

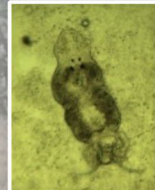
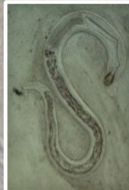
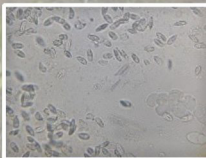
CIRCULAR TÉCNICA

88

Aracaju, SE
Outubro, 2020

Protocolo de boas práticas de manejo durante a fase de produção de alevinos de tambaqui na região do Baixo São Francisco AL/SE

Thays Brito Reis Santos
Rodrigo Yudi Fujimoto
Higo Andrade Abe
Peterson Emmanuel Guimarães Paixão
Juliana Oliveira Meneses
Joel Artur Rodrigues Dias
Natalino da Costa Sousa
Marcia Valéria Silva do Couto
Fernanda Santos Cunha
Cindy Caroline Moura Santos
Patricia Oliveira Maciel



Protocolo de boas práticas de manejo durante a fase de produção de alevinos de tambaqui na região do Baixo São Francisco AL/SE¹

A piscicultura é um dos ramos da aquicultura que mais cresce no Brasil devido a disponibilidade de recursos hídricos, a extensão territorial, ao clima propício, a rentabilidade, demanda por alimentos mais saudáveis e ao empreendedorismo dos produtores. Na região do baixo São Francisco, os produtores têm a piscicultura como uma importante fonte de renda, sendo o tambaqui (*Colossoma macropomum*) e a tilápia (*Oreochromis niloticus*) as espécies mais produzidas na região. Em Alagoas, a espécie mais cultivada é a tilápia, seguida do tambaqui, o qual representa 18% da produção, já em Sergipe o cultivo de tambaqui representa 71% da produção de peixes em cativeiro (PeixeBR, 2019).

No entanto, como qualquer outra atividade de cadeia produtiva complexa, é necessário planejamento, garantindo, dessa forma, a segurança do sistema de produção e do meio ambiente. Caso contrário, a atividade, ao invés de resultados positivos pode ocasionar prejuízos irreparáveis tanto socioeconômicos quanto ambientais.

É necessário então que o produtor adote as boas práticas de manejo, e para isso é importante a compreensão das características das propriedades,

¹ Thays Brito Reis Santos, Bióloga, mestra em Saúde e Ambiente, Universidade Tiradentes, Aracaju, SE; Rodrigo Yudi Fujimoto, Zootecnista, doutor em Aquicultura, pesquisador da Embrapa Tabuleiros Costeiros, Aracaju, SE; Higo Andrade Abe, Engenheiro de Pesca, mestre em Ciência Animal, Universidade Federal do Pará, Castanhal, PA; Peterson Emmanuel Guimarães Paixão, Engenheiro de Pesca, mestre em Saúde e Ambiente, Universidade Tiradentes, Aracaju, SE; Juliana Oliveira Meneses, Engenheira de Pesca, mestra em Saúde e Ambiente, Universidade Tiradentes, Aracaju, SE; Joel Artur Rodrigues Dias, Engenheiro de Pesca, mestre em Ciência Animal, Universidade Federal do Pará, Castanhal, PA. Natalino da Costa Sousa, Engenheiro de Pesca, doutor em Ciência Animal, Universidade Federal do Pará, Castanhal, PA; Marcia Valéria Silva do Couto, Engenheira de Pesca, doutora em Ciência Animal, Universidade Federal do Pará, Castanhal, PA; Fernanda Santos Cunha, Engenheira de Pesca, doutora em Saúde e Ambiente, Universidade Tiradentes, Aracaju, SE; Cindy Caroline Moura Santos, Farmacêutica, Universidade Tiradentes, Aracaju, SE; Patricia Oliveira Maciel, Médica Veterinária, mestra em Biologia de Água Doce e Pesca Interior, pesquisadora da Embrapa Pesca e Aquicultura, Palmas TO.

manejos adotados, infraestrutura, comercialização e sanidade que são essenciais para que possam ser realizadas as medidas de gestão de risco e assim garantir o desenvolvimento da atividade de forma sustentável.

O protocolo apresentado foi desenvolvido a partir dos resultados de levantamento da fauna parasitária e dos fatores de risco associados aos parasitas encontrados em criações de alevinos de tambaqui em pisciculturas do baixo São Francisco. Foram coletadas informações em propriedades de alevinagem da região por meio de visitas técnicas e aplicação de formulário semi-estruturado sobre infraestrutura, manejo, qualidade de água, reprodução, doenças e comercialização. A partir desse estudo, com base em literatura científica, apresentamos as recomendações de boas práticas durante a fase de alevinagem do tambaqui específicas para a região do baixo São Francisco para reduzir a contaminação e disseminação de patógenos nos peixes em cativeiro.

Boas práticas na alevinagem

Preparação dos viveiros

É necessária uma adequada preparação dos viveiros a cada ciclo de produção, para eliminar possíveis parasitos e predadores presentes no viveiro. Parasitos como myxosporídeos (ver descrição no tópico parasitas) que foram encontrados na região, possuem um anelídeo como hospedeiro intermediário que vive no substrato dos viveiros. Assim, a não realização do preparo do viveiro que consiste em secagem, desinfecção e calagem, contribui para persistência do parasito ou seu hospedeiro intermediário, podendo transmitir os patógenos para outros peixes.

Existem algumas etapas para preparação dos viveiros para alevinagem que devem ser seguidas:

Secagem total do viveiro

Após a secagem completa do viveiro (Figura 1), recomenda-se mantê-lo seco por aproximadamente 10 dias, exposto ao sol para auxiliar no

processo de desinfecção, para redução da matéria orgânica e interrupção do ciclo de vida da maior parte dos patógenos por meio da eliminação de possíveis larvas, ovos ou outros estágios de desenvolvimento de parasitos. Após isso, deve-se avaliar a necessidade de raspagem da camada superficial. É necessária a realização da raspagem do viveiro a cada ciclo produtivo ou a cada dois ciclos produtivos, sendo importante a remoção do sedimento do fundo do viveiro para quebrar o ciclo de vida de alguns parasitas e predadores.

Fotos: Thays Brito Reis Santos



Figura 1. Secagem dos viveiros para exposição ao sol.

Desinfecção

Para a desinfecção de viveiros deve-se utilizar a cal virgem. A cal virgem em contato com a água eleva bruscamente o pH e a temperatura da água, destruindo os agentes patogênicos e suas formas de resistência, além de ovos de peixes e outros organismos indesejáveis.

A cal virgem deve ser aplicada sob toda a superfície do viveiro e nas poças de água temporárias que podem aparecer durante a secagem, principalmente quando o fundo do viveiro não for totalmente plano, o que é comum. A dose recomendada é de 200 Kg/1.000m² (Lima et al., 2015). A aplicação da cal virgem deve ser realizada com uso de EPIs (equipamentos de proteção individual) apropriados, como botas, máscaras e vestimentas adequadas, pois quando em contato com a água libera grande quantidade de calor, podendo causar queimaduras na pele (Lima et al., 2015). A cal virgem não deve ser aplicada durante o cultivo, pois as alterações na água podem levar à morte dos peixes.

Calagem

Quando se faz a calagem, com calcário agrícola (Figura 2), pretende-se realizar a correção do solo, neutralizando sua acidez e corrigindo a alcalinidade, mantendo o pH mais próximo do neutro, melhorando as condições para crescimento do fito e zooplâncton na água. Quando não for possível realizar análise do solo ou avaliação da mistura solo: água (Tabela 1), recomenda-se a aplicação de 100 a 300 gramas/m² de calcário agrícola (Kubitza, 2004). O calcário agrícola pode ser aplicado durante a preparação do viveiro ou durante o cultivo, quando o pH da água variar mais do que 2 unidades ao longo do dia ou mesmo quando a alcalinidade da água estiver abaixo de 20 mg/L de carbonato de cálcio (Lima et al., 2015).



Foto: Thays Brito Reis Santos

Figura 2. Viveiro seco e com calcário agrícola aplicado à superfície do solo.

Tabela 1. Valores recomendados de calcário agrícola para calagem em viveiros (CaCO_3 ; PRNT=100).

pH da mistura solo: água (1:1)	Dose inicial (kg/1.000 m ²) Calcário agrícola
Menor que 5	300
5 a 6	200
6 a 7	100

Fonte: Lima et al. (2015).

Adubação

A adubação é importante para estimular o desenvolvimento do fitoplâncton e do zooplâncton na água do viveiro, importantes para produção de oxigênio e alimento natural, respectivamente. O crescimento do fitoplâncton além de contribuir para a produção de oxigênio, favorece a diminuição da transparência da água, reduzindo o crescimento de plantas aquáticas. A excessiva adubação aumenta a amônia na água e também pode estimular o crescimento descontrolado do fitoplâncton, afetando a qualidade da água, por isso deve ser feita na dose correta.

A adubação deve ser feita em média cinco dias antes do povoamento.

Existem dois tipos de adubo: orgânico e o químico (Tabela 2). O adubo químico, quando utilizado junto com a criação, deve ser diluído em água antes de ser distribuído; já o adubo orgânico curtido pode ser distribuído diretamente sobre toda a superfície do viveiro antes de colocar a água, sendo este preferível aos adubos químicos, pois é possível controlar melhor a resposta do viveiro, pois a adubação orgânica reage mais lentamente que a adubação química. Erros na aplicação da adubação química podem rapidamente alterar a qualidade de água e assim causar estresse aos peixes.

Tabela 2. Principais adubos utilizados e respectivas recomendações para adubação inicial em viveiros escavados.

Tipos de adubação	Adubo	Adubação inicial (Kg/ha)
Orgânico (escolher um para aplicação)	Esterco de aves peneirado	2.500
	Esterco suíno curtido	4.000
	Esterco bovino curtido	3.000 a 6.000
Químico (aplicá-lo ao mesmo tempo)	Superfosfato triplo	30
	Cloreto de potássio	15
	Ureia	30
Misto⁽¹⁾ (aplicá-lo ao mesmo tempo)	Ureia	30 a 50
	Farelo de arroz ou trigo ⁽²⁾	100

(¹) A adubação mista é realizada com aplicação de um adubo orgânico e um químico.

(²) Antes de ser aplicado, o farelo de arroz ou de trigo deve ser umedecido até atingir a consistência de um mingau grosso.

Fonte: Lima et al. (2015).

Armazenamento da ração

O local de armazenamento das rações deve ser exclusivo para este fim, onde os sacos devem ser acondicionados em ambiente seco e arejado. Não é indicado armazenar no mesmo ambiente, fertilizantes, medicamentos e produtos químicos, para evitar a contaminação do alimento. Não devem ser fornecidas aos peixes rações mofadas ou úmidas, indicando-se o descarte nessas condições. Planeje a aquisição de ração para evitar a perda do prazo de validade das mesmas.

Biometria

A biometria é um manejo importante para o sucesso da piscicultura. Com os dados de peso dos peixes pode-se calcular a taxa e a frequência alimentar indicada para cada fase e também acompanhar o crescimento dos peixes durante o cultivo. Durante a biometria deve-se aproveitar para realizar a avaliação da saúde do peixe, por meio da observação da condição corporal, coloração, presença de corpos estranhos, manchas ou hemorragias no corpo e brânquias dos animais.

A realização da biometria seguida dos cálculos para ajustes da alimentação, vai evitar o desperdício e sobras da ração, indiretamente melhorando a qualidade da água e o desempenho dos peixes. Para realizar a biometria deve-se seguir algumas recomendações:

- Os peixes devem estar em jejum por um período de 24 horas antes da biometria;
- Para a captura dos peixes, o ideal é utilizar rede de arrasto com fios trançados ao invés de nylon, para impedir que os peixes se machuquem. A passagem da rede deve ser feita apenas em uma metade do viveiro para não manipular todos os peixes e nem movimentar todo o fundo do viveiro. Os peixes devem ser coletados o mais rápido possível e não devem permanecer muito tempo contidos na rede, evitando o estresse. As tarrafas podem ser utilizadas, mas com cuidado para não machucar os peixes;
- Em dias nublados ou para um grande lote de peixes é necessário usar equipamentos mecânicos como aeradores, bombas d'água para incorporar oxigênio na água, devidos a alta concentração dos animais na rede ou caixas receptoras até o término da biometria;
- Recomenda-se realizar uma amostragem de 0,5% dos peixes do viveiro ou mínimo de 20 peixes. Quanto maior o número de peixes amostrados, mais confiável será a sua biometria.

Uso de Anestésico

Na pesagem dos alevinos, pode-se fazer uso de anestésicos (benzocaína 10% - 100 a 150 mg/L ou eugenol 20 mg/L) (Inoue et al., 2011), para garantir a integridade dos animais contra injúrias e facilitar sua manipulação.

A benzocaína deve ser pré-diluída em álcool antes do uso. Esta não diminui pH da água e não provoca alterações fisiológicas indesejáveis nos peixes (Ross; Ross, 2008). Já o eugenol é o componente majoritário do óleo de cravo da Índia e destaca-se como anestésico alternativo para peixes por ser um produto natural, por ser efetivo, seguro, de fácil acesso e apresentar vantagens econômicas.

Depois de diluídos os anestésicos, os peixes devem ser imersos na solução anestésica até reduzirem a natação e o batimento do opérculo, para então serem contidos para realizar a biometria. Assim que finalizar o procedimento, deve-se retornar o peixe para um reservatório com água limpa até a sua recuperação.

Qualidade de água

Dentre os riscos encontrados nas pisciculturas amostradas, está a falta de monitoramento da qualidade de água. A falta deste monitoramento é um risco na produção, pois uma má qualidade de água é estressante para os peixes e pode promover surtos de doenças que podem impactar a produção. A manutenção de uma boa qualidade de água é essencial para garantir aos peixes a realização de todas as suas funções vitais como, respirar, se alimentar, reproduzir e excretar, mantendo a saúde e prevenindo de infecções pelos agentes patogênicos.

A qualidade da água é determinada por um conjunto de variáveis como oxigênio dissolvido (medido por oxímetro), transparência (disco de secchi), pH (pHmetro), temperatura e amônia (sondas multiparâmetros) que precisam ser monitoradas durante todo o cultivo (Figura 3). Na ausência de sondas eletrônicas, o produtor pode optar por utilizar kits colorimétricos comerciais para a maioria dos parâmetros mencionados.



Foto: Thays Brito Reis Santos

Figura 3. Coleta da água para avaliação.

As condições de qualidade da água adequadas para criação do tambaqui são: oxigênio dissolvido (4-8 mg/L), temperatura (26-30 °C), pH (7-8) e amônia total (<1 mg/L) (Lima et al., 2015).

É necessário monitorar a qualidade de água diariamente para os parâmetros de oxigênio dissolvido, temperatura e pH, pois estes fatores estão diretamente relacionados com o desenvolvimento dos peixes. Os parâmetros amônia, alcalinidade e dureza da água podem ser monitorados semanalmente.

No estudo realizado, a amônia total elevada foi um dos fatores de risco encontrados nas pisciculturas do baixo São Francisco. Esse fator está relacionado com pouca ou nenhuma renovação de água, com altas taxas de alimentação e/ou de adubação e acúmulo de matéria orgânica no viveiro. A elevação da amônia pode aumentar a presença de patógenos no viveiro.

Outro fator importante relatado foi a falta de água em alguns períodos devido a regulação de vazão do perímetro irrigado. Em decorrência de falta de água registrada na região, a adequação da densidade de estocagem também devem ser considerada para que não ocorra a elevação da amônia tóxica e problemas de oxigenação no viveiro. No caso de não haver possibilidade de medir o oxigênio, a medida da transparência da água auxilia indiretamente na estimativa dos níveis de oxigênio dissolvido (tabela 3). Além disso, peixes

presentes na superfície do viveiro e próximos a entrada de água são indicativos de falta de oxigênio, sendo fatores importantes a serem observados.

E a densidade de estocagem recomendada para alevinagem de peixes onívoros, como no caso do tambaqui (até 1-7 g, 30 a 60 dias), em viveiro escavado é de 100-300 pós larvas/m³ (Senar, 2017).

Tabela 3. Problemas relacionados à qualidade da água.

Problema	Sinais do ambiente	Medidas
		Não alimentar os peixes
		Verificar se a densidade de estocagem de peixes está acima do recomendado
		Renovar a água do viveiro
Oxigênio Baixo	Transparência muito baixa ou muito alta	Se a transparência estiver alta, adubar o viveiro e verificar alcalinidade
		Se a transparência estiver baixa, suspender alimentação e renovar a água do viveiro
		Utilizar aeradores para aumentar o oxigênio na água
Baixa transparência	Água eutrofizada (muito verde e espessa)	Remover a água do viveiro
		Suspender a alimentação
Alta transparência	Presença de plantas aquáticas e algas filamentosas	Realizar adubação e retirada das plantas

Fonte: Lima et al. (2015).

A maior parte do oxigênio dissolvido é produzido pelo fitoplâncton, composto por organismos aquáticos microscópicos que tem capacidade de realizar fotossíntese (Trombeta et al., 2013), assim, medir a transparência de água pode indiretamente avaliar essa produção de fitoplâncton e de oxigênio.

Quando a água está verde e a transparência de 40 cm (medido com disco de Secchi), consideramos a condição ideal para a produção de peixes.

A produção do oxigênio acontece apenas durante o dia, e começa a diminuir no final da tarde, sendo consumido pelos peixes e todos os organismos aquáticos que habitam o ambiente.

Águas muito transparentes favorecem o crescimento de algas filamentosas e plantas aquáticas, que podem ser substrato para parasitos. Transparência de água menor que 40 cm podem causar uma redução de oxigênio durante a noite e prejudicar o crescimento do peixes. Transparência decorrente de sólidos em suspensão (cor marrom da água) também pode prejudicar o desenvolvimento dos peixes, pois esse material pode aderir as brânquias e dificultar a respiração dos peixes (Silva et al., 2007; Lima et al., 2015).

Os valores adequados de oxigênio devem estar acima de 4 mg/L. Valores inferiores a esse deixam os peixes estressados, prejudicando a saúde e crescimento dos peixes, tornando-os sensíveis a parasitos, ocasionando mortalidades.

Macrófitas

As macrófitas aquáticas (Figura 4) são um problema sanitário nas pisciculturas, pois podem servir de abrigo para os parasitos e seus hospedeiros intermediários, além de predadores de alevinos e larvas. Além disso, elas competem com o fitoplâncton por nutrientes, dificultam a penetração de luz na coluna de água do viveiro, os manejos de alimentação e a passagem de rede.



Foto: Thays Brito Reis Santos

Figura 4. Viveiro com 40% de sua superfície com macrófitas aquáticas.

Existem algumas medidas para o controle destas plantas (tabela 3). O primeiro passo é manter a transparência da água entre 35 cm e 40 cm, impedindo a penetração da luz solar no fundo dos viveiros. A instalação de filtros na entrada de água dos viveiros, mantendo-os sempre limpos, dificulta a entrada de macrófitas e algas filamentosas. Ao observar macrófitas nos viveiros deve-se realizar a remoção com telas, redes e puçás ou mesmo manualmente, para evitar sua proliferação. O uso de produtos químicos para controle deve ser feito com cautela, pois há risco de eliminação do fitoplâncton do viveiro.

Abastecimento de água nos viveiros

A forma de abastecimento de água por derivação, ou seja um viveiro é interligado ao outro, pode prejudicar os peixes que estão à jusante. Os parasitos podem ser transportados pela água, transmitindo facilmente as doenças entre diferentes viveiros (Figura 5).



Foto: Thays Brito Reis Santos

Figura 5. Viveiros abastecidos por derivação. Detalhe para o cano de PVC que conecta os viveiros (seta).

O abastecimento de água por derivação, além de transmitir patógenos, pode influenciar nos parâmetros de qualidade de água, dificultando o controle individual dos viveiros. Além disso, os viveiros mais a jusante vão acumular mais matéria orgânica em decomposição, comprometendo sua produtividade. O indicado é que os viveiros possuam entrada e saída individual de água, e a saída individual da água pelo fundo do viveiro com auxílio de um monge ou sistema de cachimbo (Lima et al., 2015).

Uso do sal nas práticas de manejo

O sal, composto por cloreto de sódio (NaCl), encontra-se disponível facilmente no comércio, apresenta baixo custo e é seguro para os peixes quando aplicado corretamente. Tem ação na prevenção e controle de algumas enfermidades, auxilia no desprendimento dos parasitos da superfície corporal e brânquias dos peixes e mesmo matá-los. Mas também pode ser usado para minimizar o estresse dos peixes durante os manejos de rotina como nas despescas, na biometria e no transporte. O uso do sal estimula a produção de muco e diminuição do desequilíbrio osmorregulatório resultante do estresse provocado (Tavares-Dias; Montagner, 2015).

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 em tambaqui o uso de 8 g de sal/L por quatro horas de transporte (Gomes et al., 2003).

Para calcular a dosagem de sal, é necessário que o produtor saiba o volume do viveiro em m³ ou do recipiente onde será aplicado o sal.

Em caixas de transporte a recomendação de sal seria correspondente ao seguinte cálculo:

$$\begin{array}{r} 8 \text{ g} \text{-----} 1 \text{ Litro} \\ X \text{-----} 1.000 \text{ Litros} \\ X = 8.000 \text{ g de sal} = 8 \text{ Kg de sal} \end{array}$$

Portanto, 8 Kg de sal deve ser usado para 1.000 L de água.

Viveiro com 30 m de comprimento, 20 m de largura e 1,5 m de profundidade possui $30 \times 20 \times 1,5 = 900 \text{ m}^3$ (= 900.000 L de água). A recomendação é de 12 kg de sal para cada 1.000 m^3 , sendo assim:

$$12 \text{ kg} \text{ ----- } 1.000 \text{ m}^3$$

$$X \text{ ----- } 900 \text{ m}^3$$

$$X = 10,8 \text{ kg}$$

Após o cálculo da quantidade de sal a ser aplicada, este deve ser previamente diluído em água utilizando baldes e então distribuído pelo viveiro. Para uso nos manejos de rotina, o sal deve ser diluído na água do compartimento onde os peixes permanecerão, como baldes, caixas de água ou caixas de transporte.

Criação com outros animais e controle de aves

A criação de outros animais dentro da piscicultura é uma prática utilizada na região do baixo São Francisco, principalmente com bovinos e ovinos (Figura 6). É recomendado uso de cercas de arame ou cercas vivas para isolamento da área dos viveiros para impedir que esses animais danifiquem os taludes. Os animais acessam os viveiros para dessedentação e banho e assim podem carrear patógenos entre os viveiros. Além disso, podendo provocar danos à estrutura do viveiro.

Os viveiros de alevinagem também devem ser cobertos por redes, conhecidas como “redes anti-pássaros”, para evitar o acesso de aves e morcegos que são predadores de alevinos e podem transportar alguns parasitos.



Figura 6. Presença de animais na área da piscicultura.

Principais parasitos encontrados em alevinos de tambaqui

Nas pisciculturas de alevinagem da região do baixo São Francisco foram encontrados diversos tipos de parasitos em alevinos de tambaqui: protozoários, myxoporídeos, monogenéticos, digenéticos e nematóides. Abaixo apresentamos as características dos parasitos encontrados e como prevenir sua ocorrência.

Protozoários

A espécie *Ichthyophthirius multifiliis* (Figura 7) foi encontrada parasitando a superfície corporal dos peixes nas propriedades da região. É conhecido como doença dos pontos brancos ou “ictiofitiríase” (Forwood et al., 2015). Seu ciclo de vida é direto, ou seja, não precisa de um hospedeiro intermediário, sendo composto por três fases de desenvolvimento: Trofante, Tomonte e Teronte. A duração do ciclo deste parasito vai depender da temperatura da água, podendo durar uma semana com temperatura entre 21 °C a 24 °C ou quinze dias a 15 °C (Pavanelli et al., 2013).

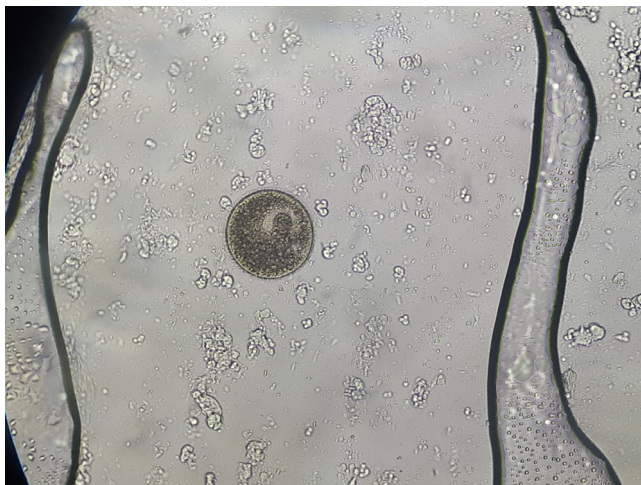


Foto: Thays Brito Reis Santos

Figura 7. *Ichthyophthirius multifiliis*.

Recomendação

Para evitar presença deste parasito é necessário fazer a higienização dos utensílios utilizados no manejo dos peixes com 10-20 ml/L de água sanitária comercial (2,0% a 2,5%) durante uma hora (Lima et al., 2017), evitando utilização do mesmo utensílio em tanques diferentes sem a devida limpeza. No caso de redes, estas devem ser expostas ao sol para secagem e desinfecção.

Recomenda-se também ter uma boa qualidade da água e evitar manejos em temperatura baixas.

Os Tricodinídeos (Figura 8) foram encontrados na superfície corporal e brânquias dos peixes. Provocam lesões no local devido a fixação no hospedeiro, pois a borda da membrana do parasita cria um movimento de sucção na superfície do epitélio que provoca irritação nos tecidos do peixe (Pantoja et al., 2015; Maciel et al., 2018).



Foto: Thays Brito Reis Santos

Figura 8. Exemplar de Tricodinídeo observado em microscópio.

Recomendação

A transmissão é por contato direto entre os peixes ou contaminação pela água que contenha o parasito. O parasito se alimenta filtrando a matéria orgânica, algas e restos de células epiteliais dos peixes. Para se ter um controle é necessário manter uma boa qualidade da água e evitar presença de matéria orgânica em excesso e macrófitas aquáticas, além de adequada densidade de estocagem.

A espécie *Piscinoodinium pillulare* (Figura 9) foi encontrada parasitando a superfície corporal e brânquias. Os peixes em infecções severas sofrem de hiperplasia e fusão das lamelas secundárias das brânquias, o que origina graves problemas respiratórios (Sant’ana; Vulcani, 2012).

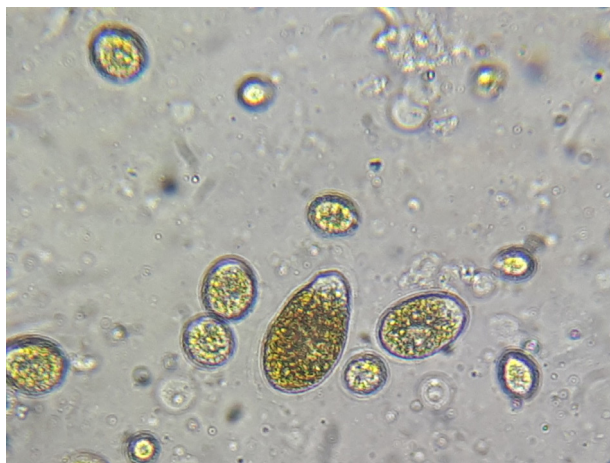


Foto: Thays Brito Reis Santos

Figura 9. *Piscinoodinium pillulare*.

Recomendação

É necessário monitoramento da qualidade da água. Evitar mudanças bruscas na temperatura. Esses parasitos são favorecidos por temperaturas que variam entre 23 °C a 30 °C, baixa concentração de oxigênio dissolvido (valores adequados devem estar acima de 4 mg/L) e alta carga de matéria orgânica (valores de amônia tóxica devem estar abaixo de 0,10 mg/L).

Myxosporídeos

Myxobolus sp. e *Thelohanellus* sp.

Esses parasitos foram encontrados no muco, brânquias e os órgãos internos dos peixes em todas as propriedades analisadas (Figuras 10 e 11). Possuem ciclo de vida heteroxênico, ou seja, que envolve hospedeiros intermediários, como os anelídeos e terminando em um vertebrado, geralmente peixes (Kubitza, 2004; Pavanelli et al., 2013).

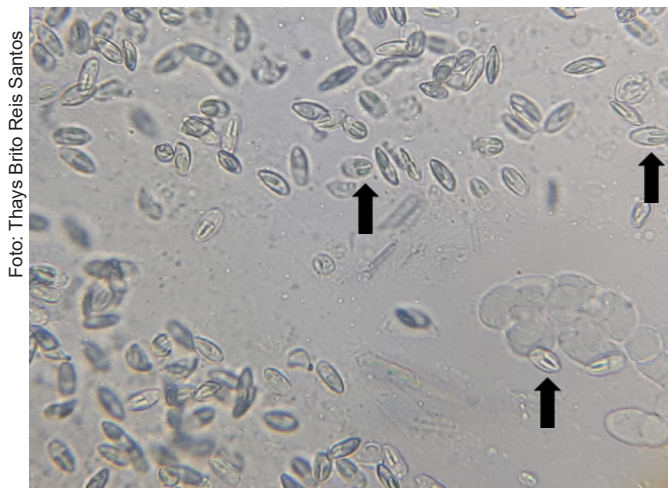


Figura 10. *Myxobolus* sp.

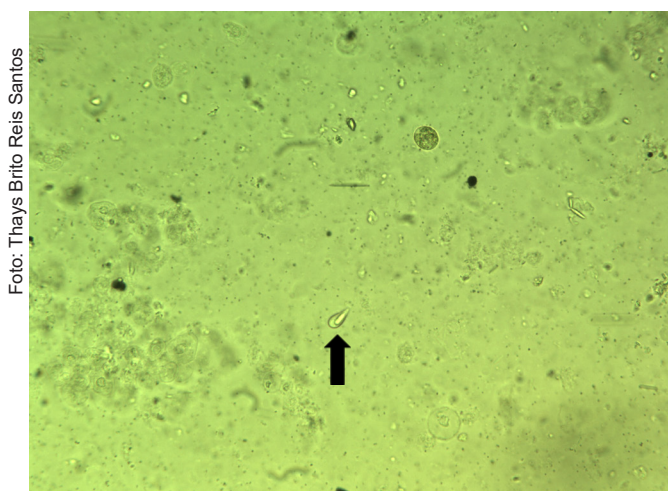


Figura 11. *Thelohanellus* sp.

Recomendação

Fazer a higienização dos utensílios utilizados no manejo dos peixes (redes, baldes, tarrafas, puçás e outros apetrechos) com 10-20 ml/L água sanitária (2,0% a 2,5%) durante uma hora (Lima et al., 2017), evitar presença de outros animais e realizar a raspagem e desinfecção do viveiro a cada ciclo para a retirada do hospedeiro intermediário (anelídeo).

Monogenéticos

Os monogenéticos (Figura 12) foram encontrados nas brânquias dos peixes em todas as propriedades e em alta prevalência. Sua ocorrência foi relacionada a alta concentração de amônia total.

Esse parasito apresenta um órgão de fixação chamado de haptor com o qual pode se fixar nas lamelas branquiais enquanto se alimentam de muco, sangue e células dos peixes. Possuem ciclo de vida direto (Thatcher, 2006; Pavanelli et al., 2013).



Foto: Thays Brito Reis Santos

Figura 12. Monogenético observado em microscópio.

Recomendação

É necessário a realização da secagem e desinfecção dos viveiros com cal virgem a cada ciclo, fazer a biometria para determinar a taxa e frequência alimentar, pois o excesso da ração vai aumentar a matéria orgânica, consequentemente aumentando a concentração de amônia total, o que estimula a ocorrência deste parasito. Evitar comunicação da água entre viveiros, mantendo abastecimento e drenagem independentes.

Digenéticos

Esse parasito foi encontrado parasitando o intestino e brânquias dos alevinos. Possui um ciclo heteroxênico, onde são necessários pelo menos dois hospedeiros, o intermediário, que podem ser peixes ou moluscos e um definitivo como aves e peixes, para completar seu ciclo de vida. A metacercária (Figura 13) é uma fase larval desse parasito e pode ser encontrada em diversos órgãos de peixes parasitados (Pavanelli et al., 2013).

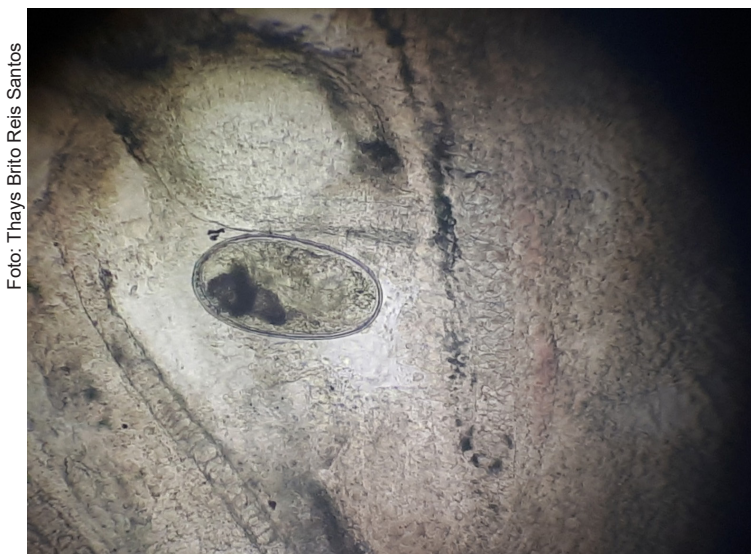


Figura 13. Metacercária de digenético na brânquia de tambaqui.

Recomendação

É necessário adotar práticas de controle da população de caramujos, colocar tela de proteção para evitar presença de aves piscívoras nas estruturas de produção. Evitar acúmulo de matéria orgânica na água e excesso de vegetação nas margens, pois favorecem o desenvolvimento de hospedeiros intermediários e conseqüentemente favorecem o ciclo de vida do parasita (Pavanelli et al., 2013).

Nematóide

A espécie *Procamallanus inopinatus* (Figura 14) foi encontrada parasitando o intestino dos peixes. Possui ciclo de vida complexo, sendo necessário pelo menos um hospedeiro intermediário (zooplâncton, aves ou peixes) para completar seu ciclo de vida (Kubitza, 2004).



Foto: Thays Brito Reis Santos

Figura 14. *Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus*.

Recomendação

É necessário adotar práticas de desinfecção dos viveiros antes do povoamento, a cada ciclo reprodutivo, para eliminar qualquer fase dos nematóides que esteja no ambiente. Colocar proteção dos viveiros com redes anti-pássaro para evitar presença desses animais.

Considerações finais

Os manejos descritos neste documento apresentam diferentes níveis de investimento para sua aplicação, uns são mais onerosos que outros. Sendo assim, é necessário o gerenciamento do risco pelo proprietário ou técnico da piscicultura, para avaliar a relação do custo-benefício da aplicação dos manejos e a convivência com os parasitos. Este documento apresentou as boas práticas de manejo que carecem de aperfeiçoamento na região do Baixo São Francisco.

Referências

- CECCARELLI, P.; SENHORINI, J.; VOLPATO, G. **Dicas em piscicultura: perguntas & respostas**. Botucatu, SP: Santana Gráfica Editora, 2000. 247p.
- FORWOOD, J. M.; Harris, J.O.; Deveney, M. R. Life cycle and settlement of an Australian isolate of *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet, 1876 from rainbow trout. **Folia Parasitologica**. v. 62, n. 1-5, 2015.
- 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.
- INOUE, L. A. K. A.; BOIJINK, C. L.; RIBEIRO, P. T.; SILVA, A. M. D.; AFFONSO, E. G. Avaliação de respostas metabólicas do tambaqui exposto ao eugenol em banhos anestésicos. **Acta Amazônica**, v. 41, n. 2, p. 327-332, 2011.
- KUBITZA, F. **Reprodução, larvicultura e produção de alevinos de peixes nativos**. Jundiaí: Aqua Supre, 2004. 82 p. (Coleção piscicultura avançada).
- 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.
- LIMA, A. F.; RODRIGUES, A. P. O.; LIMA, L. K. F. de; MACIEL, P. O.; REZENDE, F. P.; FREITAS, L. E. L. de; TAVARES DIAS, M.; BEZERRA, T. A. **Alevinagem, recria e engorda de pirarucu**. Palmas: Embrapa Pesca e Aquicultura, 2017. 152 p.
- MACIEL, P. O.; GARCIA, F.; CHAGAS, E. C.; FUJIMOTO, R. Y.; TAVARES-DIAS, M. Trichodinidae in commercial fish in South America. **Reviews in Fish Biology and Fisheries**. v. 28, n. 1, p. 33-56, 2018.
- PANTOJA, W. M.; VARGAS FLORES, L.; TAVARES DIAS, M. Parasites component community in wild population of *Pterophyllum scalare* Schultze, 1823 and *Mesonauta acora* Castelnau, 1855, cichlids from the Brazilian Amazon. **Journal of applied ichthyology**. v. 32, n. 6, p. 1043-1048, 2015.
- PAVANELLI, G. C.; TAKEMOTO, R. M.; EIRAS, J. C. **Parasitologia de peixes de água doce do Brasil**. Maringá: Eduem, 2013. 452 p.
- PEIXE BR. Associação Brasileira da Piscicultura, São Paulo, 2019. Disponível em: <https://www.peixebr.com.br//Anuario2019/AnuarioPeixeBR2019>. Acesso em: 19 de setembro de 2019.
- ROSS, L. G.; ROSS, B. **Anesthetic and sedative techniques for aquatic animals**. 3. ed. Oxford: Blackwell Science, 2008. 240 p.
- SANT'ANA, F.; VULCANI, V. A. S. Surtos de infecção por *Piscinoodinium pillulare* e *Henneguya* spp. em pacus (*Piaractus mesopotamicus*) criados intensivamente. **Pesquisa Veterinária Brasileira**. v. 32, n. 2, p. 121-125, 2012.
- SENAR. **Piscicultura: reprodução, larvicultura e alevinagem de peixes nativos**. Brasília, DF, 2017. 132 p. (Coleção SENAR, 198).

SILVA, V. K.; FERREIRA, M. W.; LOGATO, P. V. R. **Qualidade da água na piscicultura**. Lavras, MG: Universidade Federal de lavras, 2007. 23 p.

TAVARES DIAS, M.; MONTAGNER, D. B. **Uso e principais aplicações do sal comum na piscicultura de água doce**. Macapá: Embrapa Amapá, 2015. 38 p. (Embrapa Amapá. Documentos, 89).

THATCHER, V. E. **Aquatic biodiversity in Latin America: amazon fish parasites**. 2nd ed. Sofia: Pensoft, 2006. 508 p.

TROMBETA, T. D.; MATTOS, B. O.; SALLUM, W. B.; SORANNA, M. R. G. S. **Manual de criação de peixes em tanques-rede**. 2. ed. Brasília, DF: Codevasf, 2013. 17 p.

Unidade responsável pelo conteúdo e edição:

Embrapa Tabuleiros Costeiros
Avenida Beira Mar, nº 3250,
CEP 49025-040, Aracaju, SE
Fone: +55 (79) 4009-1300
www.embrapa.br
www.embrapa.br/fale-conosco/sac

1ª edição
Publicação digitalizada (2020)



MINISTÉRIO DA
AGRICULTURA, PECUÁRIA
E ABASTECIMENTO



Comitê Local de Publicações da Unidade Responsável

Presidente
Ronaldo Souza Resende

Secretário-Executivo
Ubiratan Piovezan

Membros
Amaury da Silva dos Santos, Ana da Silva Léo, Anderson Carlos Marafon, Joézio Luiz dos Anjos, Julio Roberto Araujo de Amorim, Lizz Kezzy de Moraes, Luciana Marques de Carvalho, Tânia Valeska Medeiros Dantas, Viviane Talamini

Supervisão editorial
Aline Gonçalves Moura

Normalização bibliográfica
Josete Cunha Melo

Projeto gráfico da coleção
Carlos Eduardo Felice Barbeiro

Editoração eletrônica
Aline Gonçalves Moura

Foto da capa
Thays Brito Reis Santos