYXOZOA		
<i>Coccidia</i> sp.	Pentecoste, CE	BÉKÉSI (1992)
<i>Myxobolus colossomatis</i>	Pentecostes, CE	MOLNAR; BÉKÉSI (1993)
<i>Myxobolus colossomatis</i>	Manaus, AM	TAVARES-DIAS et al. (2006)
<i>Myxobolus</i> sp.	Iranduba, AM	VARELLA et al. (2003)
<i>Henneguya</i> sp.	Iranduba, AM	VARELLA et al. (2003)
<i>Henneguya</i> sp.	Pirassununga, SP	CECCARELLI et al. (1990)
<i>Henneguya</i> sp.	Pentecoste, CE	BÉKÉSI (1992)
MONOGENOIDEA		
Monogenoidea gen. sp	Jaboticabal, SP	MARTINS;ROMERO (1996), MARTINS et al. (2000)
Monogenoidea gen. sp	Pentecoste, CE	BÉKÉSI (1992)
<i>Dactylogyrus</i> sp.	Pirassununga, SP	CECCARELLI et al. (1990)
<i>Anacanthorus spathulatus</i>	Iranduba, AM	VARELLA et al.(2003)
<i>Anacanthorus spathulatus</i>	Manaus, AM	TAVARES-DIAS et al. (2006)
<i>Linguadactyloides brinkmanni</i>	Iranduba, AM	VARELLA et al. (2003)
<i>Linguadactyloides brinkmanni</i>	Pirassununga, SP	CECCARELLI et al. (1990)
<i>Mymarothecium boegeri</i>	Pentecoste, CE	COHEN; KOHN (2005)
<i>Notozothecium janauachensis</i>	Jaboticabal, SP	BELMONT-JÉGU et al. (2004)
TREMATODA		
Digenea gen. sp.	Pentecoste, CE	BÉKÉSI (1992)
ACANTHOCEPHALA		
<i>Neoechinorhynchus buttnerae</i>	Itacoatiara, AM	MALTA et al. (2001)
CESTODA		
Cestoda gen. sp	Jaboticabal, SP	MARTINS; ROMERO (1996)
Cestoda gen. sp	Pentecoste, CE	BÉKÉSI (1992)
Cestoda gen. sp	Pirassununga, SP	KOHN et al. (1985)

Como os peixes cultivados, incluindo alevinos de tambaqui, estão continuamente expostos aos parasitos, fatores como substâncias tóxicas na água, baixos teores de oxigênio dissolvido, altos teores de amônia, excesso de matéria orgânica, introdução de parasitos no ambiente e variações climáticas podem favorecer a proliferação de organismos patogênicos. Portanto, esses fatores ambientais também são determinantes para a manutenção do equilíbrio da relação peixe-parasito-ambiente (MARTINS et al., 2000; NOGA, 2010; TAVARES-DIAS et al., 2006).

## Manejo profilático em alevinos

Um bom programa profilático pode garantir a sanidade de um plantel de alevinos de tambaqui por tempo indeterminado, a não ser que tal equilíbrio venha a ser quebrado por agentes patogênicos ou alterações ambientais adversas (Figura 1). O esclarecimento dos procedimentos ictiosanitários e a determinação das necessidades e cuidados nas fases iniciais de vida do tambaqui é de grande importância para o desenvolvimento da atividade, pois o sucesso da criação está em conhecer a espécie e saber como criá-la. Identificar também os principais eventos que caracterizam os momentos de maior cuidado no manejo de alevinos possibilita o estabelecimento de boas práticas de manejo para esse estágio de desenvolvimento. Resta ao profissional especializado e ao criador, uma perfeita integração, visando não só aos aspectos sanitários, como também o incremento na produtividade por meio da melhoria e implantação de inovações tecnológicas.

Como medida profilática rotineira, recomenda-se a realização de banhos profiláticos nos alevinos adquiridos para a engorda (NOGA, 2010; PAVANELLI et al., 2008), incluindo o tambaqui. Os banhos devem ser realizados em tanques apropriados para tal fim e, posteriormente, os peixes são transferidos para os tanques de quarentena. Na maioria das vezes é inviável retirar os animais para banhos de imersão, sendo recomendada a diluição do produto na água do viveiro (MARTINS, 2004). Ressalta-se a importância de sempre realizar um teste prévio com qualquer produto, pois peixes em diferentes estágios de desenvolvimento apresentam sensibilidade maior ou menor aos produtos quimioterápicos.

Diversos produtos podem ser usados na profilaxia:

- a) O cloreto de sódio (sal de cozinha não iodado) – usar até 8 g para cada 1 litro de água, deixando os animais nessa solução por até 2 horas, sob aeração (CHAGAS et al., 2012). Porém, preventivamente ou depois do transporte a utilização de sal na dosagem de 100 g/1.000 L de água é medida eficaz no controle e prevenção de parasitoses, além de minimizar o estresse (MARTINS, 2004). Neste caso recomenda-se a diluição do sal antes de aplicar sobre o viveiro.
- b) Formalina (formol comercial a 37-40%) – usar 1 mL do produto para 4 litros de água pelo período de 30 minutos (PAVANELLI et al., 2008).
- c) Permanganato de potássio – diluir 1 g em 50 litros de água e realizar banho de 1 hora. Porém, deve-se ter cuidado, pois este produto é altamente tóxico para os peixes (PAVANELLI et al., 2008).

Recomenda-se ainda a profilaxia dos tanques antes da transferência dos alevinos para os tanques ou viveiros. A desinfecção dos tanques pode ser realizada de várias maneiras:

Completa secagem proporcionando uma dessecação que pode matar alguns organismos por meio da ação dos raios ultravioletas do sol.

Quando os tanques não podem ser totalmente secos pode-se utilizar cal virgem (CaO) na dosagem de 75 g/m<sup>2</sup> no caso de fundos arenosos e 400 g/m<sup>2</sup> em caso de fundos lodosos.

Em caso de tanques de concreto a desinfecção pode ser realizada com formalina comercial a 5%.

Também, outros produtos têm sido testados para tratamentos contra parasitos e podem ser usados para monogenoideas. Chagas et al. (2006) avaliaram as respostas fisiológicas de juvenis de tambaqui a banhos terapêuticos com mebendazol a 0, 100, 300 e 600 mg/L, com

três repetições, em exposições de 30, 60 e 120 minutos. O tambaqui manteve sua homeostasia nessas concentrações de 100 a 600 mg/L de mebendazol em até 120 minutos. Por outro lado, concentrações de até 8 g/L de sal não tem eficácia contra monogenoideas em juvenis desse peixe (CHAGAS et al., 2012). Porém, existe uma indicação específica para cada tipo de parasitose.

## **Cuidados para evitar doenças causadas por protozoários e mixosporídeos**

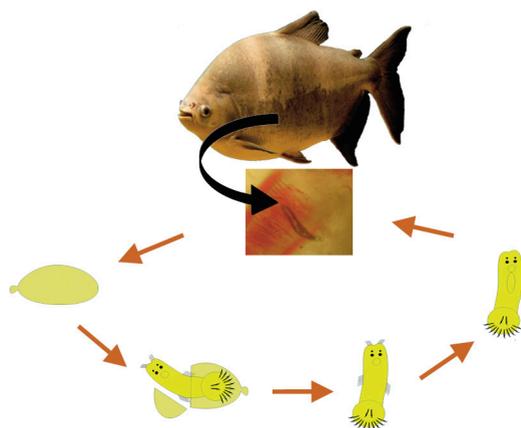
Os protozoários *Cryptobia* sp., *Trichodina* sp., *Ichthyobodo necator*, *P. pillulare*, *Chilodonella* sp. e *I. multifiliis* são transmitidos com grande facilidade de um peixe infectado para outro (transmissão horizontal), bem como pela água e utensílios usados na piscicultura (redes, puçás). Assim, para combater esses parasitos ou mantê-los em baixo nível de intensidade recomenda-se a manutenção de baixa densidade populacional dos alevinos de tambaqui, boa qualidade da água e das condições ambientais, alimentação adequada e evitar estresse do manejo.

Em tambaqui, os mixosporídeos dos gêneros *Henneguya* e *Myxobolus* são encontrados na forma de cistos com esporos infectantes, nas brânquias, pele, órgãos internos, músculo, fígado, bexiga e intestino. Como não há tratamento para eliminar os esporos, as medidas profiláticas são extremamente relevantes, principalmente o cuidado com introdução de novos peixes e na transferência dos peixes para os tanques de terra somente após ter sido concluído o processo de ossificação, tendo em vista que os esporos, à medida que desenvolvem-se destroem a cartilagem. Todavia, a secagem e desinfecção dos viveiros a cada safra eliminam os anelídeos que são hospedeiros intermediários desses parasitos, interrompendo então o ciclo de vida dos mixosporídeos.

## **Doenças causadas por helmintos**

Os monogenoideas são ectoparasitos com ciclo de vida direto (EIRAS et al., 2010; NOGA, 2010), ou seja, em apenas um hospedeiro (Figura 5),

o que o torna um dos parasitos mais problemáticos para as pisciculturas de tambaqui (SANTOS et al., 2013), devido a sua capacidade de proliferação no corpo e brânquias dos peixes. Todos os novos peixes adquiridos devem ser submetidos a banhos profiláticos (sal, formol ou permanganato de potássio) e quarentena, bem como evitar ao máximo o estresse dos peixes, pois é uma das causas que deixa os peixes sensíveis à instalação dos parasitos.



**Figura 5.** Ciclo de vida de espécies de Monogenoidea da família Dactylogyridae, parasito de tambaqui.

Ilustração: Fábio Sian Martins

Os digenéticos são endoparasitos com ciclo de vida complexo, tendo quase sempre um molusco como hospedeiro intermediário. Encontrados na forma adulta ou larvas encistadas (metacercárias) no intestino ou cavidade visceral, interior de órgão como vesícula biliar e gônadas, sistema circulatório e tecido subcutâneo dos peixes (EIRAS et al., 2010; NOGA, 2010). Como procedimento profilático recomenda-se eliminar dos viveiros de cultivo todos os moluscos que aparecem. Além disso, cobrir os tanques de alevinagem para evitar a presença de aves piscívoras, que podem também contaminar os peixes com suas fezes trazendo esses endoparasitos, uma vez que fazem também parte do ciclo de vida de algumas espécies desses endoparasitos.

Os cestóides são parasitos da cavidade visceral na forma larval e no intestino na forma adulta. São conhecidos como tênias e caracterizados por um corpo na forma de fita achatada, subdividida em proglótides (EIRAS et al., 2010; NOGA, 2010). Cada proglótide elimina grande número de ovos que transformam-se em larvas; essas larvas denominadas procercoídes são ingeridas por crustáceos; os crustáceos podem ser ingeridos por outros organismos, hospedeiros intermediários secundários (para desenvolver as larvas denominadas plerocercóide) e finalmente pelo hospedeiro definitivo. Como procedimento profilático recomenda-se a eliminação dos microcrustáceos, os quais atuam como transmissores desses parasitos.

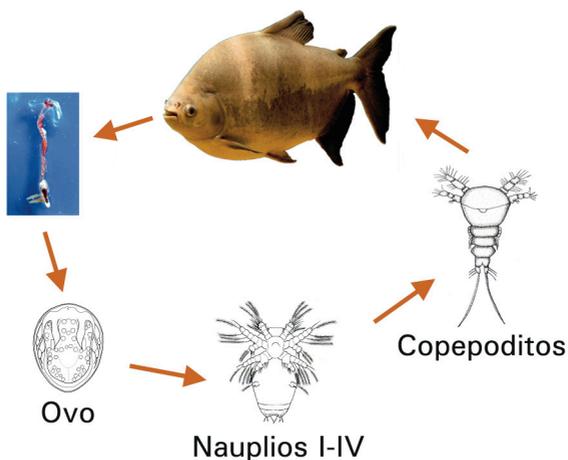
Os nematóides são endoparasitos facilmente identificados devido a sua morfologia e pela nomenclatura popular de vermes. Possuem simetria bilateral, corpo alongado, forma tubular cilíndrica com extremidades geralmente afiladas, corpo coberto por uma cutícula, sexos separados, tubo digestório com boca e ânus. São mais ou menos translúcidos ou mesmo transparentes, sendo possível observar, nesse caso, os órgãos internos. A maior parte desses parasitos de peixes é esbranquiçado, mas existem alguns que são avermelhados (CHOUDHURY et al., 2008; EIRAS et al., 2010). São comuns e ocorrem na forma larval ou adulta. De modo geral, podem não causar grandes prejuízos aos peixes hospedeiros, dependendo da espécie do parasito e sua intensidade (MORAVEC, 1998). Porém, algumas espécies podem ser altamente patogênicas, principalmente para alevinos. Em geral, são transmitidos aos peixes por microcrustáceos, os quais funcionam como transmissores desses endoparasitos, bem como a presença de aves que podem atuar como intermediários. Assim, microcrustáceos devem ser eliminados dos viveiros de tambaqui e aves afastadas.

Os acantocéfalos são vermes alongados caracterizados por uma probóscide contendo pequenos e numerosos espinhos, os quais servem para fixação do parasito no intestino do peixe hospedeiro. No seu ciclo encontra-se um hospedeiro intermediário, representado normalmente por um invertebrado ostracóides e copépodes.

## Doenças causadas por crustáceos

Nos copépodes Ergasilidae, somente as fêmeas são parasitos obrigatórios encontrados parasitando as brânquias, as nadadeiras e o tegumento dos peixes. A segunda antena é modificada em estruturas de fixação que causam fusão, destruição e hiperplasia lamelar e, dependendo do número e da forma de fixação, podem provocar grande mortalidade de peixes em cultivo. O procedimento profilático consiste em não introduzir alevinos de tambaquis portadores desses parasitos na piscicultura.

Os lerneídeos *L. cyprinacea* e *P. gamitanae* (Figura 6) tanto na forma adulta como na forma de copepoditos (jovens) são ectoparasitos de alevinos de tambaqui. As fêmeas desses crustáceos possuem o corpo alongado e “cabeça” em formato de âncora que penetra no tegumento, em especial na base das nadadeiras, ou na cavidade bucal, aderindo à língua, fossa nasal e cavidade opercular causando reação hiperplásica e inflamatória nos locais de fixação. O procedimento profilático mais apropriado é não introduzir peixes portadores desses parasitos na piscicultura, ou usar água do transporte que contenha as formas larvais



**Figura 6.** Ciclo de vida de *Perulernaea gamitanae*. Baseado em Benetton; Malta (1999).

Fonte: Adaptado de Benetton e Malta (1999).

Ilustração: Fábio Sian Martins.

desses ectoparasitos, pois são difíceis de serem eliminados. Verificar se a fonte de água é de açude, igarapé, rio ou riacho e instalar filtros para evitar a entrada de peixes ou parasitos.

Os crustáceos branquiúros dos gêneros *Dolops* e *Argulus* são ectoparasitos da pele e cavidade opercular de tambaqui, os quais são bons nadadores e se movimentam livremente entre um peixe e outro. A gravidade da parasitose depende, sobretudo, da intensidade da infecção e quando esta é muito elevada pode ocorrer a morte dos peixes hospedeiros (EIRAS et al, 2010; NOGA, 2010). A ação patogênica desses ectoparasitas é devido à presença de poderosas mandíbulas, equipadas com estilete usado para perfuração (*Dolops* sp.) e ventosas (*Argulus* sp.). Os parasitos fixam-se para alimentar-se das células tegumentares e do sangue do tambaqui, assim podem causar pequenas hemorragias puntiformes, que podem evoluir para lesões de maior tamanho. Porém, não há uma profilaxia específica, mas devido à deposição dos ovos desses parasitos nos substratos do viveiro é necessário uma assepsia completa e também evitar a introdução de parasitos adultos. Além disso, devido ao tamanho é possível a remoção mecânica destes parasitos do tegumento e manter limpa a vegetação na borda dos viveiros.

## Recomendações gerais

O melhor controle das doenças é a prevenção com a adoção de boas práticas de manejo sanitário, durante a larvicultura e alevinagem do tambaqui. A melhor maneira de controlar as doenças é evitar sua introdução nos viveiros de cultivo. Para isso, é necessário usar peixes livres de patógenos, realizar quarentena e manter separados ou eliminar as larvas e alevinos com qualquer sinal de doenças e realizar tratamento profilático quando adquirir peixes de outras propriedades. Além disso, deve-se evitar a introdução de água contendo parasitos nos viveiros, ao adquirir novos peixes; realizar a desinfecção do sistema de produção (viveiros e apetrechos); manter uma boa qualidade da água dos viveiros de cultivo, com níveis satisfatórios de oxigênio dissolvido; e manter sempre nutrição e manejo alimentar adequados. Em regiões frias e com

oscilações bruscas de temperaturas, o manejo e transporte de tambaqui devem ser evitados nos períodos de outono-inverno. Por outro lado, em regiões com elevadas temperaturas, deve-se evitar qualquer manejo durante as horas mais quentes do dia. Análises periódicas dos animais por profissionais qualificados evitam a proliferação da doença.

Como é comum o transporte de larvas e alevinos de tambaqui de estados das regiões Nordeste e Centro-Oeste para outras regiões do Brasil, principalmente para estados do Norte, é necessário garantir maior sobrevivência durante e após o transporte, que pode ser obtida usando sal na água. Após esse transporte, os peixes devem permanecer em quarentena por pelo menos 10-15 dias, antes de serem colocados nos viveiros. Larvas e alevinos mal nutridos também apresentam baixa tolerância ao estresse de manuseio e transporte, resultando em alta mortalidade, principalmente durante transportes de longa distância, por isso o piscicultor deve estar sempre atento durante a compra de novos lotes. Porém, nesse caso, os alevinos sobreviventes podem ter uma má qualidade, comprometendo o seu desempenho zootécnico durante a fase de engorda, que certamente causará prejuízos financeiros ao produtor. Portanto, boa qualidade das larvas e alevinos de tambaqui é um dos principais fatores preponderantes para a consolidação da piscicultura dessa espécie nativa de grande importância para a aquicultura do País.

## Referências

AFFONSO, E. G.; BARROS, F. P.; BRASIL, E. M.; TAVARES-DIAS, M.; ONO, E. A. Indicadores fisiológicos de estresse em peixes expostos ao peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>). In: TAVARES-DIAS, M. (Org.). **Manejo e sanidade de peixes em cultivo**. Embrapa Amapá: Macapá, 2009. p. 346-360.

ARAUJO-LIMA, C. A. R. M.; GOMES, L. C. Tambaqui (*Colossoma macropomum*) In: BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L.C. (Eds.). **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: UFSM, 2005. p. 67-104.

ARAÚJO-LIMA, C. A.; GOULDING, M. **Os frutos do tambaqui: ecologia, conservação e cultivo na Amazônia**. Tefé: Sociedade Civil Mamirauá, 1998. 186 p. (Estudos do Mamirauá, 4).

BÉKÉSI, L. Evaluation of data on ichthyopathological analyses in the Brazilian northeast. **Ciência e Cultura**, São Paulo, v. 44, n. 6, p. 400-403, 1992.

BELMONT-JÉGU, E.; DOMINGUES, M. V; MARTINS, M. L. *Notozothecium janauachensis* n. sp. (Monogenoidea: Dactylogyridae) from wild and cultured tambaqui, *Colossoma macropomum* (Teleostei: Characidae: Serrasalminae) in Brazil. **Zootaxa**, Auckland, v. 736, p.1-8, 2004.

BENETON, M. L. F. N.; MALTA, J. C. O. Morfologia dos estágios de náuplios e copepodito de *Perulernaea gamitanae* Thatcher & Paredes, 1985 (Crustacea: Cyclopoida: Lernaieidade), parasita do tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818), (Osteichthyes: Characidae), cultivados em laboratório. **Acta Amazonica**, Manaus, v. 29, n.1, p. 97-121, 1999.

CARRASCHI, S. P.; CRUZ, C.; MACHADO-NETO, J. G.; CASTRO, M. P.; BORTOLUZZI, N. L.; GÍRIO, A. C. F. Eficácia do florfenicol e da oxitetraciclina no controle de *Aeromonas hydrophila* em pacu (*Piaractus mesopotamicus*). **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v. 63, n. 3, p. 579-583, 2011.

CECCARELLI, P. S; FIGUEIRA, L. B; FERRAZ DE LIMA, C. L. B; OLIVEIRA, C. A. Observações sobre a ocorrência de parasitos no CEPTA entre 1983 e 1990. **Boletim Técnico do CEPTA**, Pirassununga, v. 3, p. 43 – 55,1990.

CHAGAS, E. C.; ARAÚJO, L. D.; SILVA, A. L. F.; GOMES, L. C.; BRANDÃO, F. R. Respostas fisiológicas de tambaqui a banhos terapêuticos com mebendazol. Notas Científicas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 41, n. 4, p. 713-716, 2006.

CHAGAS, E. C.; ARAUJO, L.D.; GOMES, L.D.; MALTA, J.C.; VARELLA, A.M.B. Efeito do cloreto de sódio sobre as respostas fisiológicas e controle de helmintos monogenóides em tambaqui (*Colossoma macropomum*). **Acta Amazonica**, Manaus, v. 42, n. 3, p. 439–444, 2012.

CHOUDHURY, A.; COLE, R. A. Phylum nematode. In: EIRAS, J. C.; SEGNER, H. WAHLI, T.; KAPOOR, B. G. (Eds.) **Fish diseases**. Enfield, NH, USA: Science Publishers, 2008. p.1063-1113.

COHEN, S. C.; KOHN, A. A new species of *Mymarothecium* and new host and geographical records for *M. viatorum* (Monogenea: *Dactylogyridae*), parasites of freshwater fishes in Brazil. **Folia Parasitologica**, Prague, v. 52, n. 4, p. 307-310, 2005.

EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M.; PAVANELLI, G. C. **Diversidade dos parasitos de peixes de água doce do Brasil**. Maringá: Clichetec, 2010. 333 p.

FIGUEIREDO, H. C. P.; LEAL, C. A. G. Tecnologias aplicadas em sanidade de peixes. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v. 37, p. 8-14, 2008. Edição especial.

FIGUEIREDO, H. C. P.; LEAL, C. A. G. Manejo sanitário na larvicultura: como evitar e prevenir a disseminação de doenças. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v. 20, n. 117, p. 24-31, 2010.

FIGUEIREDO, H.C.P.; LEAL, C.A.G.; MIAN, G.F.; GODOY, D.T.; PEREIRA, U.P.; COSTA, F.; LOPES, C.O.CUSTÓDIO, D.A. A experiência do Aquavet na investigação de doenças de peixes nativos. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v. 20, n. 120, p. 24-31, 2010.

FISCHER, C.; MALTA, J. C. O.; VARELLA, A. M. B. A fauna de parasitos do tambaqui, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) (Characiformes: characidae) do médio rio Solimões, estado do Amazonas (AM) e do baixo rio Amazonas, Estado do Pará (PA), e seu potencial como indicadores biológicos. **Acta Amazonica**, Manaus, v. 33, n. 4, p.651-662, 2003.

KOHN, A.; FERNANDES, B. M. M.; MACEDO, B.; ABRAMSON, B. Helminths parasites of freshwater fishes from Pirassununga, SP, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 80, n. 3, p. 327-336, 1985.

KUBITZA, F. Amenizando as perdas de alevinos após o manejo e transporte. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v. 13, n. 77, p. 15-25, 2003a.

KUBITZA, F. Larvicultura de peixes nativos. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v.13, n. 78, p. 47-56, 2003b.

KUBITZA, F. **Reprodução, larvicultura e produção de alevinos de peixes nativos**. Jundiaí: Aqua Supre, 2004. 82 p. (Coleção piscicultura avançada).

LUZ, R. K.; MARTÍNEZ-ÁLVAREZ, R. M.; DE PEDRO, N.; DELGADO, M. J. Growth, food intake regulation and metabolic adaptations in goldfish (*Carassius auratus*) exposed to different salinities. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 276, p. 171-178, 2008a.

LUZ, R. K.; SANTOS, J. C. E. Avaliação da tolerância de larvas do pacamã *Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1877 (Pisces: Siluriformes) a diferentes salinidades. **Acta Scientiarum Biological Science**, Maringá, v. 30, n. 4, p. 345-350, 2008b.

MALTA, J. C. O; VARELLA, A. M. B. *Argulus chicomendesii* sp. n. (Crustacea: *Argulidae*) parasita de peixes da Amazônia Brasileira. **Acta Amazonica**, Manaus, v. 30, n. 1, p. 481-498, 2000.

MALTA, J. C. O.; GOMES, A. L. S.; ANDRADE, S. M. S.; VARELLA, A. M. B. Infestações maciças por acantocéfalos, *Noeochinorhynchus buttnerae* Golvan, 1956, (Eoacanthocephala: Noeochinorhynchidae) em tambaquis jovens, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) cultivados na Amazônia central. **Acta Amazonica**, Manaus, v. 31, n.1, p. 133-143, 2001.

- MARTINS, M. L. Cuidados básicos e alternativas no tratamento de enfermidades de peixes na aquicultura brasileira. In: RANZANI-PAIVA, M. J. T.; TAKEMOTO, R. M.; LIZAMA, M. A. P. (Orgs). **Sanidade de Organismos Aquáticos**. São Paulo: Varela, 2004. p. 355 - 368.
- MARTINS, M. L; ROMERO, N. G. Efectos del parasitismo sobre el tejido branquial en peces cultivados: estudio parasitológico e histopatológico. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v.13, n. 2, p. 489- 500, 1996.
- MARTINS, M. L; MORAES, F. R; FUJIMOTO, R. Y; ONAKA, E. M.; NOMURA, D. T; SILVA, C. A. H.; SCHALCH, S. H. C. Parasitic infections in cultivated freshwater fishes a survey of diagnosed cases from 1993 to 1998. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, São Paulo, v. 9, p. 23-28, 2000.
- MOLNAR, K.; BEKESI, L. Description of a new *Myxobolus* species, *M. colossomatis* n. sp. from the teleost *Colossoma macropomum* of the Amazon River basin. **Journal of Applied Ichthyology**, Berlin, v. 9, n.1, p. 57-63, 1993.
- MORAVEC, F. **Nematodes of freshwater fishes of the Neotropical region**. Prague: Academy of Sciences of the Czech Republic, 1998. 464 p.
- NOGA, E. J. **Fish disease: diagnosis and treatment**. 2nd. ed. USA: Wiley- Blackwell, 2010. 536 p.
- PÁDUA, S. B.; MARTINS, M. L.; VARANDAS, D. N.; ISHIKAWA, M. M.; PILARSKI, F. Tricodínídeos: quem são e o que eles podem causar nos peixes. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v. 21, n. 127, p. 22-29, 2011.
- PAVANELLI, G. C.; EIRAS, J. C. TAKEMOTO, R. M. **Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento**. 3. ed. Maringá: EDUEM, 2008. 311 p.

PENAGOS, G.; BARATO, P.; IREGUI, C. Sistema inmune y vacunación de peces. **Acta Biológica Colombiana**, Bogotá, v. 13, n. 3, p. 3–26, 2008.

PILARSKI, F.; ROSSINI, A. J.; CECCARELLI, P. S. Isolation and characterization of *Flavobacterium columnare* (Bernardet et al. 2002) from four tropical fish species in Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v. 68, n. 2, p. 409-414, 2008.

RAMOS, P. Morbilidade/mortalidade de peixes: o que fazer? **Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias**, Lisboa, v.101, n. 559-560, p. 299-304, 2006.

ROCHA, R. C. G. A.; CECCARELLI, P. S. **Sanidade, patologia e controle de enfermidades de peixes**. Pirassununga: Centro de Pesquisa e Treinamento em Aquicultura, 1995. 42 p. Apostila de Curso.

SANTOS, E. F.; TAVARES-DIAS, M.; PINHEIRO, D. A.; NEVES, L. R.; MARINHO, R. G. B.; DIAS, M. K. R. Fauna parasitária de tambaqui *Colossoma macropomum* (Characidae) cultivado em tanque-rede no Estado do Amapá, Amazônia Oriental. **Acta Amazonica**, Manaus, v. 43, n.1, p. 106-112, 2013.

SCHALCH, S. H. C; MORAES, F. R. Distribuição sazonal de parasitos branquiais em diferentes espécies de peixes em pesque-pague do município de Guariba-SP, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, São Paulo, v. 14, n. 4, p.141-146, 2005.

STRAUS, D. L.; MITCHELL, A. J.; CARTER, R. R.; STEEBY, J. A. Hatch rate of channel catfish *Ictalurus punctatus* (Rafinesque 1818) eggs treated with 100 mg L<sup>-1</sup> copper sulphate pentahydrate. **Aquaculture Research**, Oxford, v. 43, p. 14-18, 2012.

TAVARES-DIAS, M.; LEMOS, J. R. G.; ANDRADE, S. M. S.; AQUINO-PEREIRA, S. L. Ocorrência de ectoparasitos em *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818 (Characidae) cultivados em estação de piscicultura

na Amazônia central. In: CONGRESSO IBEROAMERICANO VIRTUAL DE ACUICULTURA, 4., 2006, Madri. [**Anais...**]. Madri: Observatorio Español de Acuicultura; Sociedade Española de Acuicultura, 2006. p. 726-731. CIVA 2006.

TAVARES-DIAS, M.; NEVES, L.R; SANTOS, E. F.; DIAS, M. K. R; MARINHO, R. G. B; ONO, E. A. *Perulernaea gamitanae* (Copepoda: Lernaecidae) parasitizing *Colossoma macropomum* (Characidae) and the hybrids tambacu and tambatinga, cultured in Northern Brazil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v. 63, n. 4, p. 988-995, 2011.

THATCHER, V. E. **Amazon fish parasites**. 2nd. ed. Sofia, Moscow: Pensoft Publishers, 2006. 508 p.

THOMÉ, M. P. M. **As condições sanitárias e o manejo na produção de alevinos de tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) (Osteichthyes: Serrasalmidae) no Estado do Amazonas**. 2000. Dissertação (Mestrado) - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Universidade Federal do Amazonas, Manaus.

VARELLA, A. M. B; PEIRO, S. N; MALTA, J. C. O. Monitoramento da parasitofauna de *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) (Osteichthyes: Characidae) cultivo em tanques-rede em um lago de várzea na Amazônia, Brasil. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 12., 2002, Goiânia. **Anais...** Goiânia: Associação Brasileira de Aquicultura e Biologia Aquática, 2003. p. 95-106.

ZANIBONI, FILHO, E. Piscicultura das espécies nativas de água doce. In: POLI, C. R.: POLI, A. T. B. (Orgs). **Aquicultura** - experiências brasileiras. Florianópolis: Multitarefa, 2004. 455 p.







Ministério da  
Agricultura, Pecuária  
e Abastecimento



CGPE 10626