

UNIVERSIDADE TIRADENTES
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM SAÚDE E AMBIENTE

**FAUNA PARASITÁRIA DO TAMBAQUI *Colossoma macropomum*,
(Cuvier, 1818) E FATORES DE RISCO ASSOCIADOS AO SEU
CULTIVO NA REGIÃO DO BAIXO RIO SÃO FRANCISCO (SE/AL)**

DANIEL MASATO VITAL HIDE

Aracaju
Dezembro - 2015

UNIVERSIDADE TIRADENTES
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM SAÚDE E AMBIENTE

**FAUNA PARASITÁRIA DO TAMBAQUI *Colossoma macropomum*,
(Cuvier, 1818) E FATORES DE RISCO ASSOCIADOS AO SEU
CULTIVO NA REGIÃO DO BAIXO RIO SÃO FRANCISCO (SE/AL)**

Dissertação de Mestrado submetida à banca
examinadora para a obtenção do título de
Mestre em Saúde e Ambiente, na área de
concentração Saúde e Ambiente.

DANIEL MASATO VITAL HIDE

Orientador

Rodrigo Yudi Fujimoto, Dr.

Aracaju
Dezembro – 2015

H632f	Hide, Daniel Masato Vital Fauna parasitária do tambaqui: <i>Colossoma macropomum</i>, Cuvier 1818 e fatores de risco associados ao seu cultivo na região do Baixo São Francisco SE/AL / Daniel Masato Vital Hide; orientação [de] Profº. Dr. Rodrigo Yudi Fujimoto – Aracaju: UNIT, 2015. 82 p.; il. Dissertação (Mestrado em Saúde e Ambiente) - Universidade Tiradentes, 2015. Inclui bibliografia. 1. Manejo. 2. Sanidade. 3. Odds ratio. 4. Prevalência. 5. Piscicultura I. Fujimoto, Rodrigo Yudi. (orient.). II. Universidade Tiradentes. III. Título. CDU: 639.3:616.993
-------	--

FAUNA PARASITÁRIA DO TAMBAQUI *Colossoma macropomum*, (Cuvier, 1818) E FATORES DE RISCO ASSOCIADOS AO SEU CULTIVO NA REGIÃO DO BAIXO RIO SÃO FRANCISCO (SE/AL)



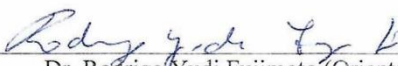
UNIVERSIDADE TIRADENTES – UNIT
DIRETORIA DE PESQUISA E EXTENSÃO – DPE
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM SAÚDE E AMBIENTE – PSA
MESTRADO EM SAÚDE E AMBIENTE

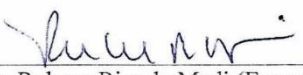
Ata da Sessão de Defesa da Dissertação de Mestrado de
Daniel Masato Vital Hide

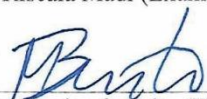
Aos dezoito dias do mês de dezembro de dois mil e quinze, com início às nove horas, realizou-se no Bloco F Sala 31, da Universidade Tiradentes, a sessão pública de defesa de **Dissertação de Mestrado em Saúde e Ambiente** de **Daniel Masato Vital Hide**, intitulada “**Fauna para Parasitária do Tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1816) e fatores de Risco Associados na Região do Baixo Rio São Francisco (SE/AL)**” presidida pelo Doutor Rodrigo Yudi Fujimoto na qualidade de orientador, que passou a palavra para o candidato proceder à apresentação do seu trabalho. Logo após, a banca examinadora composta pelos Doutores Rubens Riscala Madi e Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito arguíram o candidato. Em seguida, o Doutor Rodrigo Yudi Fujimoto, presidente da banca, teceu comentários sobre a Dissertação apresentada.

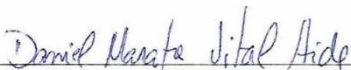
Encerrados os trabalhos, a banca examinadora decidiu **aprovar** o candidato como **Mestre em Saúde e Ambiente**. Nada mais havendo a tratar, eu, Alisson do Nascimento Silva _____, lavrei a presente Ata, assinada por mim, na qualidade de Secretário deste Programa de Mestrado em Saúde e Ambiente, e pelos Membros da Banca Examinadora. Aracaju-SE, 18 de dezembro de 2015.

BANCA EXAMINADORA:


Dr. Rodrigo Yudi Fujimoto (Orientador)


Dr. Rubens Riscala Madi (Examinador interno)


Dr. Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito (Examinador externo/UFS)


Daniel Masato Vital Hide – Candidato

AGRADECIMENTOS

Primeiramente agradeço ao meu pai e aos meus irmãos Mariana, Nayama e Thiago, que sempre me apoiaram e incentivaram, mesmo a distância!

Não posso deixar de mencionar meu primo Taro, que me acolheu e me incentivou a estudar e a evoluir sempre! Muito obrigado. Espero um dia poder retribuir tudo que você fez por mim!

À minha tia Masami e ao meu tio Kiko, que sempre me apoiaram e acreditaram no meu potencial!

Aos meus avós Shotaro (in memorian) e Reiko Hide, ícones de uma família plural e grandes exemplos para seus descendentes.

Aos meus primos, que também sempre torceram por mim!

Agradeço também ao professor Rodrigo pelos valiosíssimos conhecimentos passados. Obrigado pela confiança!

Aos companheiros de laboratório, pela ajuda e companhia nesses longos dias de triagens, risadas e muito trabalho! (LAQUA e LABRA).

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e à Fundação de Apoio a Pesquisa e à Inovação Tecnológica do Estado de Sergipe (FAPITEC) pela bolsa concedida.

Ao projeto Aquasec - Rede de pesquisa em Epidemiologia das principais enfermidades bacterianas e parasitárias e prospecção de doenças virais em peixes redondos: tambaquis, nos polos produtivos de Rio Preto da Eva-AM, Baixo São Francisco (AL/SE), e pacus na região da Grande Dourados-MS, e os fatores de risco associados, financiado pelo CNPq, pelo auxílio nas coletas e análises.

A EMBRAPA – Tabuleiros Costeiros, por fornecer estrutura e condições para a realização deste projeto de pesquisa.

Aos Produtores do Baixo São Francisco, que foram de essencial importância para a realização deste projeto de pesquisa.

SUMÁRIO

RESUMO	vi
ABSTRACT	vii
1. INTRODUÇÃO.....	1
2. JUSTIFICATIVA.....	3
3. OBJETIVOS	4
3.1. Objetivo geral	4
3.2. Objetivos Específicos	4
4. REVISÃO DE LITERATURA.....	4
4.1. Aquicultura no Brasil.....	4
4.2. Bacia do rio São Francisco	6
4.3. A região do Baixo rio São Francisco	7
4.4. O tambaqui.....	8
4.5. Sanidade de peixes	9
4.5.1. Protozoa	10
4.5.2. Myxozoa	11
4.5.3. Monogenea	11
4.5.4. Trematoda	12
4.5.5. Nematoda.....	12
4.5.6. Cestoda	13
4.5.7. Acantocephala.....	13
4.5.8. Crustacea	13
4.6. Sanidade de tambaquis	14
4.7. Fatores de risco.....	15
5. MATERIAL E MÉTODOS	16
5.1. Pontos de Coleta	16
5.2. Procedimentos de coleta	17
5.3. Análise parasitológica.....	18
5.4. Análises estatísticas	18
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	19
7. ARTIGO.....	24
8. CONCLUSÃO GERAL	50
9. ANEXO I: Catálogo de parasitas.....	51
10. ANEXO II: CEUA.....	86
11. Anexo III: Comprovante de Submissão do Artigo	87
12. ANEXO IV: Questionário	88

RESUMO

Atualmente a aquicultura é uma alternativa ao acesso de proteína de qualidade e também fonte alternativa de renda para as famílias que vivem em zonas rurais. O aumento do número de pisciculturas no Brasil associado à intensificação da produção tem feito com que produtores se preocupem com a sobrevivência, a sanidade e a qualidade dos peixes. Dessa forma, levantamentos epidemiológicos que possibilitem a avaliação dos riscos e a elaboração de protocolos de biossegurança, priorizando não só o patógeno, mas sim a tríade hospedeiro-patógeno-ambiente, são fundamentais para garantir a sustentabilidade da cadeia. O objetivo deste estudo foi investigar a fauna parasitária, assim como a relação parasito hospedeiro em tambaquis (*Colossoma macropomum*) cultivados na região do Baixo rio São Francisco nos estados de Alagoas e Sergipe e os fatores de risco associados a esse parasitismo. Para tal, foram coletados 252 espécimes de tambaquis em fase de engorda para análise parasitológica, entre os períodos de Junho a Julho/2014 (estiagem) e Setembro/2014 a Março/2015 (chuva), em dez pisciculturas da região. Em cada piscicultura foram medidos os parâmetros de água e aplicado questionário para caracterização do manejo e infraestrutura. De cada peixe foram analisados muco, brânquias, fígado, rim, cecos pilóricos, intestino, estômago, bexiga natatória e músculo. Foram calculados os índices de prevalência e intensidade média de infecção e realizada correlação de Spearman entre índices parasitológicos e fatores bióticos (comprimento padrão e peso) e abióticos (pH, oxigênio dissolvido, condutividade, temperatura e transparência). Para avaliar o risco referente ao manejo e infraestrutura adotados na piscicultura sobre a fauna parasitária determinou-se o “Odds Ratio”. A partir dessas análises realizou-se a identificação e avaliação dos fatores de risco associados ao parasitismo. No total de 252 peixes coletados (CP $19,7 \pm 7,3$ cm e Peso $385,7 \pm 364,6$ g), 165 (65,5%) apresentaram-se parasitados por pelo menos um táxon, porém sem distinção da infestação entre os períodos de estiagem e chuva. Foram encontrados 10 táxons distintos: Monogenea, *Ichthyophthirius multifiliis*, *Trichodina* sp., *Piscinoodinium pillulare*, *Ichthyobodo* sp., *Dolops carvalhoi*, *Lernaea cyprinacea*, *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *inopinatus*, *Henneguya* sp. e *Myxobolus* sp. Os Monogenea e *Myxobolus* sp. apresentaram as maiores prevalências (49,2% e 31,5% respectivamente). Foram observadas correlações negativas significativas entre prevalência e fatores bióticos somente para Monogenea ($r^2=-0,49$ e $p=0,001$; $r^2=-0,43$ e $p=0,005$), *Myxobolus* sp. ($r^2=-0,46$ e $p=0,002$; $r^2=-0,39$ e $p=0,01$) e *Henneguya* sp. ($r^2=-0,41$ e $p=0,008$; $r^2=-0,39$ e $p=0,01$). Com relação ao manejo e infraestrutura das pisciculturas foram identificados dez fatores de risco, os quais se mostraram espécie-específicos. A presença desses fatores influenciou a prevalência principalmente de *Myxobolus* sp. e Monogenea, sendo que o maior risco está relacionado à não desinfecção dos viveiros entre um ciclo e outro de produção (OR=17,85 e $p=0,0001$; OR=69,66 e $p=0,0001$, respectivamente). Demais parasitas como *Henneguya* sp. e *P. pillulare* têm sua prevalência influenciada quando o fator de risco “presença de consórcio da criação de peixes com suínos” está presente (OD=5,34 e $p=0,0041$ e OR= 81,82 $p=0,002$, respectivamente). Porém, as prevalências de *Lernaea cyprinacea* e *Trichodina* sp. não foram influenciadas pelos fatores de risco relacionados ao manejo e infraestrutura, mas correlações entre os índices parasitológicos dessas espécies e os fatores abióticos de temperatura e condutividade foram observados. Assim, a partir dessas informações pode-se concluir que a fauna parasitária dos tambaquis cultivados na região Baixo rio São Francisco se apresenta diversificada, com fatores de risco relacionados aos parâmetros da água (condutividade e temperatura) e a manejos inapropriados nas pisciculturas.

Palavras chave: Manejo; sanidade; Odds Ratio; Prevalência; Piscicultura.

ABSTRACT

Currently, aquaculture has been an alternative for families in rural areas for allowed access to quality protein in their food, but also an alternative economy source. The increase of fish farms throughout Brazil associated with the intensification of production has provoked caution in famers about survival, healthy and fish quality. Thus, epidemiological studies that enables risk assessment and the development of biosecurity protocols, prioritizing not only the pathogen, but the host-pathogen-environment triad, are the key to ensuring the sustainability of the production chain. The aim of this study was investigate the parasitic fauna, as well the parasite host relationship in tambaquis (*Colossoma macropomum*) reared in the lower São Francisco River region in the Alagoas and Sergipe states and the risk factors associated with parasitism. For that 252 species of tambaqui (in the growthout phase) were collected for parasitological analysis between the periods from June to July/2014 (dry season) and September/2014 to March/2015 (rainy season) in ten fish farms from region. The water parameters were measured and applied questionnaire to characterize the management and infrastructure at each fish farm. Parasitic analysis was performed in mucus, gills, liver, kidney, pyloric caeca, intestine, stomach, swim bladder and muscle. Prevalence rates and mean intensity were calculated and used Spearman correlation between parasitological indices and biotic factors (standard length and weight) and abiotic (pH, dissolved oxygen, conductivity, temperature and transparency). To evaluate the risk related to management and infrastructure adopted in the fish farming on parasitic fauna was determined the "Odds Ratio". Based on the correlations, was made the identification and assessment of risk factors associated with parasitism. A total of 252 fish collected (CP $19,7 \pm 7,3$ cm e Peso $385,7 \pm 364,6$ g), 165 (65.5%) presented themselves infected by at least one taxon, but without distinction between the infestation dry and rainy periods. 10 different taxa were found: Monogenea, *Ichthyophthirius multifiliis*, *Trichodina* sp., *Piscinoodinium pillulare*, *Ichthyobodo* sp., *Dolops carvalhoi*, *Lernaea cyprinacea*, *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *inopinatus*, *Henneguya* sp. and *Myxobolus* sp. The Monogenea and *Myxobolus* sp. had the highest prevalence (49.2% and 31.5% respectively). Significant negative correlations were observed between prevalence and biotic factors only for Monogenea ($r^2 = -0,49$ and $p = 0,001$; $r^2 = -0,43$ and $p = 0,005$), *Myxobolus* sp ($r^2 = -0,46$ and $p = 0,002$; $r^2 = -0,39$ and $p = 0,01$) and *Henneguya* sp. ($r^2 = -0,41$ and $p = 0,008$; $r^2 = -0,39$ and $p = 0,01$). Regarding the management and infrastructure of fish farms were identified ten risk factors, which showed to be species-specific and the presence of these factors influenced the prevalence mainly *Myxobolus* sp. and Monogenea, and the increased risk is related to non-disinfection of ponds between cycles production (OR = 17.85 and $p = 0.0001$; OR = 69.66 and $p = 0.0001$, respectively). Other parasites such *Henneguya* sp. and *P. pillulare* have influenced their prevalence when the risk factor "consortium presence of fish farming with swine" is present (OD = 5.34 and $p = 0.0041$ and OR = 81.82 $p = 0.002$, respectively). However, the prevalence of *Lernaea cyprinacea* and *Trichodina* sp. were not influenced by risk factors related to the management and infrastructure, but correlations between the parasitological indexes of these species and abiotic factors as temperature and conductivity were observed. Thus, the parasitic fauna of tambaquis cultivated in the low São Francisco River region presents diverse, with risk factors related to water parameters (conductivity and temperature) and the inadequate managements in fish farms.

Key words: Management; sanity; Odds Ratio; Prevalance; Pisciculture.

1. INTRODUÇÃO

A aquicultura vem crescendo em diversas regiões do mundo, tornando-se um importante ramo da economia. É um dos setores de produção de alimentos que mais cresce em todo o mundo, saindo de uma produção de 47 milhões de toneladas em 2006 para 54 milhões de toneladas em 2011, de um total de 154 milhões de toneladas da produção mundial de peixes, crustáceos e moluscos (FAO, 2012). O Brasil ocupou, a terceira posição em produção na América em 2010, com 480 mil toneladas de pescado, perdendo apenas para o Chile e os EUA (FAO, 2012).

Dentro da aquicultura, a piscicultura é um segmento promissor contribuindo significativamente no fornecimento de peixes para o mercado interno e externo. No Brasil, a piscicultura produziu mais de 540 mil toneladas de peixes no ano de 2011, demonstrando um incremento relativo de quase 40% em relação ao ano de 2009 (BRASIL, 2013). Essa crescente demanda por peixes tem contribuído para o impulso no desenvolvimento da piscicultura de algumas espécies nativas brasileiras, dentre elas o tambaqui (*Colossoma macropomum*). O tambaqui tem sido o principal peixe nativo cultivado no Brasil (VAL *et al.*, 2000; BOSCARDIN, 2008) alcançando produção de aproximadamente 110 mil toneladas em 2011 (BRASIL, 2013), principalmente devido à disponibilidade de alevinos durante todo o ano pelo completo domínio de sua reprodução artificial, potencial de crescimento em cativeiro e alta produtividade (VAL; HONCZARICK, 1995, VALENTI *et al.*, 2000). Para ARAÚJO e GOULDING (1998), o bom desempenho zootécnico do tambaqui é conferido pela rusticidade e aceitação de ração em cativeiro.

No Brasil, a bacia hidrográfica do rio São Francisco possui boas características para o cultivo de peixes e tem sido considerada como a região com maior potencial para piscicultura de águas interiores da América Latina (PACHECO; LIRA, 2009), devido a sua qualidade de água com níveis de oxigênio dissolvido adequado, menor amplitude térmica, solo adequado, localização geográfica privilegiada e instituições articuladas para incentivar as atividades aquícolas (ALAGOAS, 2008, CODEVASF, 2011). Dentre as subdivisões da bacia, a região do Baixo São Francisco apresenta características como a presença de agências de fomento (4º e 5º Superintendências Regionais da CODEVASF), infraestrutura (como canais de abastecimento) e a tradição do cultivo em áreas alagadas (SERGIPE, 2011) condições que favorecem a realização da atividade na região. Compreende a área desde o município de Paulo Afonso na Bahia até a foz do rio, na divisa dos estados Alagoas e Sergipe, com área de 32.013km² e 1,37 milhões de habitantes (BRASIL, 2004; CBHSF,

2015). Apresenta temperatura média anual de 25 °C, evaporação de 1500 mm anual e precipitação média anual de 500 a 1300 mm. Na planície costeira, as chuvas se distribuem durante todo o ano, com maiores concentrações no outono e inverno, já no interior, a chuva ocorre nos meses de verão (BRASIL, 2012).

O sistema de produção em viveiros escavados é predominante na região, tendo em Alagoas, aproximadamente mil hectares de lamina d'água destinados a produção de peixes além da estimativa de 2000 tanques-rede que em 2003 produziram 4mil toneladas de pescado, com a participação de aproximadamente 200 produtores praticantes da atividade. As espécies mais produzidas são a tilápia nilótica (*Oreochromis niloticus*), o tambaqui, a curimatã (*Prochilodus* sp.) e o piáu (*Leporinus* sp.) (ALAGOAS, 2008). No estado de Sergipe, o tambaqui é a espécie mais produzida representando 44% da produção, também tendo destaque na produção de tilápia e curimatã (SERGIPE, 2011).

Porém, o aumento do número de pisciculturas em todo o Brasil associado à intensificação da produção tem feito com que os produtores se preocupem com a sobrevivência, a sanidade e a qualidade dos peixes. Mortalidades de peixes decorrem em sua grande parte pelo estresse provocado nesses sistemas de criação, que muitas vezes, não são acompanhados por técnicos capacitados na identificação das doenças e na tomada de medidas profiláticas ou terapêuticas (FUJIMOTO, 2005).

Essa crescente preocupação com a sanidade dos peixes tanto selvagens como de cativeiro, é de extrema importância para que se possa correlacionar epidemias com fatores bióticos e abióticos e proceder a implementação de medidas mitigatórias necessárias. Observa-se que embora seja de conhecimento amplo que a ocorrência da doença seja causada pelo desequilíbrio entre o patógeno, o hospedeiro e o ambiente, os estudos relacionados a doenças de peixes tem um enfoque maior na identificação, isolamento e caracterização do patógeno, sendo deixados em segundo plano os estudos sobre a condição do hospedeiro e do ambiente em que os animais se encontram (GEORGIADIS *et al.*, 2001).

Dessa forma, levantamentos epidemiológicos que possibilitem a avaliação dos riscos e a elaboração de protocolos de biossegurança, priorizando não só o patógeno, mas sim a tríade hospedeiro-patógeno-ambiente, são fundamentais para garantir a sustentabilidade da cadeia. Um diagnóstico correto da doença aliado a um levantamento epidemiológico, onde se determine a área de abrangência assim como os fatores de risco que as ocasionam, são importantes para um protocolo de biossegurança e assim proporcionar um produto de melhor qualidade (SUBASINGHE, 2005) com certificados ictiosanitários e maior agregação de valor.

2. JUSTIFICATIVA

O conceito de biossegurança não está relacionado somente aos animais transgênicos; na área de aquicultura o conceito de biossegurança tem relação direta com os procedimentos que podem ser realizados para minimizar e/ou mitigar os riscos, seja ele na ocorrência de uma doença ou mesmo na dispersão dos patógenos. Porém diferentemente do que ocorre com os animais terrestres, a biossegurança em pisciculturas no Brasil ainda é muito pouco estudada e praticada, porém mundialmente existe uma tendência cada vez maior de que as práticas eficientes de biossegurança e de manejo sejam cada vez mais requisitadas e utilizadas (SUBASINGHE, 2005).

Muitas relações são prescritas quando se descreve a ocorrência de doenças, como por exemplo, patógenos associados à alta densidade de estocagem e a frequência ideal de alimentação beneficiando a produção (GEORGIADIS *et al.*, 2001). Contudo quando estas relações são utilizadas individualmente não permitem predizer um padrão ou mesmo delinear um modelo de biossegurança em pisciculturas. Assim, somente através de estudos epidemiológicos com determinação dos agentes e sua dispersão, além da análise dos fatores de risco associados, aliando o conhecimento de diferentes profissionais e o conhecimento dos piscicultores, pode-se construir um cenário onde se conseguirá prever e controlar surtos de doenças, estabelecendo assim a biossegurança que poderá ser útil para auxiliar na elaboração de políticas públicas para o setor.

A pesquisa sobre os aspectos sanitários é essencial para o desenvolvimento da atividade uma vez que muitos piscicultores desconhecem os agentes patogênicos, não eliminam animais mortos por doenças de forma correta e desconhecem manejos profiláticos para as doenças específicas, em especial sobre o tambaqui. Apesar de ser a espécie mais cultivada há carência de estudos com relação à sanidade, assim como quantidade incipiente de dados epidemiológicos para o Brasil das doenças nessa espécie. Desta forma faz-se necessária a realização deste estudo epidemiológico considerando as doenças parasitárias que possam estar acometendo os tambaquis criados no polo regional do Baixo São Francisco- AL/SE.

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo geral

Este projeto tem como objetivo realizar o levantamento epidemiológico e fatores de risco, assim como propor protocolos profiláticos, das principais doenças parasitárias em tabaqui da região do Baixo São Francisco- SE/AL.

3.2. Objetivos Específicos

- Diagnosticar os agentes patogênicos presentes;
- Analisar a fauna parasitária e a relação parasita-hospedeiro pelos índices de prevalência e intensidade média de infecção, além de verificar a presença de agentes com potencial zoonótico;
- Verificar a ocorrência de sazonalidade de parasitismo nos períodos de chuva e seca;
- Correlacionar os parâmetros de qualidade de água dos tanques como temperatura, pH, condutividade, oxigênio dissolvido e transparência, com a predisposição do aparecimento de patógenos parasitários;
- Identificar, quantificar e avaliar os principais fatores de risco associados ao parasitismo.

4. REVISÃO DE LITERATURA

4.1. Aquicultura no Brasil

Com a produção de alimentos comprometida pelos novos padrões de precipitações, pela frequente ocorrência de eventos extremos da natureza e pelo crescente aumento da população, vislumbra-se um quadro preocupante para a segurança alimentar, principalmente nos países em desenvolvimento. Estimativas sugerem que a população mundial sofrerá um acréscimo de 2 bilhões de pessoas até o ano de 2050, atingindo um total de 9 bilhões (FAO, 2013). Mais de 3 bilhões de pessoas, aproximadamente metade da população mundial, habitam áreas rurais sendo que 2,5 bilhões dependem diretamente da agricultura como forma de subsistência (FAO, 2013), além dessa atividade ser um importante setor econômico para os países em desenvolvimento. As mudanças climáticas afetarão diretamente essa parcela populacional gerando impactos socioeconômicos

negativos e inestimáveis. No período de 2010-2012, cerca de 870 milhões de pessoas não tiveram acesso a alimentos que suprissem as demandas nutricionais mínimas recomendadas, sendo que desses, 852 milhões são residentes de países em desenvolvimento caracterizando um quadro de insegurança alimentar mundial (FAO, 2013).

Atualmente a aquicultura vem sendo uma ótima alternativa para as famílias, que vivem em zonas rurais, terem acesso a proteína de qualidade em sua alimentação e também a uma fonte alternativa de renda (PREIN; AHMED, 2000; SUBASHINGHE, 2005; FAO, 2012). Dentro deste contexto observa-se que a criação de empregos gerada pela aquicultura vem beneficiando as populações rurais, incentivando-os a permanecer em suas comunidades e também fortalecendo a viabilidade da economia local dessas áreas isoladas (PANT *et al.*, 2014). A produção aquícola nacional e mundial não está somente baseada em indicadores produtivos, mas sim nos três pilares da sustentabilidade: um cultivo produtivo e lucrativo, a preservação ambiental e o desenvolvimento social (VALENTI *et al.*, 2000), além da meta de produção de alimento de alta qualidade para uma população que cresce anualmente. Em 2011 o consumo de pescados provenientes dos ambientes marinhos e dulcícolas atingiu a marca de 11 kg de peixe/habitante por ano (FAO, 2015) e previsões indicam que a demanda mundial por alimentos, em ritmo crescente, alcançará até 2030 um consumo da ordem de 20 kg de peixe/habitante por ano. Dessa forma, essa demanda por proteína de alta qualidade será advinda principalmente da aquicultura, e não mais da pesca.

A aquicultura é o cultivo de organismos cujo ciclo de vida em condições naturais ocorre total ou parcialmente em meio aquático, podendo ser classificada quanto ao ambiente (continental e marinho) e quanto ao organismo cultivado (piscicultura, carcinocultura, algicultura, malacocultura, ranicultura). O Brasil tem grande potencial para atividade, com uma reserva de água doce de mais de 8mil km³ e um litoral e 7,4mil km de extensão, porém em 2011 ocupou a 19ª colocação, representando 0,75%, da produção mundial de pescados. Nota-se que a aquicultura brasileira está em crescimento, atingindo em 2011 uma produção de aproximadamente 630 mil toneladas, um aumento de 31,1% em relação ao ano anterior. Destes, cerca de 545 mil toneladas são provenientes da aquicultura continental, representando um aumento de 38% em relação ao ano anterior. A região Sul (28,2%) lidera o ranking de produção seguido pela região Nordeste (24,7%) sendo a tilápia (253.824,1 t.) e o tambaqui (111.084,1 t.) as duas espécies mais produzidas (BRASIL, 2013).

Na produção da aquicultura continental da região Nordeste, o estado do Ceará é maior produtor, representando 48%, seguido pela Bahia com 21%, Alagoas com 12% e

Sergipe com 6%, gerando um total de 1792 postos de trabalho diretos e indiretos (BANCO DO NORDESTE, 2012). Em 2004, o estado de Alagoas apresentou um número estimado de 200 produtores e uma produção de cerca de 6,5 mil toneladas de pescado provenientes da piscicultura continental, principalmente em viveiros escavados (ALAGOAS, 2008). O estado de Sergipe possui grande potencial para a atividade devido a sua rede hidrográfica composta por 5 bacias: Rio Piauí e Rio Real; Rio Vaza-Barris; Rio Sergipe; Rio Japaratuba e; Rio São Francisco. Sua produção está baseada em sistemas extensivos, com pisciculturas familiares. A principal espécie produzida no estado é o tambaqui, que em 2007 atingiu uma produção de 964 toneladas estimada em R\$ 2.892.000,00 seguida pelo curimatã-pacu, com 687 toneladas estimada em R\$ 2.061.000,00 (SERGIPE, 2011).

Os principais entraves da atividade são: falta de investimentos, tecnologia, insumos adequados, logística e mercado (BRASIL, 2011) além da falta de organização do setor produtivo, alta carga tributária, restrições ambientais, dificuldade no acesso ao crédito, falta de políticas públicas, falta de assistência técnica e extensão rural (OSTRENSKY *et al.*, 2008).

4.2. Bacia do rio São Francisco

O rio São Francisco nasce no estado de Minas Gerais, na Serra da Canastra, e deságua entre os estados de Sergipe e Alagoas, no oceano Atlântico. Apresenta extensão de 2.863 km, área de drenagem de 639.219 km² e vazão média de 2.830 m³/s. Possui uma população de 16.144.032 milhões de pessoas divididas entre a área urbana (11.552.964) e rural (4.591.068) (BRASIL, 2006; BRASIL, 2012; BRASIL, 2015). Sua bacia hidrográfica banha os estados da Bahia (48,2%); Minas Gerais (36,8%); Pernambuco (10,9%); Alagoas (2,2%); Sergipe (1,2%); Goiás (0,5%) e; Distrito Federal (0,2%) com um total de 504 municípios localizados nas áreas da bacia (BRASIL, 2004). A bacia é dividida em quatro regiões: o Alto São Francisco que vai das nascentes até a cidade de Pirapora com área de 111.804km²; Médio São Francisco vai de Pirapora até Remanso com área de 339.763km²; Sub-Médio São Francisco vai de Remanso até Paulo Afonso com área de 155.637km²; Baixo São Francisco vai de Paulo Afonso até sua foz com área de 32.013km² (BRASIL, 2004; BRASIL, 2006; CBHSF, 2015). A maior concentração populacional está na região do Alto (49,5%) e Médio São Francisco (24,8%), seguidas pelo Sub-Médio (15,6%) e o Baixo São Francisco (10,1%) (BRASIL, 2015).

O desmatamento, a urbanização, a expansão da indústria e a mecanização na agricultura são os principais fatores de pressão sobre a qualidade e quantidade de água na região. O uso racional da água é de extrema importância para garantir o acesso aos

recursos hídricos tanto no presente como para as próximas gerações (BRASIL, 2009). Além disso, as hidrelétricas instaladas ao longo do curso do rio e as obras de transposição são questões importantes para o uso da água, pois estas acabam diminuindo sua vazão.

Apesar disso, a bacia hidrográfica do rio São Francisco possui boas características para o cultivo de peixes e tem sido reconhecida como a região do país com maior potencial para piscicultura de águas interiores da América Latina (PACHECO; LIRA, 2009), devido a qualidade da água com níveis de oxigênio dissolvido adequado, menor amplitude térmica, solo adequado, localização geográfica privilegiada e instituições articuladas para incentivar as atividades aquícolas (ALAGOAS, 2008, CODEVASF, 2011).

4.3. A região do Baixo rio São Francisco

A região do Baixo São Francisco compreende a área desde o município de Paulo Afonso na Bahia até a foz do rio, na divisa dos estados Alagoas e Sergipe, com área de 32.013km² e 1,37 milhões de habitantes (BRASIL, 2004; CBHSF, 2015). Apresenta temperatura média anual de 25 °C, evaporação de 1500 mm anual e precipitação média anual de 1.300 a 500 mm. A distribuição anual de chuvas é peculiar sendo que, na planície costeira, se distribuem por todo o ano com maiores concentrações no outono e inverno, já no interior, a chuva ocorre nos meses de verão (BRASIL, 2012)

O estado de Alagoas apresenta 2,2% da área da bacia com 7,5% da população total sendo os municípios de Igreja nova, Penedo, Porto Real do Colégio, São Bráz os principais praticantes da piscicultura. Os municípios de Igreja Nova e Porto Real do Colégio são os que apresentam a piscicultura desenvolvida, na grande maioria de pequenos produtores, com maior concentração nos perímetros irrigados da CODEVASF de Boacica no município de Igreja Nova e Itiúba no município de Porto Real do Colégio. As pisciculturas são de pequeno porte, geralmente em regime familiar (ALAGOAS, 2008).

Já o estado de Sergipe ocupa 1,3% da área da bacia com 2,2% da população total (BRASIL, 2012). No estado de Sergipe são 245 km de calha do rio São Francisco, além do clima favorável e qualidade de água, relevo e solo tornam a região do Baixo rio São Francisco uma área com grande potencial para o desenvolvimento da atividade no Brasil. (SERGIPE, 2011). Segundo o Plano de Desenvolvimento do Arranjo Produtivo Local de Piscicultura do Baixo São Francisco Sergipano (2011), os municípios de Cedro de São João,

Ilha das Flores, Japoatã, Neópolis, Pacatuba, Propriá e Telha integram a região do Baixo São Francisco Sergipano. Essa área é a sexta mais populosa do estado com cerca de 97 mil habitantes e um PIB de R\$ 619.457,00.

O início das atividades de piscicultura ocorreu a partir da década de 1970, com a construção de barragens onde a população ribeirinha foi incentivada a criar peixes em cativeiro por iniciativa da CODEVASF, principalmente em viveiros escavados, pois na região existem perímetros irrigados criados para o plantio de arroz que foram readequados para a produção de peixes. São três perímetros irrigados (Propriá, Cotinguiba/Pindoba e Betume) com um total de 67 lotes destinados a criação de peixes e outras culturas (SERGIPE, 2011).

Em 1999, a Alagoas Master Plan (ALMASTER, 1999) indicou um potencial de produção para a região de 300 mil toneladas de pescado/ano, com uma área potencial de criação de 60 mil ha e geração de 40 mil empregos diretos e 120 mil indiretos. Atualmente a piscicultura no Baixo São Francisco está baseada no sistema semi-intensivo (viveiros escavados) e com a adição de fertilizantes orgânicos (dejetos de animais existentes nas propriedades). Com o auxílio do estado de Alagoas através do Programa “Alagoas Mais Peixe” e também do 4º e 5º distritos da CODEVASF localizados em Neópolis e Porto Real do Colégio, a produção de peixes está sendo estimulada na região.

4.4. O tambaqui

O *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) pertence a classe Actinopterygii, ordem dos Characiformes, família Characidae e subfamília Serralmidae. É um peixe nativo da bacia Amazônica e do Orinoco, popularmente chamado de tambaqui (Figura 1). É considerado o segundo maior peixe da região, podendo chegar a 30 kg e atingir tamanho máximo de 108 cm (GOULDING; CARVALHO, 1982). Possui hábito alimentar onívoro e quando juvenil, costuma ficar em águas escuras de planícies inundadas onde se alimenta de zooplâncton, insetos, caramujos e plantas. Na fase adulta, ao atingir sua maturidade sexual, se abriga em florestas inundadas durante as cheias, alimentando-se principalmente de sementes e frutos. Em condições de cultivo pode atingir entre 1-1,5 quilo em 9-12 meses, e sua reprodução pode ser induzida através da utilização de hormônios (WOYNAROVICH; HORVATH, 1983; ZANIBONI-FILHO; BARBOSA, 1996) garantindo oferta constante de alevinos para a aquicultura.



Figura 1 – Exemplar de tambaqui (*C. macropomum*) cultivado na região do Baixo rio São Francisco.

Dentre os Characideos, o *C. macropomum* representa um importante recurso alimentar (GOULDING; CARVALHO, 1982), sendo a espécie nativa mais produzida em cativeiro, atingindo uma produção de aproximadamente 110 mil toneladas em 2011 (BRASIL, 2013). Esta espécie vem sendo utilizada para cultivo em viveiros devidos a características como fácil adaptação ao cativeiro, aceitação de rações comerciais, rusticidade no manejo, resistência às doenças, domínio de seu ciclo de vida (ARAÚJO-LIMA; GOMES, 2010), além de carne saborosa e atrativa.

Em 2007, o estado de Sergipe produziu aproximadamente 1000 toneladas de tambaqui, gerando valores de cerca de 2,9 milhões de reais, representando a espécie mais produzida no estado.

4.5. Sanidade de peixes

O aumento do número de pisciculturas associado à intensificação da produção tem feito com que os produtores se preocupem com a sobrevivência, a sanidade e a qualidade dos peixes. Mortalidades de peixes decorrem em sua grande parte pelo estresse provocado nesses sistemas de criação, que muitas vezes, não são acompanhados por técnicos capacitados na identificação das doenças e na tomada de medidas profiláticas ou terapêuticas (FUJIMOTO, 2005).

A contaminação dos viveiros pode ocorrer via água de abastecimento, rações ou equipamentos contaminados, introdução de peixes sem prévia quarentena, e por outros animais (répteis, anfíbios, aves piscívoras e moluscos) (PAVANELLI *et al.*, 1998). Além disso, o ambiente aquático possui características que facilitam a propagação e distribuição de organismos patogênicos.

Em condição de cativeiro, os peixes estão expostos a agentes estressores geralmente vinculados a manejos inadequados, possibilitando infecções parasitárias devido às complexas interações entre ciclo de vida parasitário e tais agentes, alterando a dinâmica de ocorrência de doenças e afetando diretamente os hospedeiros (LAFFERTY; KURIS 1999).

Os peixes possuem uma fauna parasitaria diversa e caso não sejam tomadas medidas profiláticas e manejos sanitários adequados, podem ocorrer diversas enfermidades, onde os surtos epizooticos, relacionados a parasitoses, são a causa mais comum de prejuízos econômicos em pisciculturas. Dentre os parasitos de peixes, destacam-se os protozoários, mixosporídeos, Monogenea, digenéticos, nematoides, cestoides, acantocéfalos e crustáceos (PAVANELLI *et al.*, 1998; THATCHER 2006, PAVANELLI *et al.*, 2013).

4.5.1. Protozoa

Os protozoários podem ser parasitos obrigatórios ou comensais, tornando-se patogênicos principalmente quando há desequilíbrio na relação hospedeiro-parasita-ambiente (KUBITZA; KUBITZA, 2004). Fatores como qualidade da água, temperatura e densidade de estocagem podem ser prejudiciais ao cultivo, provocando imunossupressão, deixando-os susceptíveis a infecções secundárias. Dentre os protozoários, *Piscinoodinium pillulare*, *Trichodina* sp., *Ichthyobodo* sp. e *Ichthyophthirius multifiliis* são os que apresentam maiores problemas quanto a doenças em peixes de cultivo.

O *P. pillulare* não possui especificidade parasitária, atacando brânquias e superfície corporal de peixes de água doce, sobretudo os de águas tropicais (KUBITZA; KUBITZA, 2004). As formas jovens são infectantes, penetrando nas células do hospedeiro por meio de estruturas denominadas rizocistos, provocando alterações estruturais e consequente morte celular. Os peixes infectados passam a apresentar o comportamento de se rasparem em pedras ou na parede dos tanques (*flashing*), causando hemorragias petequiais no tegumento, produção excessiva de muco, anorexia, hiperplasia branquial e redução da capacidade respiratória (PAVANELLI *et al.*, 1998).

Os protozoários ciliados do gênero *Trichodina* estão normalmente presentes em tanques de piscicultura, porém em ambientes com excesso de matéria orgânica podem se

reproduzir rapidamente e causar surtos de doenças (ONAKA, 2006). Normalmente parasitam a superfícies do corpo, nadadeiras e brânquias, provocando petequias e desintegração do epitélio frequentemente tais lesões são porta de entrada para infecções secundárias de origem fúngica e bacteriana (THATCHER, 2006). Grano-Maldonado *et al.* (2011) constataram altas mortalidades em enguias no norte da Espanha devido a associação entre *Trichodina* sp. e *I. multifiliis*, e em Goiás surtos de *P. pillulare* ocasionaram altas taxas de mortalidade em peixes (SANT'ANA *et al.*, 2012).

4.5.2. Myxozoa

Os Myxozoa são endoparasitas que podem infectar qualquer órgão e/ou tecido do peixe, podendo ser histozóicos (encontrado intracelularmente ou intercelularmente) e celozóicos (encontrados na cavidade dos órgãos) (MOREIRA, 2013), sendo o *Myxobolus* sp. e *Henneguya* sp. os mais comuns. Os Myxozoa possuem ciclo de vida heteroxênico envolvendo anelídeos que se alimentam de mixósporos da água, terminando em um vertebrado, geralmente peixes, anfíbios e répteis (KUBITZA; KUBITZA, 2004). A mixosporídiase pode provocar lesões, hipertrofia no fígado, distensão abdominal, perda de equilíbrio, dificuldade de natação, redução do crescimento, inflamação e hiperplasia dos tecidos conjuntivo e epitelial, destruição de células musculares e formação de nódulos macroscópicos (cistos) (PAVANELLI *et al.*, 1998). Quando associados a outros parasitos branquiais pode haver grande comprometimento da função respiratória do hospedeiro, resultando em altas taxas de mortalidade. Surtos de *Henneguya* spp. foram registrados em pacus no Sudoeste de Goiás, com mortalidade de 100% de mortalidade dos peixes infectados (SANT'ANA *et al.*, 2012).

4.5.3. Monogenea

Os Monogenea são ectoparasitas hermafroditas de ciclo de vida direto, com alta especificidade parasitária, infestando principalmente as brânquias, superfície corporal e narinhas (THATCHER, 2006). Apresentam forma alongada, ovoidal ou circular medindo de 1 mm a 3 cm, e sua principal característica morfológica é a presença de um aparelho de fixação localizado na região posterior do corpo denominado haptor (THATCHER, 2006). Podem parasitar tanto peixes marinhos quanto dulcícolas e pertencem a basicamente duas grandes famílias: Dactylogyridae e Gyrodactylidae (PAVANELLI *et al.*, 1998).

Os Dactylogyridae são ovíparos e costumam parasitar as brânquias sendo predominantes em peixes teleósteos, enquanto os Gyrodactylidae são vivíparos e costumam parasitar a superfície corporal dos peixes (KUBITZA; KUBITZA, 2004). A reprodução dos Monogenea é favorecida pelo aumento da densidade populacional dos tanques, pelo nível

de oxigênio na água dos viveiros e pela elevada temperatura (TURGUT, 2011; MODU *et al.*, 2012)

Doenças causadas por Monogenea estão entre as mais importantes para a piscicultura, sendo responsáveis por perdas econômicas, especialmente quando associados a infecções secundárias (XU *et al.*, 2007) apresentando grau de severidade que vai desde leve, sem resposta tecidual incrementada até um parasitismo grave com hiperplasia, focos necróticos, edema, desprendimento do epitélio e ruptura de células (PAVANELLI *et al.*, 1998). Quando fixados à superfície corporal, as lesões são menos acentuadas sendo que as infecções secundárias, por bactérias e/ou fungos, são mais graves. Embora ocorra a manifestação subclínica do parasita, ambientes com grande densidade de peixes, deterioração da água e presença de outros agentes estressores favorecem a infestação (ONAKA, 2006). Assim, surtos epizooticos são resultados do desequilíbrio entre hospedeiro, parasita e ambiente (VARGAS, 2001). Moreira *et al.* (2013) observaram mortandade maciça em juvenis de *Rachycentron canadus* num surto ocasionado pelo Monogenea *Neobenedenia melleni* associado ao dinoflagelado *Amyloodinium ocellatum*.

4.5.4. Trematoda

São endoparasitas com ciclo de vida complexo, sendo a maioria hermafrodita com ventosas oral e ventral podendo infectar todos os órgãos sendo mais comum no trato digestório e tecido subcutâneo (THATCHER, 2006). As metacercárias podem atacar os olhos e também causar infecção cutânea além de deformação na coluna vertebral, tumor cerebral, necroses, alterações comportamentais e ocasionar a morte. As infecções por metacercárias são mais prejudiciais que a de indivíduos adultos que podem provocar a diminuição do crescimento e alterações morfológicas dificultando a comercialização. (KOHN *et al.*, 2013)

4.5.5. Nematoda

Os nematoides são vermes cilíndricos e alongados, possuem corpo não segmentado podendo ter comprimento de alguns milímetros a aproximadamente 2 centímetros, com um aparato bucal bem desenvolvido, se alimentam de tecidos e fluidos corporais dos hospedeiros. Podem ser encontrados na superfície corporal, alojados em cistos no tecido muscular, intestino, órgãos ou tecidos viscerais (KUBITZA; KUBITZA 2004).

Possuem ciclo de vida complexo necessitando de um hospedeiro intermediário para completar seu ciclo de vida. Podem causar espoliações no trato digestório, e quando em grandes quantidades podem levar a obstrução intestinal. Os crustáceos são hospedeiros

intermediário, sendo considerados vetores destes parasitos (PAVANELLI *et al.*, 1998; SANTOS *et al.*, 2013)

4.5.6. Cestoda

Vermes chatos com tamanho variado, sem boca e intestino, se alimentando através da absorção de nutrientes pela pele. Seu ciclo de vida é heteroxênico, necessitando de um ou mais hospedeiros intermediários (crustáceos e peixes) tendo as aves e os mamíferos como hospedeiros definitivos. Geralmente são encontrados no intestino e cecos pilóricos dos peixes (KUBITZA; KUBITZA, 2004).

As larvas podem ser encontradas encistadas em todos os órgãos, e quando alojadas no intestino provocam hemorragia e reações inflamatórias diminuindo assim a capacidade de absorção de nutrientes além dos indivíduos adultos causarem danos a parede intestinal devido ao aparato de fixação (PAVANELLI *et al.*, 1998; THATCHER, 2006). Adultos são encontrados no lúmen intestinal ou cecos pilóricos dos peixes. A infecção por larva plerocercóides causa consequências mais graves que a infecção por indivíduos adultos (PAVANELLI *et al.*, 2013).

4.5.7. Acantocephala

São encontrados no intestino e possuem uma estrutura de fixação denominada probóscide. Apresentam dimorfismo sexual e seu ciclo de vida necessita de um hospedeiro intermediário que podem ser crustáceos isópodes e/ou anfípodes tendo o peixe como hospedeiro definitivo ou paratênico. Podem provocar desnutrição a partir de lesões intestinais ulcerativas com hemorragia e necrose (PAVANELLI *et al.*, 1998). Na região norte, problemas com altas taxas de mortalidade vêm sendo relatados pelo parasitismo de acantocéfalos em tambaquis, causando grandes prejuízos econômicos (CHAGAS *et al.*, 2015).

4.5.8. Crustacea

Os crustáceos, através de sua estrutura de fixação, podem causar o comprometimento das brânquias por oclusão da circulação branquial com necrose e na superfície corporal podem causar lesões na epiderme, derme e músculos agindo como porta de entrada para infecções secundárias. As consequências mais severas são a perda de peso, redução na taxa de crescimento e alterações no comportamento (PAVANELLI *et al.*, 1998). Dentro do subfilo Crustacea, pode-se destacar as subclasses Branchiura e Copepoda.

Os principais parasitos Branchiura são o *Argulus* e *Dolops*, pequenos crustáceos com formato de carapaça ovóide, côncava (LIMA *et al.*, 2013) conhecidos como piolho de peixe, se fixando a superfície corporal do hospedeiro através de ventosas e alimentando-se de fluidos corporais com o auxílio de uma estrutura chamada probóscide (KUBITZA; KUBITZA, 2004). Causam efeitos inflamatórios, lesões ulcerativas com hipersecreção de muco. Possuem enzimas digestivas tóxicas com ação citolítica provocando lesões ulcerosas agindo principalmente como porta de entrada para infecções secundárias (PAVANELLI *et al.*, 1998).

Dentre os copépodes, os ergasilídeos são parasitas pequenos, semelhantes aos copépodes de vida livre com modificação na segunda antena em ganchos usados para fixação (LIMA *et al.*, 2013). São encontrados nas brânquias e no epitélio bucal dos peixes causando dificuldades respiratórias, anemia e em altas infestações, mortalidades severas (KUBITZA; KUBITZA, 2004). Os Lerneídeos podem medir até 12 mm de comprimento. A principal espécie parasita é a *Lernaea cyprinacea*, suspeita-se que a sua entrada no ambiente aquático brasileiro tenha ocorrido pela importação de carpas húngaras contaminadas. Já sua ampla ocorrência, decorre de sua adaptabilidade a diversos ambientes somado à sua baixa especificidade parasitária (ONAKA, 2005). No hospedeiro encontram-se na superfície do corpo, brânquias, nadadeiras, boca e raramente nos órgãos internos. Em sua fase jovem é denominada copepodito causando danos às brânquias devido à sua intensa movimentação (MARTINS; SOUZA-JUNIOR, 1995). Em altas infestações podem causar anemias e mortalidade de alevinos, já em peixes adultos não é frequente (KUBITZA; KUBITZA, 2004). Na Amazônia peruana foram observados surtos do copépodo *Perulernaea gamitanae* atingindo taxas de mortalidade de 100% (DELGADO *et al.*, 2011) e prevalências de 100% em uma piscicultura no estado do Amapá (TAVARES-DIAS *et al.*, 2011).

4.6. Sanidade de tambaquis

Os principais parasitas de tambaqui reportados por Eiras *et al.* (2010) são: os Monogenea *Anacanthorus spathulatus* Kritsky, Thatcher e Kayton, 1979, *A. penilabiatus* Boeger, Husak & Martins 1995, *Notozotheciun janauachensis* Belmont-Jégu *et al.*, 2004, *Linguadactyloides brinkmanni* Thatcher; Kritsky, 1983 e *Mymarothecium boegeri* Cohen; Kohn, 2005; um digenea da família Paramphistomidae; larva de cestoda da família Proteocephalidae; o isópode *Braga* sp.; os nematoides *Spirocamallanus inopinatus* Travassos Artigas & Pereira, *Spirocamallanus* spp., *Chabaudinema americana* Diaz-Ungria, 1968, *Cucullanus colossomi* Diaz Ungria, 1968, e *Procamallanus* sp.; os branchiuras *Dolops carvalhoi* Lemos de Castro, 1949, *Argulus chicomendesi* Malta & Varella, 2000 e *A.*

multicolor Stekhoven, 1937; os copépodos *Gamidactylus jaraquensis* Thatcher & Boeger 1984 e *Perulernaea gamitanae* Thatcher & Paredes 1985; o mixosporídeo *Henneguya piaractus* Martins & de Souza 1997 e o protozoário ciliado *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet, 1876.

Também foram encontrados em tambaquis os parasitos dinoflagelado *Piscinoodinium pilulare* (Schäperclaus, 1954) Lom, 1981 (SANTOS *et al.*, 2013), Monogenea *Mymarothecium viatorum* Boeger, Piasecki & Sobecka 2002 (GODOI *et al.*, 2012), em híbridos tambacu (*Colossoma macropomum* x *Piaractus mesopotamicus*) os acantocéfalos *Neoechinorhynchus buttnerae* Golvan 1956 (SILVA *et al.* 2013), em tambatinga (*Colossoma macropomum* x *Piaractus brachypomus*): *Trichodina* sp. e *Tetrahymena* sp. (DIAS *et al.*, 2015).

4.7. Fatores de risco

Apesar da variada fauna parasitária encontrada no tambaqui, os trabalhos se limitam a identificação dos agentes patogênicos, muitas vezes sem relacioná-los aos riscos associados a esse parasitismo para a produção em cativeiro. À medida que se intensifica a produção, a análise dos riscos associado às doenças é de fundamental importância para permitir a sustentabilidade da cadeia de forma a gerir os riscos, diminuindo custos e aumentando os lucros.

Nesse sentido, Wagner (1998) definiu que fator de risco é a denominação usada em epidemiologia para designar uma variável que se supõe estar associada a um determinado desfecho onde os indivíduos que apresentam o suposto fator de risco são ditos “expostos”. Na aquicultura, tais fatores de risco são expressos por manejos inadequados adotados ou até mesmo a falta de manejo que podem vir a causar problemas sanitários e consequentemente econômicos (BARTHOLOMEW; KERANS, 2015).

A aquicultura pode gerar impactos ambientais representando riscos e perigos tanto para o seu desenvolvimento e gestão quanto para o ambiente e a sociedade, principalmente quanto à eutrofização da água, introdução de espécies não-nativas, de organismos geneticamente modificados e principalmente das doenças que, a depender da frequência de ocorrência e magnitude de propagação, podem ser consideradas de alto risco pelos impactos econômicos e sociais gerados (REANTASO *et al.*, 2006). As análises relacionadas aos fatores de risco raramente avaliam as evidências da susceptibilidade das espécies cultivadas e selvagens ao parasitismo, sendo a falta de dados o principal entrave para as análises que priorizem a identificação de pontos críticos (PEELER *et al.*, 2007).

O aparecimento de enfermidades está relacionado a um desequilíbrio na tríade parasito-hospedeiro-ambiente (PAVANELLI *et al.*, 1998; TORANZO *et al.*, 2004). Dessa forma, a simples presença dos parasitos no ambiente não é fator único para desencadear um surto em criações. A susceptibilidade dos peixes à parasitoses é variável e está relacionada a fatores como a qualidade de água, temperatura, densidade de estocagem, particularidades das espécies cultivadas e variações individuais. Ainda, situações de estresse, sejam elas de origem mecânica, fisiológica ou química, podem levar à diminuição da produção de muco, com consequente redução dessa barreira natural, facilitando a entrada e instalação de agentes patogênicos (PAVANELLI *et al.*, 1998; KUBITZA; KUBITZA, 2004).

Manuais de boas práticas recomendam manejos específicos que auxiliam na manutenção de um cultivo saudável e economicamente viável (BRASIL, 2003). Procedimentos como a desinfecção de viveiros, disposição correta de entrada e saída de água, densidades apropriadas, quarentenas e aclimação podem diminuir drasticamente a possibilidade de ocorrência de surtos parasitários. Assim, as relações entre fatores de risco e parasitismo devem ser investigadas profundamente, pois só este tipo de informação será útil para o controle sanitário efetivo e o aumento na produção, gerando mais renda, estimulando os produtores e consequentemente fortalecendo a atividade.

5. MATERIAL E MÉTODOS

5.1. Pontos de Coleta

Foram escolhidas dez propriedades situadas nos municípios de Porto Real do Colégio (n=3) e Igreja Nova (n=3) em Alagoas e no município de Propriá (n=4) no estado de Sergipe (Figura 2).



Figura 2. Distribuição das propriedades analisadas (P) nos estados de Alagoas e Sergipe.

5.2. Procedimentos de coleta

Em cada propriedade, foram realizadas duas coletas ao longo de um ano distribuídas entre Junho a Julho/2014 (chuva, $n=10$) e Setembro/2014 a Março/2015 (Estiagem, $n=7$). Em cada coleta foram capturados 15 peixes, com rede de arrasto ou tarrafa, e acondicionados em toneis plásticos de 100 litros com água do respectivo viveiro e aeração constante, os indivíduos foram transportados até a unidade da EMBRAPA – Tabuleiros Costeiros (Aracaju – SE) para realização das análises parasitológicas. No momento da captura foi realizado um exame macroscópico para avaliação de parasitos visíveis a olho nu na superfície corporal.

Durante a coleta, foram mensurados os parâmetros de qualidade de água como: pH (AKROM KR20®), temperatura e níveis de oxigênio dissolvido (YSI 550A®), condutividade (YSI 30®) e transparência (utilizando disco de Secchi). Também foram aplicados questionários semi-estruturados (Anexo III) com os proprietários e funcionários para análise dos aspectos de instalações e manejo adotados.

5.3. Análise parasitológica

No laboratório, todos os peixes foram previamente anestesiados (eugenol:álcool, 1:10 por aspersão nas brânquias) para realização de biometria, seguida de eutanásia por secção medular, sob parecer do comitê de ética 003/2014 CEUA-UFGD (Anexo II), e posterior análise parasitológica. De cada peixe foram analisados muco, brânquias, fígado, rim, cecos pilóricos, intestino, estômago, vesícula gasosa ou bexiga natatória e fragmento da porção dorsal do músculo. Os parasitas protozoários foram visualizados, fixados em lâmina e corados segundo procedimentos de Eiras *et al.* (2006) para identificação até o menor nível taxonômico possível.

Os arcos branquiais foram removidos e examinados imediatamente em microscópio e estereomicroscópio, em seguida foram imersos em água quente (60 °C) e fixados em formol 10%. O trato digestório foi removido, e analisado com auxílio de esteromicroscópio (Coleman NSZ-405) e microscópio (Coleman N-120) sendo o conteúdo fixado em AFA (álcool:formol:ácido acético). Os demais órgãos tiveram frações analisadas imediatamente com auxílio de microscópio. A metodologia utilizada na coleta, fixação e preparação dos parasitos para identificação seguiu recomendações de Eiras *et al.* (2006), sendo posteriormente identificados até o menor nível taxonômico possível com auxílio de literatura específica (e.g. THATCHER, 2006; COHEN *et al.*, 2013).

5.4. Análises estatísticas

Após a quantificação dos parasitas em seus respectivos sítios, foram determinados alguns índices parasitológicos de acordo com o proposto por Bush *et al.* (1997): Intensidade Média de Infecção ($IM = \text{n}^\circ \text{ total de parasitas} / \text{n}^\circ \text{ total de hospedeiros infectados}$) e Prevalência ($P = (\text{n}^\circ \text{ total de hospedeiros infectados} / \text{n}^\circ \text{ total de hospedeiros}) \times 100$). Os protozoários e mixosporídeos não foram contados, portanto não foi determinada a intensidade média de infecção. Foi realizada correlação de Spearman entre os fatores bióticos e abióticos com as prevalências e intensidade média dos parasitos sendo considerada significativa quando $p < 0,05$. Para tanto foi utilizado o critério de que somente prevalências maiores que 1% e intensidade média maiores que 100 foram utilizadas para essa análise. Também foi utilizado o teste T para analisar diferenças entre prevalência parasitária e fases de coleta (estiagem e chuva). Em cada piscicultura foram aplicados questionários semiestruturados (Anexo III) para construção do cenário produtivo da criação relacionados à infraestrutura e manejo, que serviram de base para o cálculo de “Odds

Ratio". Para tanto foi utilizada como variável dependente a prevalência de cada parasito encontrado e como variáveis independentes as informações de infraestrutura e manejo (escassez de água, consórcio com porcos, ausência de desinfecção, ausência da raspagem do fundo, densidade maior que 1 peixe/m³, ausência de entrada e saída de água individual e realização de biometrias). Após a análise, foi aplicado o teste do qui-quadrado ($p < 0,01$) para definição do risco (MALCON *et al.* 2003). Parasitos com prevalências $\leq 2\%$ foram excluídos dessa análise e "Odds Ratio" menores que 1 não foram considerados riscos significativos. As análises foram realizadas com auxílio do software ®BioEstat 5.0.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALAGOAS. Secretaria de Estado do Planejamento e Desenvolvimento Econômico. APL de piscicultura do delta do São Francisco. 2008. PAPL/SEPLAN/SEBRAE, 2008.

ALMASTER PLAN-Alagoas Master Plan. Oportunidades de negócios em Alagoas. Maceió: ALMASTER, PETROBRAS, ADTP, 1 CD-ROM; 1999.

ARAÚJO-LIMA, C.A.; GOULDING, M. Os frutos o tambaqui: ecologia, conservação e cultivo na Amazônia. Sociedade Civil Mamirauá. Brasília-CNPQ, Tefé, Amazonas; 1998.

ARAÚJO-LIMA, CARM.; GOMES, LC. Tambaqui (*Colossoma macropomum*). In: Espécies nativas para piscicultura no Brasil. Santa Maria: UFSM, 2010, p.175-204.

BANCO DO NORDESTE. Pesca e aquicultura do nordeste. 2012. [Acessado em 30 out 2015]. Disponível em: http://www.desenvolvimento.ifal.edu.br/observatorio/sugest_leitura/pesca_e_aquic/at_download/file

BARTHOLOMEW, JL.; KERANS, B. Risk assessments and approaches for evaluating myxozoan disease impacts. In: OKAMURA B, GRUHL A, BARTHOLOMEW J. Myxozoan evolution, ecology and development. Springer International Publishing. 2015; p: 379-395.

BOSCARDIN, N. R. A produção aquícola Brasileira. In: OSTRENSKY, A. *et al.*, Aquicultura no Brasil. O desafio é crescer. Brasília: Secretaria Especial de Aquicultura e Pesca/FAO, 2008, p.27-72.

BRASIL. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Boas Práticas de Manejo para a produção de peixes em tanques-rede. Corumbá. 2003

BRASIL. Ministério da Integração Nacional. Projetos de integração do rio São Francisco com Bacias hidrográficas do nordeste setentrional. MIN. 2004; 136p.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. Caderno da Região Hidrográfica do São Francisco. MMA. 2006; 152p.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. Ações de revitalização na bacia hidrográfica do rio São Francisco. MMA. 2009. 178 p.

BRASIL. Ministério da Pesca e Aquicultura. Dinâmica econômica da aquicultura e pesca – Território sul catarinense. MPA. 2011. 103p.

BRASIL. Tribunal de Contas da União. Relatório de auditoria operacional - Programa de revitalização da bacia hidrográfica do rio São Francisco. TCU. 2012; 68p.

BRASIL. Ministério da Pesca e Aquicultura. Boletim Estatístico da Pesca e Aquicultura 2011. MPA. 2013; 60p.

BRASIL. Agência Nacional das Águas. Conjuntura dos Recursos Hídricos no Brasil: regiões hidrográficas brasileiras. ANA. 2015; 164p.

BUSH, A. O., LAFFERTY, K. D., LOTZ, J. M. & SHOSTAK, A. W. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* Rev. J. Parasitol., v. 83, p. 575-583 1997.

CBHSF. COMITÊ DA BACIA HIDROGRÁFICA DO RIO SÃO FRANCISCO. CBHSF [online]. 2015. [acessado em 21 out 2015]. Disponível em: <http://cbhsaofrancisco.org.br/a-bacia/>

CHAGAS, E.C.; MACIEL, P.O.; AQUINO-PEREIRA, S.L. Infecções por acantocéfalos: um problema para a produção de peixes. In: Tavares-Dias, M. Manejo e sanidade de peixes de cultivo. 1 ed. Embrapa, Amapá, 2015, p. 33-46.

CODEVASF, 2011. Piscicultura é alternativa para economia do baixo São Francisco. [Acesso em novembro 2011]. Disponível em: www.aquiacontece.com.br

COHEN, S.C.; JUSTO, M.C.N.; KOHN, A. South American Monogenoidea parasites of fishes, amphibians and reptiles. Ed. Oficina de Livros, Rio de Janeiro, 2013, 659 p.

DELGADO, P.Q.; DELGADO, J.P.M; ARENAS, J.V.; ORBE, R.I. Massive infestation by *Perulernaea gamitanae* (Crustacea: Cyclopoida: Lernaidae) in juvenile gamitana, cultured in the Peruvian Amazon. Veterinária México, 2011, 42:59-64.

DIAS, M.K.R.; NEVES, L.R.; MARINHO, R.G.B.; PINHEIRO, D.A.; TAVARES-DIAS, M.. Parasitismo em tambatinga (*Colossoma macropomum* x *Piaractus brachypomus*, Characidae) cultivados na Amazônia, Brasil. Acta Amazonica, 2015, 45: 231-238.

EIRAS, J. C., TAKEMOTO, R. M AND PAVANELLI, G. C. Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes. 2ª ed. revisada e ampliada, EDUEM, Maringá, 2006, p. 143

FAO. The State of food and agriculture, Roma, 2013.

FAO. The State of World fisheries and aquaculture 2012, On line, Roma, 2012.

FAO. FAOSTAT – Consumption of fish and fishery products. 2015 [Acessado em dezembro de 2015]. Disponível em: <http://faostat.fao.org/site/610/DesktopDefault.aspx?PageID=610#ancor>

FUJIMOTO, R.Y.; CASTRO, M.P.; MORAES, F.R.; Gonçalves, F.D. Efeito da suplementação alimentar com cromo trivalente em pacu, *Piaractus mesopotamicus*

(Holmberg, 1887), mantido em diferentes densidades de estocagem. Parâmetros fisiológicos. B. Inst. Pesca 2005; 31(2): 155-162.

GEORGIADIS, M.P., GARDNER, I.A. HEDRICK, R.P. The role of epidemiology in the prevention, diagnosis, and control of infectious diseases of fish. Preventive Veterinary Medicine 2001; 48(4): 287-302.

GODOI, MMIM.; ENGRACIA, V.; LIZAMA, MLAP.; TAKEMOTO, RM. Parasite-host relationship between the tambaqui (*Colossoma macropomum* Curvier 1818) and ectoparasites, collected from fish farms in the City of Rolim de Moura, State of Rondônia, Western Amazon, Brazil. Acta Amazonica. 2012. 42(4): 515-524.

GOULDING, M.; CARVALHO, M.C. Life and management of the tambaqui (*Colossoma macropomum*, Characidae): an important Amazonian food fish. Rev. Bras. Zool. 1982; 1(2): 107-133.

GRANO-MALDONADO, MI.; GISBERT, E.; HIRT-CHABBERT, J.; ROQUE, A.; BRON, JE.; SHIN, AP. An infection of *Gyrodactylus anguillae* Ergens, 1960 (Monogenea) associated with the mortality of glass eels (*Anguilla anguilla* L.) on the north-western Mediterranean Sea board of Spain. *Veterinary Parasitology*. 2011; 180: 323-331.

KLESZIUS, P.; ROGERS, W. Parasitism of catfish and other farm raised food fish. Journal of A. Vet. Med. Assoc. 1995; 207(11): 1473-1478.

KOHN, A.; COHEN, SC.; JUSTO, MCN.; FERNANDES, BMM. Digenea. In: PAVANELLI GC, TAKEMOTO RM, EIRAS, JC. Parasitologia de peixes de água doce do Brasil. Maringá: UEM; 2013. p. 301-316.

KUBITZA, F.; KUBITZA, LMM. Principais Parasitoses e Doenças dos Peixes Cultivados. 4ª ed. Acqua. 2004.

LAFFERTY, KD.; KURIS, AM. How environmental stress affects the impacts of parasites. Limnol. Oceanogr. 1999. 44(3): 925-931.

LIMA, FS.; CASALI, GP.; TAKEMOTO, RM. Crustacea. In: PAVANELLI GC, TAKEMOTO RM, EIRAS, JC. Parasitologia de peixes de água doce do Brasil. Maringá: UEM; 2013. p. 371-398.

MALCON, MC.; MENEZES, MB.; CHATKIN, M. Prevalência e fatores de risco para tabagismo em adolescentes. Revista de Saúde Pública, 2003. 37(1): 1-7.

MARTINS, ML.; SOUZA JUNIOR, FL.. Infestação experimental em girinos de *Ranacates beiana* Shaw, 1802 por copepoditos de *Lernaea cyprinacea* Linnaeus, 1758 (Copepoda: Lernaeidae). Rev. Bras. Zool. 1995;12:619-625.

MODU, BM.; SIFUL, M.; KASIN, MK.; HASSAN, M.; SHAHOROM-HARRISON, FM. Effects of water quality and monogenean parasite in gills of freshwater cat fish, *Hemibagrus nemurus* Valenciennes 1840. Current research Journal of Biological Sciences. 2012. 4: 242-246.

MOREIRA, CB.; HASHIMOTO, GSO.; ROMBENSO, AN.; CANDIOTTO, FB.; MARTINS, ML.; TSUZUKI, MY. Outbreak of mortality among cage-reared cobia (*Rachycentron canadum*) associated with parasitism. *Rev Bras Parasitol Vet* 2013; 22 (4):588-591

MOREIRA, GSA. Taxonomia, filogenia e interação parasita-hospedeiro na infecção de mixosporídeos em piapara (*Leporinus obtusidens*) e dourado (*Salminus brasiliensis*) oriundo do rio Mogi-Guaçu, São Paulo, Brasil. [Tese]. São Paulo: Universidade de São Paulo; 2013.

ONAKA, EM. *Infestação experimental por Dolops carvalhoi (Crustacea: Branchiura) em peixes tropicais e seu controle com diflubenzuron na ração* [Tese]. São Paulo: Centro de Aquicultura da Unesp, Jaboticabal, 2006.

ONAKA, EM. Principais parasitoses em peixes de água doce no Brasil. In: Manejo e sanidade de peixes em cultivo. Macapá: Embrapa Amapá, 2009, p. 536-574

OSTRENSKY, A.; BORGHETTI, JR.; SOTO, D. Aquicultura no Brasil: O desafio é crescer. Brasília. Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação. 2008.

PACHECO, M.I.N.; LIRA, F.J. A piscicultura no baixo São Francisco: Possibilidades e limites. Economia política do desenvolvimento. Maceió, 2009. vol. 1, n. 5, p. 67-95, maio/ago..

PANT, J.; BARMAN, BK.; E-JAHAN, KM.; BELTON, B.; BEVERIDGE, M. Can aquaculture benefit the extreme poor? A case study of landless and socially marginalized Adivasi (ethnic) communities in Bangladesh. Aquaculture. 2014; 418 - 419:1-10

PAVANELLI, CG.; EIRAS, JC.; TAKEMOTO, RM. Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento. Maringá: EDUEM: CNPq: Nupelia, 1998.

PAVANELLI, GC.; PIZANI, APCL.; MENDES, PB. Cestoda. In: PAVANELLI GC, TAKEMOTO RM, EIRAS, JC. Parasitologia de peixes de água doce do Brasil. Maringá: UEM; 2013. p. 317-332.

PEELER, EJ.; MURRAY, AG.; THEBAULT, A.; BRUN, E.; GIOVANINNI, A.; THRUSH, MA. The application of risk analysis in aquatic animal health management. Preventive Veterinary Medicine. 2007. 81(1-3): 3-20.

PREIN, M.; AHMED, M. Integration of aquaculture into smallholder farming systems for improved food security and household nutrition. Food and Nutrition Bulletin 2000; 21(4): 446-471.

REANTASO, MB.; SUBASHINGE, RP.; ANROOY, RV. Application of risk analysis in aquaculture. FAO Aquaculture News Letter. 2006. 35: 20-26.

SANT'ANA, FJF.; OLIVEIRA, SL.; RABELO, RE.; VULCANI, VAS.; Silva, SMG.; FERREIRA JÚNIOR, JA. Surtos de infecção por *Piscinoodinium pillulare* e *Henneguya* spp. em pacus (*Piaractus mesopotamicus*) criados intensivamente no Sudoeste de Goiás. *Pesquisa Veterinária Brasileira* 2012; 32(2):121-125.

SANTOS, CP.; BORGES, JN.; FERNANDES, ES.; PIZANI, APCL. Nematoda. In: PAVANELLI GC, TAKEMOTO RM, EIRAS, JC. Parasitologia de peixes de água doce do Brasil. Maringá: UEM; 2013. p. 301-316.

SANTOS, EF.; TAVARES-DIAS, M.; PINHEIRO DA.; NEVES, LR.; MARINHO, RGB.; DIAS, MKR. Fauna parasitária de tambaqui *Colossoma Macropomum* (Characidae) cultivado em tanque-rede no estado do Amapá, Amazônia Oriental. *Acta Amazonica*. 2013. 43(1): 105-112.

SERGIPE. Secretaria de Estado do Desenvolvimento Econômico e da Ciência e Tecnologia. Plano de desenvolvimento do arranjo produtivo local de piscicultura do Baixo São Francisco sergipano. 2011

SILVA, RM.; TAVARES-DIAS, M.; DIAS, MWR.; MARINHO, RGB. Parasitic fauna in hybrid tambacu from fish farms. *Pesq. Agrop. Bras.* 2013. 48(8):1049-1057.

SUBASINGHE, R. P. Epidemiological approach to aquatic animal health management: opportunities and challenges for developing countries to increase aquatic production through aquaculture. *Preventive Veterinary Medicine* 2005; 67(2-3): 117–124.

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

THATCHER V.E. Amazon fish parasites. 2ª. Ed Pensoft Publisher Sofia-Moskow, 2006 507p.

TORANZO, AE.; BARJA, JL.; DOPAZO, CP.; ROMALDE, JL. Enfermidades Bacterianas y víricas de peces marinos. In: *Sanidade de Organismos Aquáticos*. São Paulo: Livraria Varela, 2004, p.3-49.

TURGUT, E. Influence of temperature and parasite intensity on egg production and hatching of the monogenean *Dactylogirus extensus*. *The Israeli Jour. Aquacult.* 2011.

VAL, A.L.; HONCZARYK, A. 1995. *Criando peixes na Amazônia*. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas. 160pp.

VALENTI, W. C.; POLI, C. R.; PEREIRA, J. A.; BORGHETTI, J. R. *Aquicultura no Brasil: bases para um desenvolvimento sustentável*. Brasília: CNPQ/ Ministério da Ciência e Tecnologia. 399 p. 2000

VARGAS, L. Patologia de peixes. In: *Fundamentos da moderna aqüicultura*. Canoas: Ed. ULBRA, 2001, p.123-133.

WAGNER, MB. Medidas de associação em estudos epidemiológicos: risco relativo e odds ratio. *Jornal de Pediatria*. 1998. 74:247-251.

WOYNAROVICH, E.; HORVAT, L. A propagação artificial de peixes de águas tropicais. *Organizações das Nações Unidas*, 224p. 1983.

XU, DH.; SHOEMAKER, CA.; KLESIUS, PH. Evaluation of the link between gyrodactilosis and streptococcosis of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). *J. Fish Dis.* 2007, 30:233-238.

ZANIBONI-FILHO, E.; BARBOSA, NDC. Priming hormone administration to induce spawning of some Brazilian migratory fish. *Rev. Bras. Biol.* 1996. 56(4): 655-659.

7. ARTIGO

Fauna parasitária de tambaqui e fatores de risco associados na região do Baixo rio São Francisco (SE/AL).

Parasitic fauna of tambaqui and associated risk factors on the lower region of São Francisco river (SE/AL).

Daniel Masato Vital HIDE^{1*}, Carolina Florido PIRES², Peterson Emmanuel Guimarães PAIXÃO³, Natalino da Costa SOUSA⁴, Márcia Valéria Silva COUTO⁴, Magda Vieira BENAVIDES⁵, Rubens Riscala MADI⁶, Rodrigo Yudi FUJIMOTO⁷

¹Universidade Tiradentes - UNIT. Programa de Pós-graduação em Saúde e Ambiente, PSA. Av. Murilo Dantas, 300, CEP 49032-490 Aracaju-SE - Brasil. *email: Danielhide@hotmail.com

²Universidade Federal de Sergipe, Centro de Ciências Agrárias Aplicadas (CCAA), Departamento de Medicina Veterinária (DMV). Av. Marechal Rondon, s/n Jardim Rosa Elze. CEP 49100000 - São Cristóvão, SE - Brasil

³Universidade Federal de Sergipe, Centro de Ciências Agrárias Aplicadas (CCAA), Departamento de Engenharia de Pesca e Aquicultura (DEPAQ). Av. Marechal Rondon, s/n Jardim Rosa Elze. CEP 49100000 - São Cristóvão, SE - Brasil

⁴Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal - Ecologia Aquática e Aquicultura, Universidade Federal do Pará

⁵Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária – EMBRAPA. Asa Norte CEP 70770901 - Brasília, DF – Brasil.

⁶Universidade Tiradentes – UNIT. Instituto de Tecnologia e Pesquisa, Laboratório de Biologia Tropical. Av. Murilo Dantas, 300, CEP 49032-490 - Aracaju - SE - Brasil

⁷Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária – EMBRAPA. Av. Beira Mar 3250, Caixa Postal 44 - CEP 49025-040 - Aracaju - SE - Brasil.

Resumo

Este trabalho teve como objetivo investigar a fauna parasitária, assim como a relação parasito hospedeiro em tambaquis cultivados na região do Baixo São Francisco e seus fatores de risco associados. Para tal, foram coletados 252 espécimes de tambaqui entre os períodos de Junho à Julho/2014 (chuva) e Setembro/2014 à Março/2015 (estiagem), em dez pisciculturas da região. Foram medidos os parâmetros de água e aplicado questionário para caracterização do manejo e infraestrutura. De cada peixe foram analisados muco, brânquias, fígado, rim, cecos pilóricos, intestino, estômago, bexiga natatória e músculo. Foram calculados os índices de prevalência e intensidade média e realizada correlação de Spearman para avaliação do risco entre índices parasitológicos e fatores bióticos e abióticos. Para avaliação do risco em relação ao manejo e infraestrutura determinou-se o “Odds Ratio”. No total de 252 peixes coletados (CP $19,7 \pm 7,3$ cm e Peso $385,7 \pm 364,6$ g), 165 (65,5%) apresentaram-se parasitados por pelo menos um táxon, porém sem distinção da infestação entre os períodos de coleta. Foram encontrados *Monogenea*, *Ichthyophthirius multifiliis*, *Trichodina* sp., *Piscinoodinium pillulare*, *Ichthyobodo necator*, *Dolops carvalhoi*, *Lernaea cyprinacea*, *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *inopinatus*, *Henneguya* sp. e *Myxobolus* sp. Os *Monogenea* e *Myxobolus* sp. apresentaram as maiores prevalências (49,2% e 31,5% respectivamente). Foram observadas correlações negativas significativas entre prevalência e fatores bióticos para *Monogenea* ($r^2=-0,49$ e $p=0,001$; $r^2=-0,43$ e $p=0,005$), *Myxobolus* sp ($r^2=-0,46$ e $p=0,002$; $r^2=-0,39$ e $p=0,01$) e *Henneguya* sp ($r^2=-0,41$ e $p=0,008$; $r^2=-0,39$ e $p=0,01$). Foram identificados dez fatores de risco, que influenciaram principalmente a

prevalência de *Myxobolus* sp. e Monogenea, sendo que o maior risco está relacionado à não desinfecção dos viveiros entre ciclos (OR=17,85 e $p=0,0001$; OR=69,66 e $p=0,0001$, respectivamente). Assim, pode-se concluir que a fauna parasitária dos tambaquis cultivados na região Baixo São Francisco se apresenta diversificada, com fatores de risco relacionados a qualidade de água (condutividade e temperatura) e à manejos negligenciados nas pisciculturas.

Palavras chave: Manejo, sanidade, Odds Ratio.

Abstract

This study investigated the parasitic fauna, as well the parasite-host relationship in tambaquis reared in the lower São Francisco region and risk factors associated to this parasitism. 252 specimens of tambaqui were collected between the periods from June to July/2014 (rain) and September/2014 to March/2015 (dry season) in ten fish farms from region. The water parameters were measured and applied questionnaire to characterize the management and infrastructure. Of each fish, the mucus, gills, liver, kidney, pyloric caeca, intestine, stomach, swim bladder and muscle were analyzed. Prevalence rates and mean intensity were calculated and used Spearman correlation to risk assessment of parasitological indices and biotic and abiotic factors. To the risk assessment of management and infrastructure was determined the "Odds Ratio". From a total of 252 fish collected (CP 21.8 ± 7 cm and weight 438.0 ± 365.6 g), 165 (65.5%) presented themselves infected by at least one taxon, but without distinction between seasons. Ten different taxa were found: Monogenean, *Ichthyophthirius multifiliis*, *Trichodina* sp.,

Piscinoodinium pillulare, *Ichthyobodo necator*, *Dolops carvalhoi*, *Lernaea cyprinacea*, *Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus*, *Henneguya* sp. and *Myxobolus* sp. The Monogenea and *Myxobolus* sp. had the highest prevalence (49.2% and 31.5% respectively). Significant negative correlations were observed between prevalence and biotic factors for Monogenea parasites ($r^2=-0,49$ and $p=0,001$; $r^2=-0,43$ and $p=0,005$), *Myxobolus* sp ($r^2=-0,46$ and $p=0,002$; $r^2=-0,39$ and $p=0,01$) and *Henneguya* sp ($r^2=-0,41$ and $p=0,008$; $r^2=-0,39$ and $p=0,01$). Regarding the management and infrastructure of fish farms were identified ten risk factors, which influenced the prevalence mainly *Myxobolus* sp. and Monogenea, and the increased risk is related to non-disinfection of ponds between cycles production (OR = 17.85 and $p = 0.0001$; OR = 69.66 and $p = 0.0001$, respectively). Thus, from this information it can be concluded that the parasitic fauna of tambaquis cultivated in the low São Francisco River region presents diverse, with risk factors related to water quality (conductivity and temperature) and the managements overlooked in fish farms.

Key words: Management, health, Odds Ratio.

INTRODUÇÃO

A região do Baixo rio São Francisco se destaca pelo potencial para o cultivo de peixes, devido à qualidade da água com níveis de oxigênio dissolvido adequado, baixa amplitude térmica, solo adequado, localização geográfica privilegiada e instituições articuladas para incentivar as atividades aquícolas (Alagoas 2008; Passador *et al.* 2006; Codevasf 2011; Sergipe 2011). Nessa região, a crescente demanda por peixes tem contribuído para o impulso no desenvolvimento da piscicultura de algumas espécies

nativas brasileiras, dentre elas o tambaqui *Colossoma macropomum* Curvier, (1818) oriundo da região Norte do Brasil. Esta espécie vem sendo utilizada para cultivo em viveiros devido a características como rusticidade, alta produtividade, domínio de seu ciclo de vida em cativeiro e aceitação de rações comerciais (Araújo-Lima e Gomes 2010). O tambaqui é a segunda espécie mais produzida no Brasil, atingindo mais de 110 mil toneladas em 2011 (Brasil 2013) tendo destaque na produção local.

O aumento do número de pisciculturas tanto na região quanto em todo o Brasil, associado à intensificação da produção, tem feito com que os produtores se preocupem com a sobrevivência, a sanidade e a qualidade dos peixes cultivados, pois, em sistemas intensivos o limiar de equilíbrio entre agentes patogênicos, ambiente e hospedeiro pode ser quebrado ocasionando surtos e altas mortalidades decorrentes de doenças. No Brasil não existem dados oficiais, mas estimativas apontam aproximadamente R\$ 4 milhões de reais perdidos pelos produtores de peixes devido à mortalidade em sistemas intensivos (tanques redes) ocasionadas por doenças infecciosas (Kubitza 2005). Tais perdas são decorrentes de manejos inadequados que provocam estresse e consequentemente surtos das doenças. Somado a isso, as pisciculturas não são acompanhadas por técnicos capacitados na identificação de doenças e na tomada de medidas profiláticas ou terapêuticas (Fujimoto *et al.* 2005), aumentando as taxas de mortalidade, diminuindo o desempenho produtivo e aumentando os custos da produção (Assis e Freitas 2012). Altas mortalidades de tambaquis já foram relatadas em outras regiões decorrentes do parasitismo por acantocéfala *Neoechinorhynchus buttnerae* na região norte (Malta *et al.* 2001), pelo dinoflagelado *Piscinoodinium pillulare* nos estados de São Paulo e Goiás (Martins *et al.* 2001; Sant'Ana *et al.* 2012), pelo copépodo *Perulernaea gamitanae* na Amazônia peruana (Delgado *et al.* 2011) e pelo mixosporídeo *Henneguya* sp. em Goiás

(Sant'Ana *et al.* 2012). Apesar da importância do tambaqui e da preocupação com a qualidade e sanidade do pescado, pouco se conhece sobre a fauna parasitária dessa espécie na região do Baixo rio São Francisco, assim como sua relação parasita hospedeiro, proliferação e distribuição dos parasitos e fatores de risco associados a esse parasitismo. Dessa forma, a identificação dos agentes patogênicos que acometem os tambaquis assim como os fatores de risco que possam ocasionar a multiplicação e disseminação parasitária são importantes para promover manejos profiláticos pontuais ou coordenados a fim de manter a sustentabilidade da cadeia produtiva.

Desta forma, este trabalho teve como objetivo investigar a fauna parasitária, a relação parasito hospedeiro em *C. macropomum* cultivados na região do Baixo rio São Francisco nos estados de Alagoas e Sergipe e seus fatores de risco associados.

MATERIAL E MÉTODOS

Foram coletados 252 espécimes de *C. macropomum*, em fase de engorda entre os períodos de Junho a Julho/2014 (chuva, n=10) e Setembro/2014 a Março/2015 (estiagem, n=7), em dez pisciculturas (15 peixes por piscicultura) na região do Baixo rio São Francisco. No momento da coleta dos peixes foram mensurados os parâmetros de qualidade de água pH (AKROM KR20®), condutividade (YSI 30®), transparência (disco de Secchi), temperatura e oxigênio dissolvido (YSI 550A®).

Os peixes foram coletados com rede de arrasto e tarrafa, acondicionados em tonéis plásticos de 100 litros com água do próprio tanque, mantidos em aeração constante, e transportados até a sede da EMBRAPA Tabuleiros Costeiros (Aracaju – SE). No momento da captura foi realizado um exame macroscópico para avaliação de parasitos visíveis a olho nu na superfície corporal. No laboratório, todos os peixes foram

previamente anestesiados (eugenol:álcool, 1:10 por aspersão na brânquia) para realização de biometria, seguida de eutanásia por secção medular (003/2014 CEUA-UFGD) e posterior análise parasitológica. De cada peixe foram analisados muco, brânquias, fígado, rim, cecos pilóricos, intestino, estômago, vesícula gasosa e fragmento do tecido muscular da região dorsal. Os parasitas protozoários foram visualizados, fixados em lâmina e corados segundo procedimentos de Eiras *et al.* (2006) para identificação até o menor nível taxonômico possível.

Os arcos branquiais foram removidos e examinados imediatamente em microscópio e estereomicroscópio, em seguida foram imersos em água quente (60 °C) e fixados em formol à 10%. O trato digestório foi removido, e analisado com auxílio de esteromicroscópio (Coleman NSZ-405) e microscópio (Coleman N-120) sendo o conteúdo fixado em AFA (álcool:formol:ácido acético). Os demais órgãos tiveram frações analisadas imediatamente com auxílio de microscópio. A metodologia utilizada na coleta, fixação e preparação dos parasitos para identificação seguiu recomendações de Eiras *et al.* (2006), sendo posteriormente identificados até o menor nível taxonômico possível com auxílio de literatura específica (e.g. Thatcher 2006; Cohen *et al.* 2013).

Os dados de prevalência e intensidade média de parasitos foram calculados segundo Bush *et al.* (1997). Os protozoários e mixosporídeos não foram contados, portanto não foi determinada a intensidade média.

A correlação de Spearman foi realizada entre os fatores bióticos e abióticos com as prevalências e intensidade média dos parasitos. Para tanto foi utilizado o critério de que somente prevalências maiores que 1% e intensidade média maiores que 100 foram utilizadas para essa análise. Também foi utilizado o teste T para analisar diferenças

entre prevalência parasitária e fases de coleta (estiagem e chuva). Em cada piscicultura foram aplicados questionários semiestruturados, para construção do cenário produtivo da criação relacionados à infraestrutura e manejo, que serviram de base para o cálculo de “Odds Ratio”. Para tanto foi utilizada como variável dependente a prevalência de cada parasito encontrado e como variáveis independentes as informações de infraestrutura e manejo (escassez de água, consórcio com porcos, ausência de desinfecção, ausência da raspagem do fundo, densidade maior que 1/m³, ausência de entrada e saída de água individual e realização de biometrias). Após a análise, foi aplicado o teste qui-quadrado ($p < 0,01$) para definição do risco (Malcon *et al.* 2003). Parasitos com prevalências $\leq 2\%$ foram excluídos dessa análise e “Odds Ratio” menores que 1 não foram considerados significativos.

As análises foram realizadas com auxílio do software ®BioEstat 5.0.

RESULTADOS

Os valores médios dos parâmetros de água dos tanques analisados foram: pH 7,6 $\pm$ 0,6; oxigênio dissolvido 5,1 $\pm$ 2,1 mg.L⁻¹; temperatura da água de 28,4 $\pm$ 1,5 °C; condutividade elétrica de 808,8 $\pm$ 597,8 μ s.cm⁻¹ e; transparência da água de 18,5 $\pm$ 8,9 cm (Tabela 1).

Tabela 1. Parâmetros físico químicos (Média $\pm$ desvio padrão) da água de cultivo dos tanques amostrados na região do Baixo São Francisco.

	Transp.(cm)	OD (mg.L ⁻¹)	pH	Temp (°C)	Conduct. (μs.cm ⁻¹)
Jun/14	16 $\pm$ 5	3,3 $\pm$ 0,8	7,9 $\pm$ 1	28,1 $\pm$ 0,9	414 $\pm$ 583,4
Jul/14	25 $\pm$ 8	5,2 $\pm$ 0,4	7,5 $\pm$ 0,6	27,2 $\pm$ 0,9	886,8 $\pm$ 682
Ago/14	18 $\pm$ 5	5,5 $\pm$ 1,4	7,4 $\pm$ 0,1	26,9 $\pm$ 0,2	604 $\pm$ 432,4
Set/14	18,5 $\pm$ 9,2	6,2 $\pm$ 0,5	7,7 $\pm$ 0,5	29,1 $\pm$ 0,5	135,1 $\pm$ 55,7
Nov/14	16 $\pm$ 1,1	5 $\pm$ 1,1	7,8 $\pm$ 0,4	29,6 $\pm$ 0,6	1321,2 $\pm$ 276
Dez/14	15 $\pm$ 4,2	5 $\pm$ 0,3	7,2 $\pm$ 0,4	31,6 $\pm$ 0,02	1760
Mar/15	10	7	7,8	28,8	1012,7

No total de 252 peixes analisados (CP 19,7 $\pm$ 7,3 cm e Peso 385,7 $\pm$ 364,6 g), 165 (66%) apresentaram-se parasitados por pelo menos um táxon, sem ocorrência de sazonalidade entre os parasitas encontrados ($p>0,05$). Foram identificados dez táxons distintos sendo classificados como: Monogenea; *Ichthyophthirius multifiliis* (Fouquet, 1876), *Trichodina* sp., *Piscinoodinium pillulare* (Schäperclaus, 1954) Lom 1981, *Ichthyobodo necator* Pinto, 1928 (Protozoa); *Dolops carvalhoi* Lemos de Castro 1949, *Lernaea cyprinacea* Linnaeus 1758 (Copepoda); *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *inopinatus* Travassos, Artigas & Pereira, 1928 (Nematoda); *Henneguya* sp. e *Myxobolus* sp. (Myxozoa) (Tabela 2).

Tabela 2- Local de infecção, Prevalência e Intensidade Média de Infecção (IM) por parasita (ND= não determinado) em exemplares de *C. macropomum* provenientes de pisciculturas do Baixo São Francisco.

Parasita	Local de infecção	Prevalência	I.M.
Monogenea	Superfície corporal e brânquias	49,2	222,9
<i>Myxobolus</i> sp.	Todos os órgãos analisados	31,5	ND
<i>Lernaea cyprinacea</i>	Superfície corporal	7,9	3,1
<i>Henneguya</i> sp.	Brânquias	4,8	ND
<i>Piscinoodinium pillulare</i>	Brânquias	3,2	ND
<i>Trichodina</i> sp.	Superfície corporal e brânquias	3,6	ND
<i>Dolops carvalhoi</i>	Superfície corporal	2,0	1
<i>Procamallanus</i> (S.) <i>inopinatus</i>	Trato digestório	0,8	1,5
<i>Ichthyobodo necator</i>	Superfície corporal e brânquias	0,8	ND
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	Superfície corporal	0,4	ND

Os *Monogenea* e *Myxobolus* sp. apresentaram as maiores prevalências. Já *Ichthyobodo necator*, *P. (S.) inopinatus* e *I. multifiliis* apresentaram os menores índices de prevalência. Entre os metazoários, os *Monogenea* também obtiveram as maiores intensidades médias de infecção (Tabela 2).

Foram observadas correlações negativas significativas entre fatores bióticos (comprimento e peso) e a prevalência somente para os parasitos *Monogenea*, *Myxobolus* sp. e *Henneguya* sp. Entre os fatores abióticos e prevalências, o parasita *Trichodina* sp. apresentou correlação negativa com temperatura e positiva com condutividade e o crustáceo *L. cyprinacea* apresentou correlação negativa com temperatura (Tabela 3).

Tabela 3- Valores do Coeficiente de correlação de Spearman entre Prevalência e intensidade média de infecção com Fatores Abióticos e Bióticos. (*=p<0,05).

Prevalência							
Parasitas	Fatores abióticos					Fatores bióticos	
	pH	O.D.	T.	Condut.	Transp.	Peso	C.P.
<i>Myxobolus</i> sp.	0,04	-0,18	0,26	-0,17	-0,22	-0,46*	-0,39*
<i>Trichodina</i> sp.	-0,21	0,09	-0,33*	0,40*	0,10	0,20	0,12
<i>Henneguya</i> sp.	-0,10	-0,18	0,21	-0,06	0,08	-0,41*	-0,39*
<i>Piscinoodinium pillulare</i>	-0,09	-0,15	0,003	-0,31	0,14	-0,13	-0,09
Monogenea	0,13	-0,27	0,27	-0,29	-0,09	-0,49*	-0,43*
<i>Dolops carvalhoi</i>	-0,13	-0,13	-0,18	0,21	0,10	0,28	0,23
<i>Lernaea cyprinacea</i>	0,08	-0,02	-0,39*	-0,05	0,12	-0,20	-0,28
Intensidade média							
Parasitas							
Monogenea	0,03	-0,26	0,36*	-0,24	-0,14	-0,26	-0,20

A correlação entre os índices de intensidade média dos metazoários e fatores bióticos e abióticos apresentou valores significativos entre temperatura e Monogenea ($r^2= 0,36$ e $p=0,02$) (Tabela 2).

Dentre fatores de risco analisados para o manejo e infraestrutura, sete foram significativos para Monogenea, seis para *Myxobolus* sp., um para *Henneguya* sp. e um para *Piscinoodinium pillulare* (Tabela 4).

Tabela 4- Valores de “Odds Ratio” (OR) dos fatores de risco associados ao parasitismo em tambaquis cultivados na região do Baixo São Francisco. (*=p<0,01).

Fatores de Risco	<i>Myxobolus</i> sp.		<i>Trichodina</i> sp.		<i>Henneguya</i> sp.	
	OR (IC 95%)	p	OR (IC 95%)	p	OR (IC 95%)	p
Escassez de Água	11,83 (4,54-30,82)*	< 0,0001	1,61(0,32-7,97)	0,555	0,43 (0,14-1,34)	0,0833
Com Consórcio	2,11(1,09-4,11)	0,0268	0,25 (0,01-4,53)	0,3515	5,34 (1,69-16,79)*	0,0041
Sem Entrada e Saída de Água Individual	2,74 (1,55-4,84)*	0,0006	7,21 (0,85-60,91)	0,0695	3,65 (0,96-13,88)	0,0569
Sem Raspagem do Fundo	7,15 (2,45-20,83)*	0,0003	3,93 (0,22-70,16)	0,3515	6,75 (0,39-116,19)	0,1884
Sem Desinfecção de Viveiro	17,85 (5,95-53,67)*	< 0,0001	0,41 (0,02-7,4)	0,5474	2,05 (0,53-7,94)	0,2962
Densidade de Estocagem (>1/m ³)	6,81 (3,65-12,71)*	< 0,0001	0,18 (0,02-1,54)	0,1184	0,97 (0,31-3)	0,9695
Com Biometrias	5,5 (2,72-11,1)*	< 0,0001	0,25 (0,01-4,53)	0,3515	1,21 (0,32-4,6)	0,7754
Fatores de Risco	<i>Monogenea</i>		<i>Piscinoodinium pillulare</i>		<i>Lernaea cyprinacea</i>	
	OR (IC 95%)	p	OR (IC 95%)	p	OR (IC 95%)	p
Escassez de Água	13,36 (6,36-28,03)*	< 0,0001	8,14 (0,46-143,06)	0,1513	0,008(0,0005-0,13)	0,0008
Com Consórcio	17,89 (5,34-59,88)*	<0,0001	81,82 (4,62-1448,71)*	0,0027	0,22 (0,01-3,93)	0,3056
Sem Entrada e Saída de Água Individual	5,64 (3,15-10,08)*	< 0,0001	21,01 (1,19-368,59)	0,0372	0,06 (0,003-1,1)	0,0581
Sem Raspagem do Fundo	2,86 (1,44-5,69)*	0,0027	4,48 (0,25-79,15)	0,3056	0,01 (0,0007-0,21)	0,0027
Sem Desinfecção de Viveiro	69,66 (4,2-1155,4)*	0,0031	0,36 (0,02-6,42)	0,4885	0,36 (0,02-6,42)	0,4885
Densidade de Estocagem (>1/m ³)	4,02 (2,29-7,04)*	< 0,0001	0,06 (0,003-1,1)	0,0581	0,06 (0,003-1,1)	0,0581
Com Biometrias	17,89 (5,34-59,88)*	< 0,0001	0,22 (0,01-3,93)	0,3056	0,22(0,01-3,93)	0,3056

DISCUSSÃO

A fauna parasitária dos peixes pode ser influenciada diretamente pelos fatores abióticos de cada região assim como pelo manejo, instalações das pisciculturas, ciclo de vida do parasito e habitat do peixe. Na região do Baixo São Francisco não foram observadas diferenças dessa fauna parasitária em relação às épocas de estiagem e chuva. Na região norte, o ciclo de vida parasitário e o desenvolvimento do tambaqui no ambiente natural são influenciados diretamente pelos pulsos de inundação com grandes diferenças entre a época seca e chuvosa (Lucas e Baras 2001), porém a não diferença

entre as épocas na região do Baixo São Francisco pode estar ligada ao confinamento dos peixes em viveiros, diminuindo assim os impactos entre as estações.

A fauna parasitária do tambaqui na região do Baixo São Francisco apresentou 10 táxons distintos. Eiras *et al.* (2010) relataram que a fauna parasitária para o tambaqui compreende 20 táxons, dentre eles estão: os Monogenea *Anacanthorus spathulatus*, *A. penilabiatus*, *Notozotheciun janauachensis*, *Linguadactyloides brinkmanni* e *Mymarothecium boegeri*; um Digenea da família Paramphistomidae; larva de Cestoda da família Proteocephalidae; o Isopoda *Braga* sp.; os Nematoda *Spirocamallanus inopinatus*, *Spirocamallanus* spp., *Chabaudinema americana*, *Cucullanus colossomi* e *Procamallanus* sp.; os Branchiura *Dolops carvalhoi*, *Argulus chicomendesi* e *A. multicolor*; os Copépoda *Gamidactylus jaraquensis* e *Perulernaea gamitanae*; o mixosporídeo *Henneguya piaractus*, e o Protozoa *Ichthyophthirius multifiliis*. Em estudos recentes foram encontrados novos táxons parasitos em tambaquis e seus híbridos como o Monogenea *Mymarothecium viatorum* (Godoi *et al.* 2012), o dinoflagelado *Piscinoodinium pilulare* (Santos *et al.* 2013), em híbridos tambacu (*C. Macropomum* x *Piaractus mesopotamicus*), os acantocéfalos *Neoechinorhynchus buttnerae* (Silva *et al.* 2013), e em tambatinga (*C. Macropomum* x *P. brachypomus*), os parasitas *Trichodina* sp. e *Tetrahymena* sp. (Dias *et al.* 2015). Assim, a presença de dez táxons parasitando os tambaquis da região do Baixo rio São Francisco, pode ser considerada como uma fauna parasitária similar quando comparada com estudos em outras regiões como à relatada em tambaquis e híbridos cultivados na região norte, nos estados do Amazonas (n= 9 táxons) (Fischer 2003), Amapá (n=5; n=9 e; n=11 táxons) (Santos *et al.* 2013; Silva *et al.* 2013; Dias *et al.* 2015) e Roraima (n=7 táxons) (Godoi *et al.* 2012).

Ressalta-se a ausência de acantocéfalos *Neoechinorhynchus buttnerae* parasitando tambaquis do Baixo São Francisco. Essa é uma espécie que tem provocado altas mortalidades e prejuízos econômicos em cultivos de tambaquis na região Norte (Malta *et al.* 2001; Chagas *et al.* 2015). Assim, faz-se necessário um maior controle sanitário visando evitar a introdução de patógenos e também de hospedeiros intermediários como os copépodos zooplancctônicos (Pavanelli *et al.* 1998; Thatcher, 2006).

Na região do Baixo São Francisco as maiores prevalências parasitárias foram observadas para *Monogenea* (49,2%) e *Myxobolus* sp. (31,5%). Estudos com tambaquis (95%), tambatinga (63%) e tambacus (77,2%) cultivados no estado do Amapá (Santos *et al.* 2013; Silva *et al.* 2013; Dias *et al.* 2015) corroboram as maiores prevalências de *Monogenea* nesses peixes, porém nos tambaquis do Baixo São Francisco a prevalência apresentou-se menor. Já o parasita *Myxobolus* sp. foi encontrado parasitando todos os órgãos analisados, com a segunda maior prevalência parasitária. Essa diversidade de locais de infestação ocorre, pois o parasita pode ser encontrado no tecido sanguíneo de tambaquis (Maciel *et al.* 2011), sendo disseminado para outros órgãos internos e brânquias podendo alcançar altas prevalências como já registrada para *P. mesopotamicus* de 97% (Martins *et al.* 1999). Porém, em *C. macropomum*, Martins *et al.* (1999) encontraram baixas prevalência (5,6%) em comparação com o presente trabalho. Nesse mesmo estudo, os autores observaram que o híbrido tambacu apresentou prevalência de 33,3%, resultados similares aos encontrados nos tambaquis do Baixo São Francisco. Essas baixas prevalências encontradas pelos demais autores para a infecção de *Myxobolus* sp. em tambaquis podem estar relacionadas ao local de criação, uma vez que Maciel *et al.* (2011) analisaram peixes provenientes de caixas de água de 250 L,

enquanto Martins *et al.* (1999), analisaram peixes cultivados em taques na região oeste de São Paulo. O parasito *Myxobolus* sp. necessita de um hospedeiro intermediário, geralmente um oligoqueta, que vive no sedimento dos viveiros, assim a presença do hospedeiro intermediário no sedimento influencia na carga parasitária (Krawczyk *et al.* 2013), o que pode ter promovido maiores valores de prevalência desse parasita nos tambaquis cultivado em viveiros na região do Baixo São Francisco.

Apesar da baixa prevalência e intensidade média, *L. cyprinacea* é um parasita de importância sanitária, pois pode causar surtos epizooticos. Surtos causados por outros crustáceo semelhante a *L. cyprinacea* e também parasita de tambaquis, a *Perulernaea gamitanae*, provocou mortalidade total dos tambaquis em viveiros na Amazônia Peruana, com prevalências de 100% e intensidade média de 268,8 parasitas/peixe parasitado (Delgado *et al.* 2011). A fauna parasitária pode ser influenciada pela qualidade de água dos viveiros (Garcia *et al.* 2003) porém, entre esses fatores abióticos avaliados na região do Baixo São Francisco, os valores de pH e oxigênio não influenciaram o parasitismo. Os valores de pH ficaram próximos ao recomendando para cultivos de tambaqui atingindo em alguns pontos de coleta valores acima de 9, mas não foram observadas correlações com o parasitismo, apesar dessa variação poder afetar diretamente o crescimento e ganho de peso (Baldisseroto 2011). O oxigênio também se manteve na faixa ideal para o cultivo como recomendando por Caverro *et al.* (2009) não sendo considerado um fator de risco. Apesar disso, a manutenção das concentrações ideais de oxigênio é um manejo importante pois baixas concentrações são consideradas estressantes podendo causar imunossupressão e favorecendo infestações (Kubitza e Kubitza 2004).

Os parâmetros de temperatura e condutividade influenciaram diretamente a infestação parasitária nos tambaquis da região do Baixo São Francisco. A temperatura ficou acima dos valores recomendados, podendo ser considerada benéfica para o tambaqui que apresenta bom desempenho zootécnico em águas quentes (Cavero *et al.* 2009). Isso é retratado pela correlação negativa entre a temperatura e os parasitas *Trichodina* sp. e *L. cyprinacea*, onde baixas temperaturas favorecem a infestação devido ao estresse provocado nos peixe (Baldisserotto 2002) consequentemente diminuindo a resposta imune. Dessa forma, a baixa infestação desses parasitos na região é ocasionada, provavelmente, pela manutenção da temperatura alta no decorrer do ano. O contrário se observa para a intensidade média de infestação por *Monogenea*, onde foi constatada correlação positiva com a temperatura. Tal fato pode estar associado a reprodução dos *Monogenea* que é favorecida pelo aumento da densidade populacional dos tanques, pelo nível de oxigênio na água dos viveiros e pela elevada temperatura (Banu e Khan 2004; Turgut, 2012; Modu *et al.* 2012), podendo-se inferir que regiões tropicais e pisciculturas de baixa tecnificação estão susceptíveis a esse parasito.

A condutividade elétrica atingiu valores elevados que podem ser decorrentes de diferentes manejos aplicados como a fertilização do viveiro com adubos químicos, orgânicos (Brasil 2003) ou pela aplicação de sal (Garcia *et al.* 2009), corroborando com a transparência da água que se manteve relativamente baixa podendo ser decorrente da utilização de adubo e/ou do excesso de ração. A adubação pode favorecer a infestação por *Trichodina* sp. quando feita de forma inadequada degradando a qualidade da água e favorecendo sua reprodução (Pavanelli *et al.* 1998).

Para os fatores bióticos, observou-se que o baixo peso favorece a infestação parasitária por *Monogenea*, *Myxobolus* sp. e *Henneguya* sp., fato que pode estar

associado à idade dos peixes, onde indivíduos jovens são mais suscetíveis a doenças e parasitoses devido ao sistema imunológico em desenvolvimento (Faria *et al.* 2013).

Além dos fatores bióticos e abióticos, o manejo e a infraestrutura se apresentaram como fatores de risco para a ocorrência dos parasitos. Até o momento não foram relatados trabalhos que avaliem quantitativamente os riscos da ocorrência do parasitismo relacionado ao manejo e infraestrutura. Dentre os possíveis fatores de risco presente nas pisciculturas, sete associados a manejo e infraestrutura se destacam significativamente, sendo que os maiores valores de “Odds Ratio” indicam a chance de ocorrência do parasita caso seja averiguado a presença do risco (Wagner 1998).

A falta de manejo ou manejos inadequados como o consórcio com outros animais como aves e suínos, densidades de estocagem superiores à 1peixe/m³, realização de biometrias de maneira inadequada, a desinfecção de viveiros e ausência de raspagem de fundo do viveiro, e se apresentaram como fatores de risco para o parasitismo de tambaqui na região do Baixo São Francisco.

O consórcio com outros animais influencia na presença de *P. pillulare*, *Monogenea* e *Henneguya* sp. com grande risco para a produção dos peixes. Essa prática, ainda que promova maior produtividade na piscicultura e permita a diversificação da renda do produtor, deve seguir algumas diretrizes técnicas a fim de assegurar a sanidade do cultivo. Assim, há uma necessidade do pré-tratamento do esterco, evitando a infecção dos viveiros por patógenos e, também os peixes criados nesse sistema devem ser devidamente cozidos antes do seu consumo (Elsaidy *et al.* 2015).

Já as altas densidades de estocagem podem causar elevados níveis de estresse afetando a sanidade e crescimento dos peixes, podendo ocasionar altas taxas de

mortalidade e perda da produção (Baldwin 2010). A capacidade de suporte do ambiente deve ser respeitada, pois densidades maiores podem promover declínios na qualidade de água aumentando o contato entre os peixes e permitindo a infecção e disseminação de ectoparasitos, considerados os causadores das principais doenças parasitárias em peixes cultivados (Popma e Lovshin 1995). Esse manejo se apresentou como um fator de risco para a infestação por *Myxobolus* sp. e *Monogenea*. Outro manejo que precisa de monitoramento para evitar as infestações por esses parasitas é a realização de biometria sem os devidos cuidados. O procedimento de biometria pode causar estresse nos peixes e favorecer o desenvolvimento de parasitos (Oba *et al.* 2009). Assim, a utilização de produtos anestésicos e de sal (bactericida e fungicida) pode minimizar tais riscos (Gomes *et al.* 2003).

A ausência de desinfecção dos viveiros apresenta-se como fator de risco para *Myxobolus* sp. e *Monogenea*. Os mixosporídeos são capazes de infectar diversos órgãos formando cistos que podem causar deformações nos peixes (Thatcher 2006), tendo como hospedeiros intermediários oligoquetas que habitam o sedimento e macrófitas (Krawczyk *et al.* 2013). Os *Monogenea* encontrados em tambaquis (Dactilogiridae) são vivíparos e liberam ovos que se depositam no sedimento (Thatcher 2006). Desse modo, a limpeza e desinfecção dos viveiros são importantes manejos para prevenção dessas doenças (Brasil 2003). Além disso, tal prática influencia positivamente a qualidade da água do viveiro (Sergipe 2010; Faria *et al.* 2013).

Aspectos relacionados com a infraestrutura como a escassez de água e ausência de entrada e saída de água individual nos viveiros afetam diretamente a fauna parasitária, como também já registrado na literatura científica. A escassez de água impossibilita a troca periódica de água dos viveiros podendo causar efeitos negativos na

qualidade da água e, conseqüentemente aumentar o risco de ocorrência de *Monogenea* e *Myxobolus* sp. A ausência de entrada e saída de água individual nos viveiros aumenta as chances de ocorrência e disseminação de parasitas (Brasil, 2003), pois viveiros com comunicação entre si possibilitam que ovos de *Monogenea* e hospedeiros intermediários de *Myxobolus* sp. (OR=5,64 e $p<0,0001$; OR=2,74 e $p=0,0006$) sejam distribuídos por todos os viveiros.

Nota-se que a maioria dos fatores associados ao risco de parasitismo tem relação direta com os parâmetros de qualidade da água. O desequilíbrio de tais variáveis pode causar situações de estresse diminuindo a resposta imune e tornando os peixes susceptíveis ao parasitismo (Pavanelli *et al.* 1998; Kubitza e Kubitza 2004; Thatcher 2006). Dessa forma, boas práticas de manejo específicas para a região do Baixo rio São Francisco são importantes para a profilaxia pontual. A partir dessas informações pode-se construir um cenário de prevenção coordenado para impedir a introdução de novos agentes patogênicos assim como impedir surtos parasitários.

CONCLUSÃO

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

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alagoas. Secretaria de Estado do Planejamento e Desenvolvimento Econômico. APL de piscicultura do delta do São Francisco. 2008. PAPL/SEPLAN/SEBRAE, 2008.

Araújo-Lima, C.A.R.M.; Gomes, L.C. 2010. Tambaqui (*Colossoma macropomum*). In: Baldisserotto, B.; Gomes, L. Espécies nativas para piscicultura no Brasil. 2nd ed. Santa Maria: UFSM, 2010. p.175-204.

Assis, M.C.; Freitas R.R. 2012. Analise das práticas de biossegurança no cultivo de tilápias (*Oreochromis niloticus*) em região estuarina no sudeste do Brasil. Journal of Integrated Coastal Zone Management. 12: 559-568.

Baldisserotto, B. 2002. Fisiologia de peixes aplicada à piscicultura. 3da ed. UFSM. Santa Maria, 1980, 350p.

Baldwin, L. 2010. The effects of stocking density on fish welfare. The Plymouth Student Scientist. 4: 372-383.

Banu, A.N.H.; Khan M.H. 2004. Water quality, stocking and parasites of freshwater fish in four selected areas of Bangladesh. Pakistan Journal of Biological Sciences. 7: 436-440.

Baldisserotto, B. 2011. Water pH and hardness affect growth of freshwater teleosts. Revista Brasileira de Zootecnia. 40: 138-144.

Brasil. 2003 Boas Práticas de Manejo para a produção de peixes em tanques-rede. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Corumbá.

Brasil. 2013. Ministério da Pesca e Aquicultura. Boletim Estatístico da Pesca e Aquicultura 2011. MPA. 60p.

Bush, A.O.; Lafferty, K.D.; Lotz, J.M.; Shostak, A.W. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. Revisited. *Journal of Parasitology.*; 83(4): 575-583.

Cavero, B.A.S.; Rubim, M.AL.; PereirA, T.M. 2009. Criação comercial do tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818). In: Tavares-Dias, M. Manejo e sanidade de peixes em cultivo. 1da ed. Embrapa. Amapá. p. 33-46.

Chagas, E.C.; Maciel, P.O.; Aquino-Pereira, S.L. 2015. Infecções por acantocéfalos: um problema para a produção de peixes. In: Tavares-Dias, M.; Mariano, W.S. Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. 1da ed. Pedro & João, São Carlos. p. 305-328.

Codevasf. 2011. Piscicultura é alternativa para economia do Baixo São Francisco. [Acesso em novembro 2014]. Disponível em: <http://aquiacontece.com.br/noticia/2011/08/28/piscicultura-e-alternativa-de-desenvolvimento-para-o-Baixo-sao-francisco>.

Cohen, S.C.; Justo, M.C.N.; Kohn, A. 2013. South American Monogenoidea parasites of fishes, amphibians and reptiles. Ed. Oficina de Livros, Rio de Janeiro, 2013, 659p.

Delgado, P.Q.; Delgado, J.P.M.; Arenas, J.V.; Orbe, R.I. 2011. Massive infestation by *Perulernaea gamitanae* (Crustacea: Cyclopoida: Lernaeidae) in juvenile gamitana, cultured in the Peruvian Amazon. *Veterinária México*, 42: 59-64.

Dias, M.K.R.; Neves, L.R.; Marinho, R.G.B.; Pinheiro, D.A.; Tavares-Dias, M.. 2015. Parasitismo em tambatinga (*Colossoma macropomum* x *Piaractus brachypomus*, Characidae) cultivados na Amazônia, Brasil. *Acta Amazonica*, 45: 231-238.

Eiras, J.C., Takemoto, R.M.; Pavanelli, G.C. 2006. Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes. 2da ed. EDUEM, Maringá; 2006, 199p.

Eiras, J.C.; Takemoto, R.M.; Pavanelli, G.C. 2010. Diversidade dos parasitos de peixes de água doce do Brasil. ed. Clichetec, Maringá. 2010.

Elsaidy, N.; Abouelenien, F.; Kirrela, G.A.K. 2015. Impact of using raw or fermented manure as fish feed on microbial quality of water and fish. Egyptian Journal of Aquatic Research, 41: 93-100.

Faria, R.H.S.; Morais, M.; Soranna, M.R.G.S.; Sallum, W.B. 2013. Manual de criação de peixes em viveiros. CODEVASF.2013.

Fischer, C.; Malta, J.C.O.; Varella, A.M.B. 2003. A fauna de parasitas do tambaqui, *Colossoma macropomum* (Curvier, 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. 33: 651-662.

Fujimoto, R.Y.; Castro, M.P.; Moraes, F.R.; Gonçalves, F.D. 2005. Efeito da suplementação alimentar com cromo trivalente em pacu, *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887), mantido em diferentes densidades de estocagem. Parâmetros fisiológicos. Boletim do Instituto de Pesca, 31: 155-162.

Garcia, F.; Fujimoto, R.Y.; Martins, M.L.; Moraes, F.R. 2003. Parasitismo de *Xiphophorus* spp. por *Urocleidoides* sp. e sua relação com os parâmetros hídricos. Boletim do Instituto de Pesca., 29: 123-131.

Garcia, F.; Fujimoto, R.Y.; Martins, M.L.; Moraes, F.R. 2009. Protozoan parasites of *Xiphophorus* spp. (Poeciliidae) and their relation with water characteristics. Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia, 61: 156-162.

Godoi, M.M.I.M.; Engracia, V.; Lizama, M.L.A.P.; Takemoto, R.M. 2012. Parasite-host relationship between the tambaqui (*Colossoma macropomum* Curvier 1818) and

ectoparasites, collected from fish farms in the City of Rolim de Moura, State of Rondônia, Western Amazon, Brazil. *Acta Amazonica*, 42: 515-524.

Gomes, L.C.; Araujo-Lima, C.A.R.M.; Roubach, R.; Urbinati, E.C. 2003. Avaliação dos efeitos da adição de sal e da densidade no transporte de tambaqui. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira*, 38: 283-290.

Krawczyk, A.C.D.B.; Baldan, L.T.; Aranha, J.M.R.; Menezes, M.S.; Almeida, C.V. 2013. The invertebrate's community in adjacent Alto Iguaçu's anthropic lakes of different environmental factors. *Biota Neotropica*, 46-60.

Kubitza, F. 2005. Antecipando-se as doenças na tilapicultura. *Panorama da Aquicultura*, 15: 15-23.

Kubitza, F.; Kubitza, L.M.M. 2004. Principais Parasitoses e Doenças dos Peixes Cultivados. 4da ed. Acqua, 2004, 110p.

Lucas, M.; Baras, E. 2001. Migration of freshwater fishes. 1da ed. Blackwell Science. United Kingdom, 2001.

Maciel, P.O.; Affonso, E.G.; Boijink, C.L.; Tavares-Dias, M.; Inoue, L.A.K.A. 2011. *Myxobolus* sp. (Myxozoa) in the circulating blood of *Colossoma macropomum* (Osteichthyes, Characidae). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*. 20: 82-84.

Malcon, M.C.; Menezes, M.B.; Chatkin, M. 2003. Prevalência e fatores de risco para tabagismo em adolescentes. *Revista de Saúde Pública*, 37: 1-7.

Malta, J.C.O.; Gomes, A.L.S.; Andrade, S.M.S.; Varella, A.M.B. 2001. Infestações maciças por acantocéfalos, *Neoechinorhynchus buttnerae* Golvan, 1956, (Eoacantocephala: Neoechinorhynchidae) em tambaquis jovens, *Colossoma*

macropomum (Curvier, 1818) cultivados na Amazônia Central. *Acta Amazonica*, 31: 133-143.

Martins, M.L.; Moraes, J.R.E.; Andrade, P.M.; Schalch, S.H.C.; Moraes, F.R. 2001. *Piscinoodinium pillulare* (Schaperclaus, 1954) Lom, 1981 (Dinoflagellida) infection in cultivated freshwater fish from the northeast region of São Paulo state, Brazil. Parasitological and pathological aspects. *Brazilian Journal of Biology*, 61: 639-644.

Martins, M.L.; Souza, V.N.; Moraes, J.R.E.; Moraes, F.R.; Costa, A.J. 1999. Comparative evaluation of the susceptibility of cultivated fishes to the natural infection with myxosporean parasites and tissue changes in the host. *Revista Brasileira de Biologia*, 59: 263-269.

Modu, B.M.; Siful, M.; Kasin, M.K.; Hassan, M.; Shahorom-Harrison, FM. 2012. Effects of water quality and monogenean parasite in gills of freshwater cat fish, *Hemibagrus nemurus* Valenciennes 1840. *Current research Journal of Biological Sciences*, 4: 242-246.

Nhan, K.D.; Milstein A.; Verdegem, M.C.J.; Verreth, J.A.V. 2006. Food inputs, water quality and nutrient accumulation in integrated pond systems: A multivariate approach. *Aquaculture*, 261: 160-173.

Oba, E.T.; Mariano, W.S.; Santos, L.R.B. 2009. Estresse em peixes cultivados: agravantes e atenuantes para o manejo rentável. In: Tavares-Dias, M. *Manejo e sanidade de peixes em cultivo*. 1st ed. Embrapa. Amapá, 226-248.

Passador, C.S.; Passador, J.L; Rosa, A.B.S.; Alves, T. 2006. Arranjo produtivo local de aquicultura do Baixo São Francisco. In: *Encontro de Administração Publica e Governança*,. São Paulo. p.1-16.

- Pavanelli, G.C.; Eiras, J.C.; Takemoto, R.M. 1998. Doenças de peixes: profilaxia, diagnostico e tratamento. EDUEM, Maringá. 1998, 264p.
- Popma, T.J.; Lovshin, L. 1995. Worldwide Prospects for Commercial Production Of Tilápia. Internacional Center for Aquaculture and Aquatic Environments. Auburn: Auburn University, Alabama. Research And Development. 1996. 42p.
- Sant'Ana, F.J.F.; Oliveira, S.L.; Rabelo, R.E.; Vulcani, V.A.S.; Silva, S.M.G.; Junior, J.A.F. 2012. Surtos de infecção por *Piscinoodinium pillulare* e *Henneguya* spp. Em pacus (*Piaractus mesopotamicus*) criados intensivamente no Sudoeste de Goiás. Pesquisa Veterinaria Brasileira, 32: 121-125.
- Santos, E.F.; Tavares-Dias, M.; Pinheiro D.A.; Neves, L.R.; Marinho, R.G.B.; Dias, M.K.R. 2013. Fauna parasitaria de tambaqui *Colossoma macropomum* (Characidae) cultivado em tanque-rede no estado do Amapá, Amazônia Oriental. Acta Amazonica, 43: 105-112.
- Sergipe. 2011. Secretária de Estado do Desenvolvimento Econômico e da Ciência e Tecnologia. Plano de desenvolvimento do arranjo produtivo local de piscicultura do Baixo São Francisco Sergipano. Núcleo Estadual de Arranjos Produtivos Locais. 2011.
- Silva, R.M.; Tavares-Dias, M.; Dias, M.W.R.; Marinho, R.G.B. 2013. Parasitic fauna in hybrid tambacu from fish farms. Pesquisa Agropecuaria Brasileira, 48:1049-1057.
- Thatcher V.E. 2006. Amazon fish parasites. 2da ed. Pensoft Publisher Sofia, Moskow. 2006, 508p.
- Turgut, E. 2012. Influence of temperature and parasite intensity on egg production and hatching of the monogenean *Dactylogirus extensus*. The Israeli Journal of Aquaculture, 64:esp. section.

Wagner, M.B. 1998. Medidas de associação em estudos epidemiológicos: risco relativo e odds ratio. *Jornal de Pediatria*. 74:247-251.

8. CONCLUSÃO GERAL

A fauna parasitária dos tambaquis da região do Baixo rio São Francisco se apresentou diversificada com fatores de risco espécie-específicos. A falta de controle quanto à qualidade da água afeta negativamente a sanidade dos cultivos. É necessária a tecnificação da produção, evitando manejos inadequados, e implementação de procedimentos de manejo profilático.

A escassez de estudos parasitológicos na região do Baixo rio São Francisco torna este trabalho de grande relevância quanto ao desenvolvimento da piscicultura de tambaquis na região Nordeste. A produção de informações sobre ocorrência, distribuição, assim como os fatores de risco associados ao parasitismo, conseqüentemente levam ao desenvolvimento da atividade.

A ausência do parasito acantocéfalo *Neoechinorhynchus buttnerae* levanta questões importantes sobre a sanidade e o controle ictiosanitário, principalmente no que diz respeito ao transporte de matrizes entre estados sendo necessário um rígido controle, a fim de evitar a introdução deste parasito que vêm causando sérios prejuízos em pisciculturas na região Norte do Brasil.

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

Dessa forma, é de vital importância que as informações científicas geradas por estudos desse tipo cheguem aos produtores de uma forma prática e aplicável nos sistemas de produção, proporcionando melhorias na produção da piscicultura local.

Catálogo de doenças parasitárias de tambaquis na região do baixo São Francisco- AL/SE



Equipe autoral: Rodrigo Yudi Fujimoto, Marcia Mayumi Ishikawa, Marina Keiko Pieroni Iwashita, Patrícia Oliveira Maciel, Magda Vieira Benavides, Daniel Masato Vital Hide, Ruana Vitória Bomfim Silva, Bruna de Jesus Santos, Peterson Emmanuel Guimarães Paixão, Estenio Carlos Correa Junior, Edsandra Campos Chagas, Márcia Helena Galina Dompieri.

Doenças parasitárias e manejo profilático de tambaquis (*Colossoma macropomum*) na região do Baixo São Francisco

Apresentação

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

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

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

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

Sumário

Introdução	3
O que observar?.....	5
Principais parasitas identificados	6
Monogeneas	6
Nematóides.....	11
Protozoários.....	13
Myxosporídeos	18
Crustáceos	21
Boas práticas de manejo sanitário	25
Síntese dos principais aspectos relacionados a sanidade dos tambaquis na região do Baixo São Francisco	31
Considerações finais.....	32
Bibliografia	33

Introdução

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

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

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

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

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

Os dados apresentados neste catálogo foram compilados a partir dos resultados de levantamento epidemiológico realizado em dez estabelecimentos aquícolas da região do Baixo São Francisco, onde foram coletados tambaquis (*Colossoma macropomum*) na fase de engorda,

amostrados nas épocas da seca e chuva, durante o ano de 2014. Os peixes foram analisados e os parasitos identificados até o menor nível taxonômico possível. Em paralelo, os piscicultores responderam a uma série de perguntas relacionadas à infraestrutura da propriedade (quantidade e condições dos viveiros, utensílios disponíveis), aquisição de insumos (alevinos e ração), manejo em geral adotado (preparação de viveiros, biometrias, densidade de estocagem, monitoramento da qualidade da água), manejo sanitário dos animais e aspectos de comercialização do pescado.

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

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

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

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

O que observar?

Durante o cultivo de peixes, a observação minuciosa de aspectos do ambiente de criação e do comportamento dos indivíduos permite a detecção precoce da ocorrência de parasitas e doenças nos animais, e assim possibilita a adoção de ações para reduzir ou controlar essas ocorrências. Os principais fatores que devem ser acompanhados durante o cultivo são:

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

PRINCIPAIS PARASITAS IDENTIFICADOS NAS PISCICULTURAS DE TAMBAQUI DA REGIÃO DO BAIXO SÃO FRANCISCO

Monogenea

Descrição geral

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

Sinais clínicos e patologia

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

Fatores de risco

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

Ciclo de vida (Figura 1)

Os monogeneas têm ciclo de vida direto, são hermafroditas, ou seja, possuem os dois sexos no mesmo indivíduo. Os da família Dactilogiridae são parasitos ovíparos e produzem um ovo por vez que são depositados diretamente na água. A forma larval chamada de oncomiracídio eclode do ovo e procura um novo hospedeiro, caso não o encontre, ela não sobrevive no ambiente. Ao entrar em contato com seu hospedeiro se transforma em um verme adulto completando seu ciclo. Esse ciclo tem duração média de 15 dias, sendo que, em temperaturas mais altas o ciclo pode ser mais rápido.

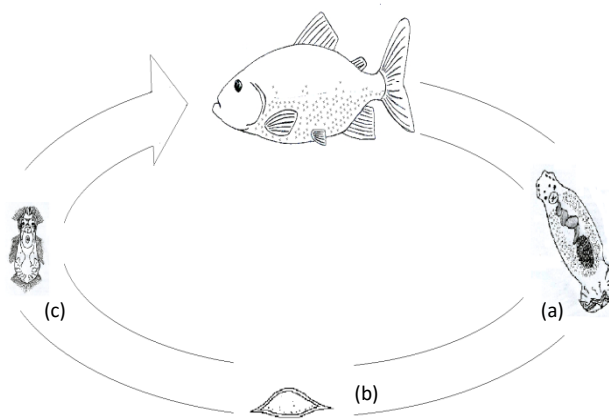


Figura 1. Ciclo de vida dos monogeneas: (a) adulto → (b) ovo → (b) larva.

Desenho: Peterson Emmanuel Guimarães Paixão

Profilaxia

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

Anacanthorus spathulatus KRITSKY, THATCHER e KAYTON, 1979

(Figura 2)

Local de infestação: Brânquias e superfície corporal (tegumento)

Prevalência: 44,4%

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

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

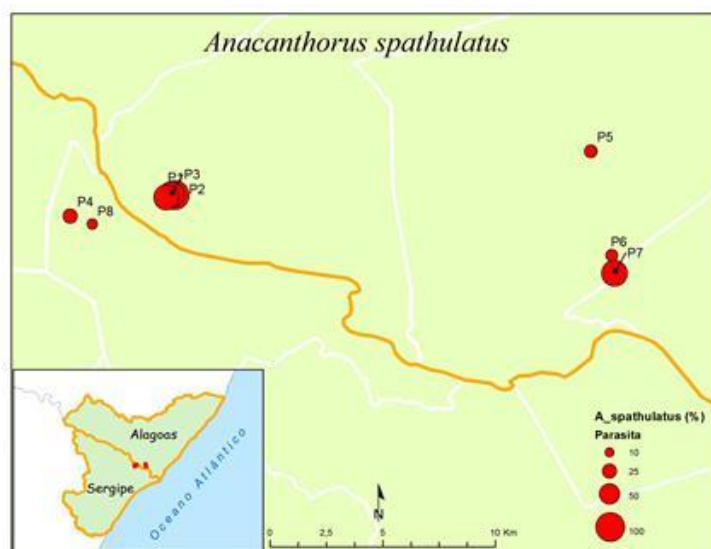


Figura 3. Mapa de distribuição espacial do parasito *Anacanthorus spathulatus*.



Foto: Daniel Masato Vital Hide

Figura 2. *Anacanthorus spathulatus*.

Mapa: Márcia Helena Galina Dompieri

***Linguadactyloides brinkmanni* THATCHER; KRITSKY, 1983 (Figura 4)**

Local de infestação: Brânquias e tegumento

Prevalência: 16,1%

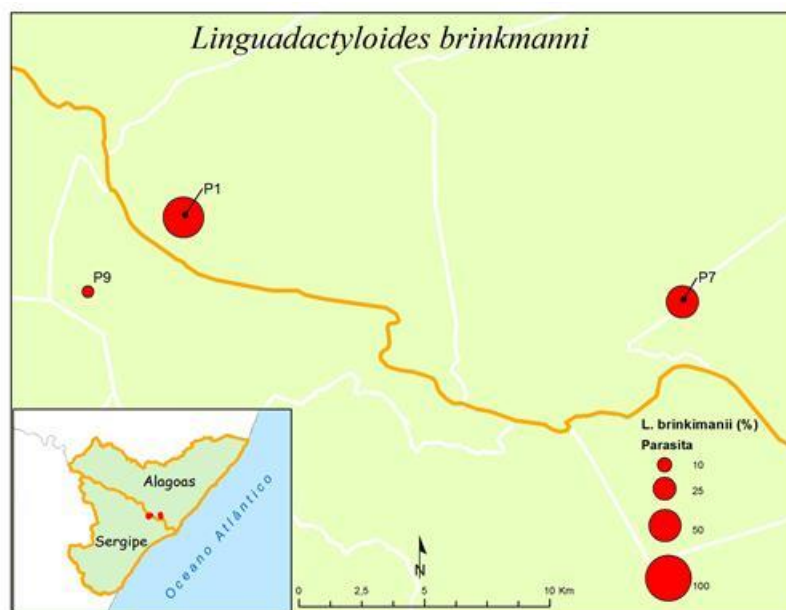
Intensidade média (Valor máximo e mínimo): 21,2 (Min:1; Max:129)

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



Foto: Daniel Masato Vital Hide

Figura 4. *Linguadactyloides brinkmanni*.



Mapa: Márcia Helena Galina Domplieri

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

***Mymarothecium boegeri* COHEN; KOHN, 2005 (Figura 6)**

Local de infestação: Brânquias e tegumento

Prevalência: 44,4%

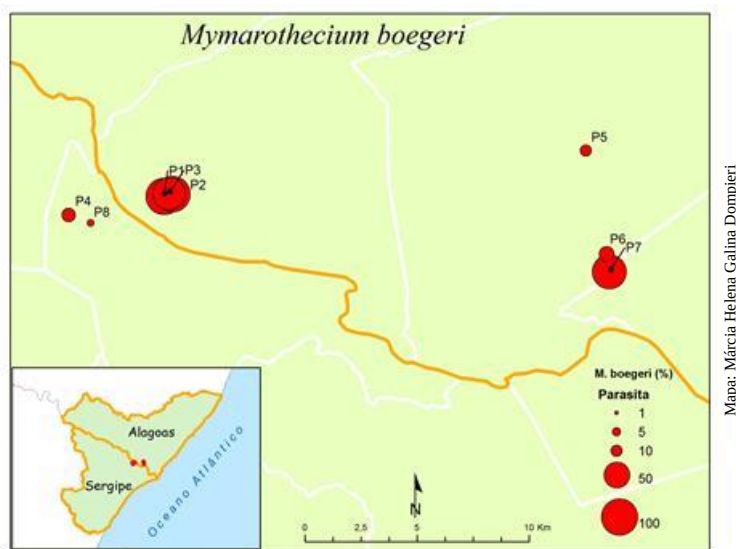
Intensidade média (Valor máximo e mínimo): 163,1 (Min:1; Max:2487)

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



Foto: Daniel Masato Vital Hide

Figura 6. *Mymarothecium boegeri*.



Mapa: Márcia Helena Galina Dompieri

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

Notozothecium janauachensis BELMONT-JÉGU et al., 2004 (Figura 8)

Local de infestação: Brânquias e tegumento

Prevalência: 38,7%

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

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



Foto: Daniel Masato Vital Hide

Figura 8. *Notozothecium janauachensis*.

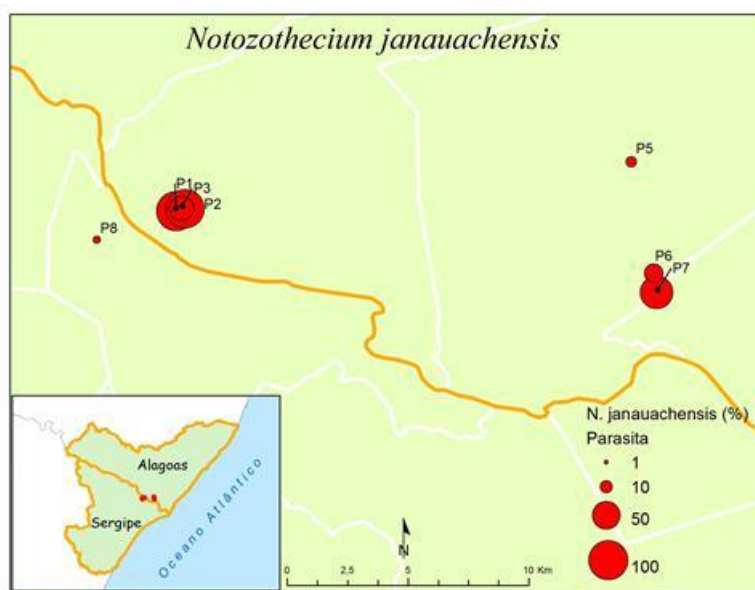


Figura 9. Mapa de distribuição espacial do parasito *N. janauachensis*.

Nematóides

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

Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus TRAVASSOS ARTIGAS & PEREIRA, 1928

Prevalência: 0,8%

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

Local de Infecção: trato gastro intestinal.

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

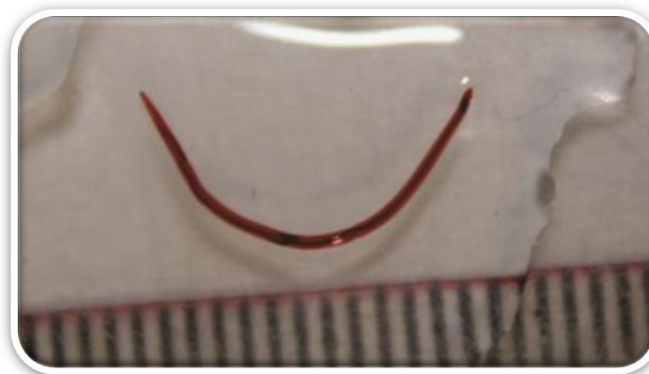


Foto: Daniel Masato Vital Hide

Figura 10. *P. (Spirocamallanus) inopinatus*.

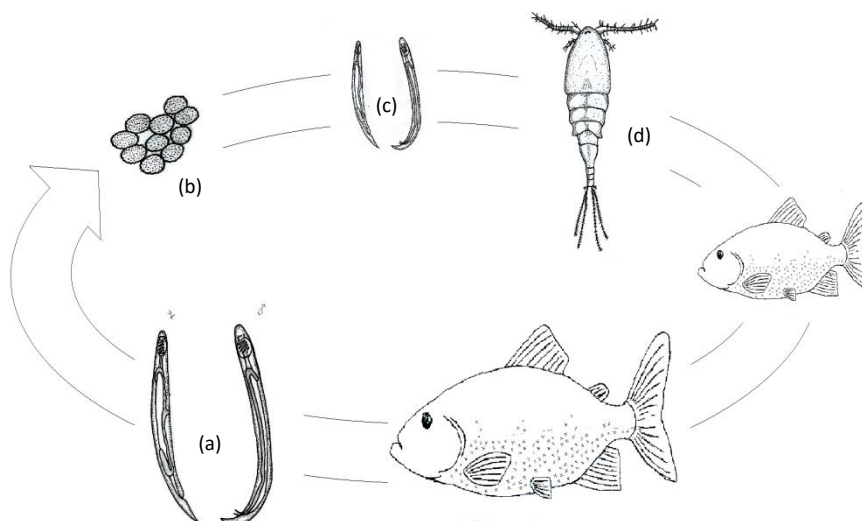
Mapa de distribuição espacial do parasito *Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus* na região do Baixo São Francisco (Figura 11).



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

Figura 11. Mapa de distribuição espacial do parasito *P.(S.) inopinatus*.

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



Desenho: Peterson Emmanuel Guimarães Paixão

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

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

Protozoários

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

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

***Trichodina* sp.** (Figura 13)

Prevalência: 3,66%

Local de Infestação: Superfície corporal e brânquias.

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

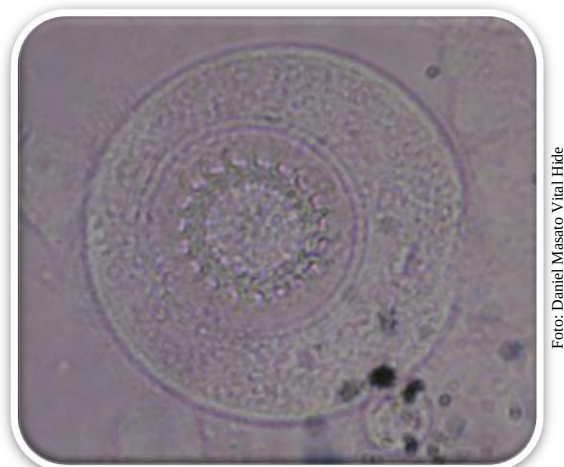


Foto: Daniel Massato Vital Hide

Figura 13: *Trichodina* sp.

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



Foto: Daniel Massato Vital Hide

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

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

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

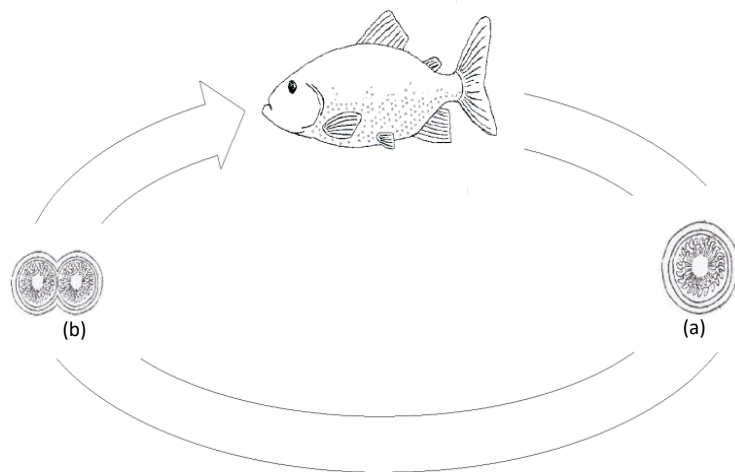


Figura 15. Ciclo de vida da Trichodina: (a) adultos → (b) reprodução por bipartição → adulto.

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

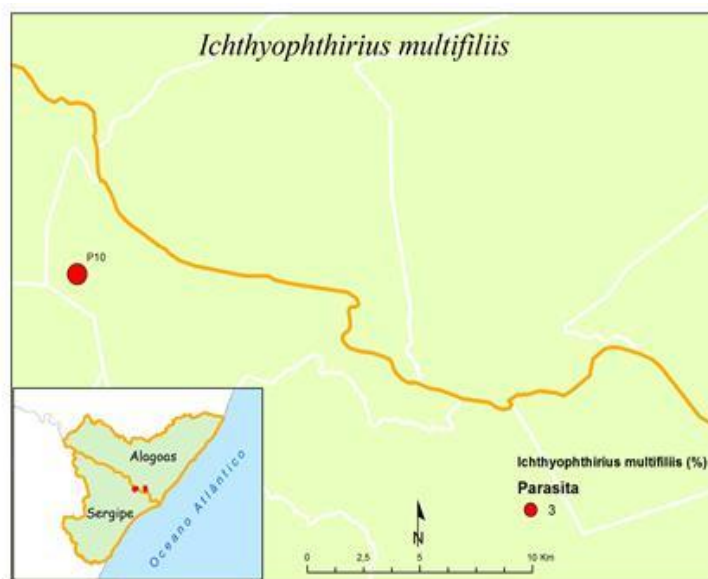
***Ichthyophthirius multifiliis* FOUQUET, 1876 (Figura 16)**

Prevalência: 1,67%

Local de Infestação: Superfície corporal

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

Sinais clínicos e patologia: Os peixes acometidos pela ictiofitiriose, ou simplesmente íctio,



Mapa: Márcia Helena Galina Domplert

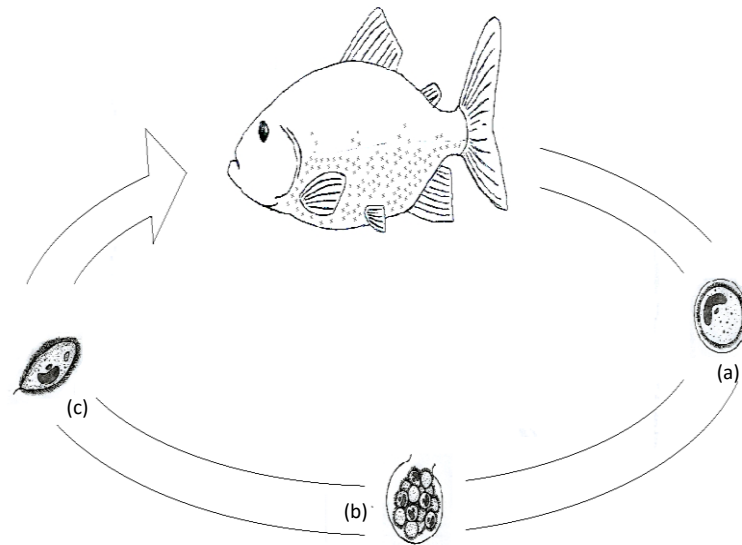
possuem manchas brancas circulares por todo o corpo, com cerca de 1 mm de diâmetro. Apresentam o comportamento de *flashing*, aumento da frequência do batimento opercular, anorexia e ficam próximo à entrada de água. A presença do parasito provoca prurido e irritação local. Quando nas brânquias, causam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

Fatores de risco: É relatado na literatura que choques bruscos de temperatura, não realização do processo de aclimação dos animais, altas densidades de estocagem e manejos em épocas

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

inadequadas são fatores que favorecem a proliferação do parasita.

Ciclo de vida (Figura 17): O ciclo do *I. multifiliis* pode ser dividido em três fases, sendo a epidérmica a mais importante, pois é a que causa a doença. Nesta fase os parasitas atacam o peixe, alojando-se nas brânquias entre duas camadas de células da pele, epiderme e a derme. Quando na pele é possível observar pontos brancos com até 1 milímetro de diâmetro. Quando atinge a maturidade, o parasita libera-se para o ambiente e produz um cisto gelatinoso, permanecendo preso a um substrato, como rochas e vegetação aquática, onde inicia a fase reprodutiva. Esta é a fase assexuada, e em poucos dias, produz 100 a 1000 novos parasitas, com potencial de atacar novos hospedeiros. Seu ciclo de vida depende da temperatura (quanto menor temperatura, mais lento é o ciclo). Sabe-se que ocorre de 3 a 5 dias quando em temperaturas de 21-24 °C, mas acima de 32°C sua reprodução cessa.



Desenho: Ruana Vitória Bomfim Silva

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

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

Ichthyobodo necator PINTO, 1928

Prevalência: 0,8%

Local de infestação: brânquia, nadadeiras e tegumento.

Mapa de distribuição espacial do parasito *Ichthyobodo necator* na região do Baixo São Francisco (Figura 18).

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

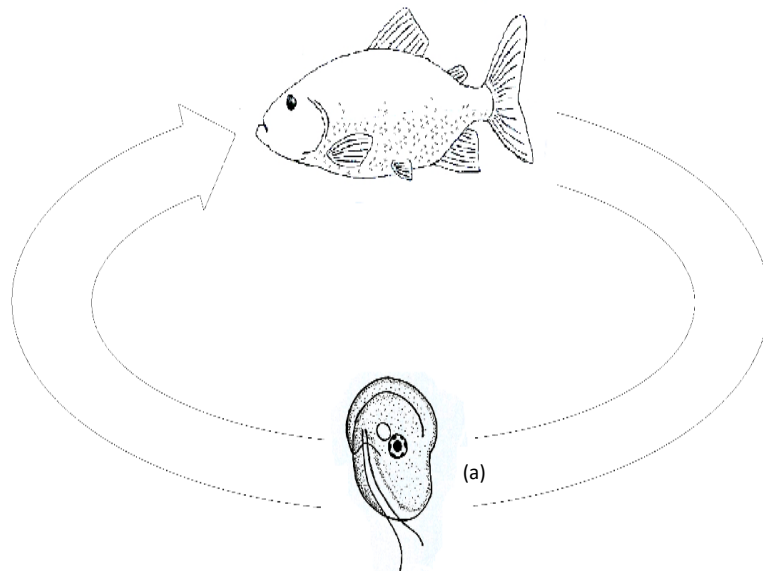


Mapa: Márcia Helena Galina Dompieri

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

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

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



Desenho: Ruana Vitória Bomfim Silva

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

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

Myxosporídeos

Descrição geral: Em tambaquis foram encontrados dois gêneros de myxosporídeos, o *Myxobolus* sp. e o *Henneguya* sp.

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

Prevalência: 31,5%

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

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

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

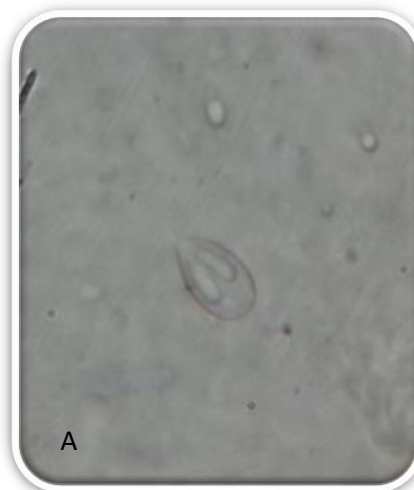


Foto: Daniel Masato Vital Hide

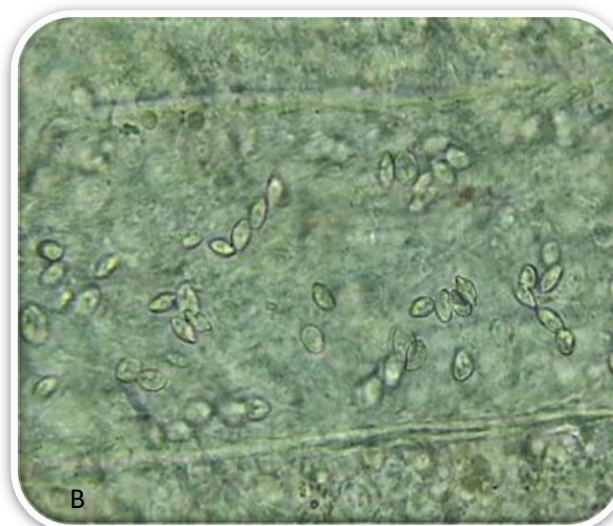


Foto: Daniel Masato Vital Hide

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

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

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

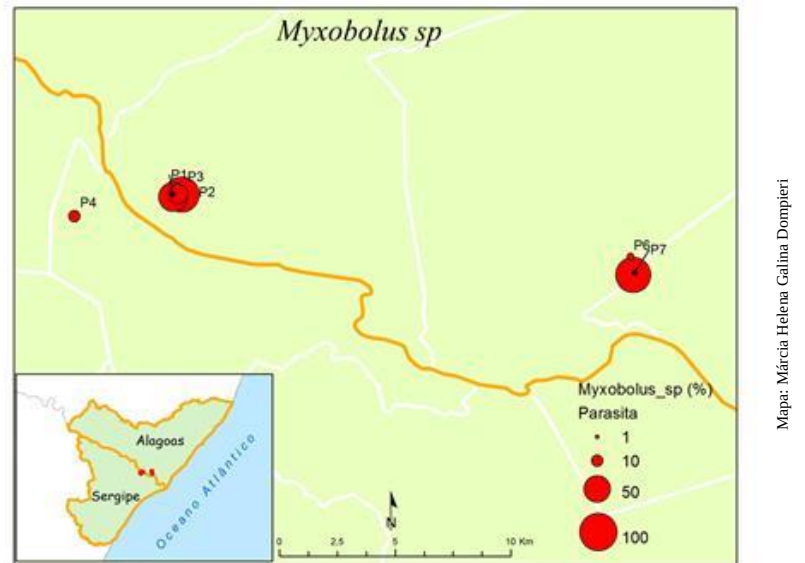


Figura 21. Mapa de distribuição espacial do parasito *Myxobolus* sp.

Ciclo de vida (Figura 22): O ciclo envolve dois hospedeiros: um vertebrado (peixe) e um invertebrado (oligoquetas). Em cada um desses hospedeiros encontram-se esporos (fase de desenvolvimento do parasita) com características diferentes.

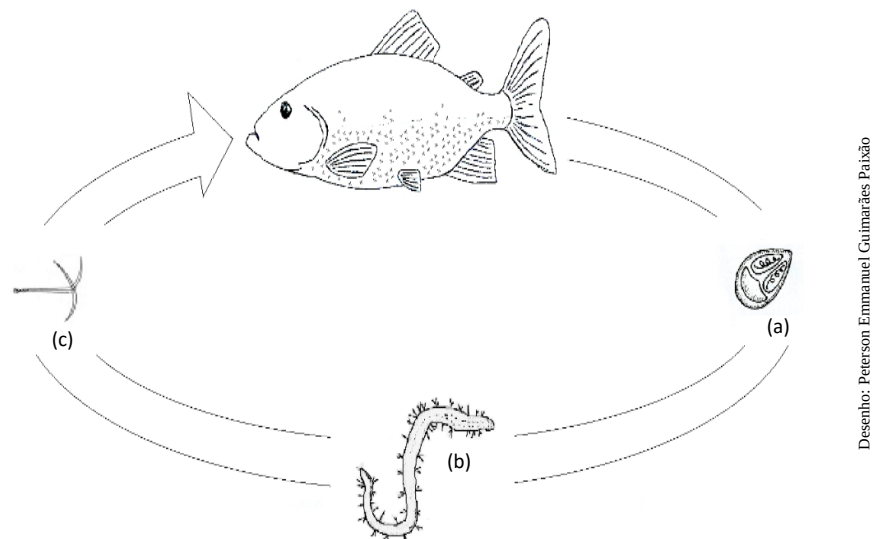


Figura 22. Ciclo de vida dos myxosporídeos: (a) esporos nos peixes → (b) hospedeiro oligoqueta → (c) forma actinospóra → retorna para peixe.

***Henneguya* sp.**

Prevalência: 4,8%

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

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

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

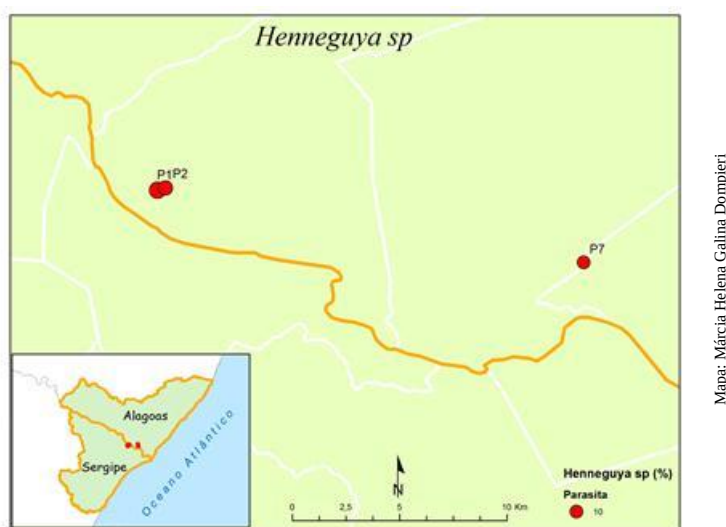


Figura 23. Mapa de distribuição espacial do parasito *Henneguya* sp.

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

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

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

Crustáceos

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

Sinais clínicos e patologia: Em intensas infestações, devido ao aparelho de fixação do parasita, os peixes apresentam pontos avermelhados no corpo, ficam apáticos e procuram áreas com maior disponibilidade de oxigênio.

Lernaea cyprinacea LINNAEUS, 1758 (Figura 24)

Prevalência: 8,1%

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

(Min:1; Max:9)

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

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



Foto: Daniel Masato Vital Hide



Foto: Daniel Masato Vital Hide

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

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

Fatores de risco: A temperatura influencia na propagação desse parasita assim como peixes menores são mais susceptíveis.

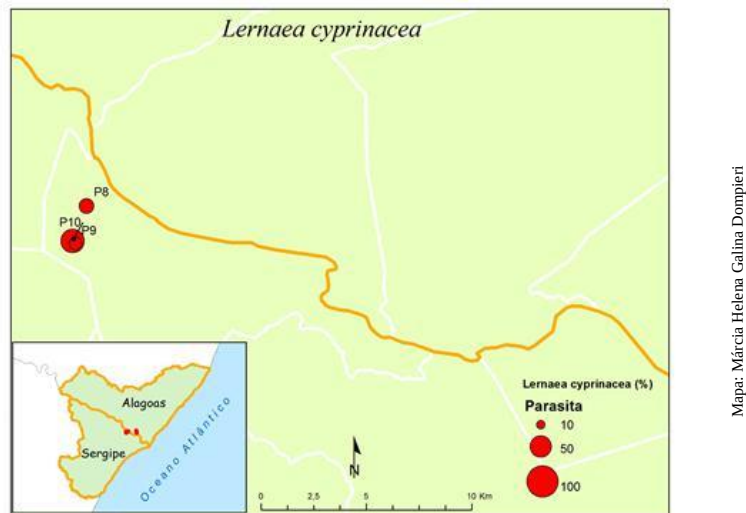


Figura 25 . Mapa de distribuição espacial do parasito *Lernaea cyprinacea*.

Ciclo de vida (Figura 26):

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

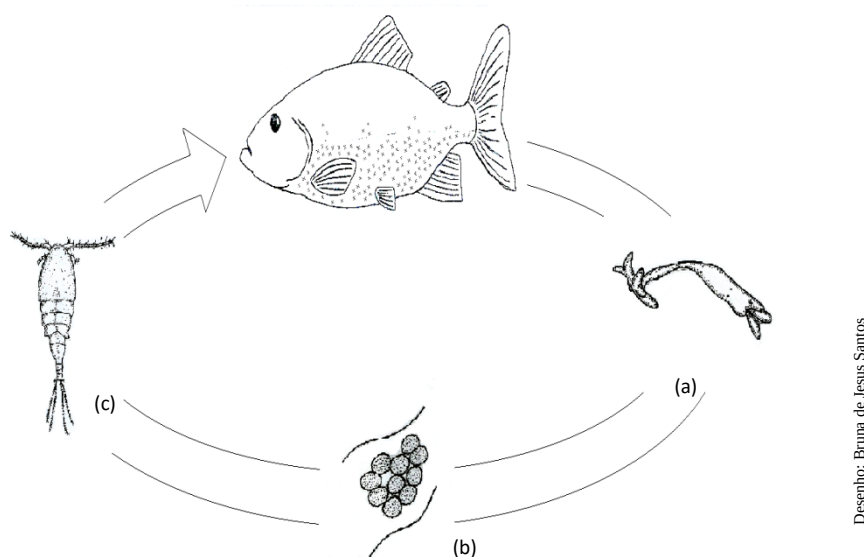


Figura 26. Ciclo de vida da *Lernaea*: (a) fêmea no peixe → (b) liberação de ovos → náuplios → (c) copepodito → fêmeas infectam os peixes

Profilaxia: Consiste em não se introduzir indivíduos parasitados nas pisciculturas e realizar o controle da qualidade da água. Na aquisição de novos lotes de peixes, banhos profiláticos devem ser aplicados durante a quarentena. Em viveiros com histórico dessa parasitose procedimentos de desinfecção devem ser realizados para se evitar contaminação do novo lote de peixes.

***Dolops carvalhoi* LEMOS DE CASTRO, 1949 (Figura 27 A e B)**

Prevalência: 2,4 %

Intensidade média: 1

Local de infestação: Superfície corporal e brânquias.

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



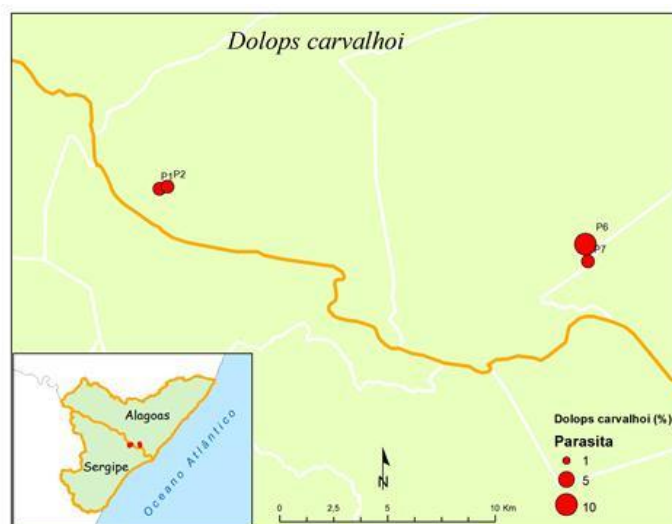
Foto: Daniel Masato Vital Hide



Foto: Daniel Masato Vital Hide

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

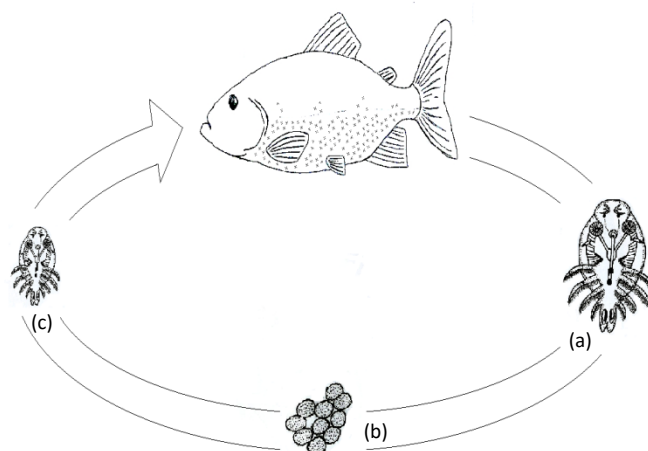
Mapa de distribuição espacial do parasito *Dolops carvalhoi* na região do Baixo São Francisco (Figura 28).



Mapa: Márcia Helena Galina Dompieri

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

Ciclo de vida (Figura 29): O ciclo biológico é direto e as fêmeas depois de fecundadas, colocam os ovos em substratos como plantas e rochas. As larvas eclodidas passam por diversas fases de desenvolvimento no ambiente antes de se tornarem adultas e parasitarem o hospedeiro.



Desenho: Bruna de Jesus Santos

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

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

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

Boas práticas de manejo sanitário

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

Utilização do sal nas práticas de manejo

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

Nesse último caso, o sal atua reduzindo as perdas osmorregulatórias que ocorrem durante o estresse. Em condições normais os peixes gastam energia para manutenção do equilíbrio osmorregulatório, contudo em situações estressantes, os peixes gastam energia adicional para manter ou restabelecer esse equilíbrio osmorregulatório. Este esforço e gasto de energia reduzem a resistência normal dos peixes, tornando-os mais sensíveis às doenças.

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

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

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

É importante ressaltar, que mesmo sendo seguro e de baixo custo, o sal deve ser utilizado com critério e acompanhado por um técnico responsável. Há uma desvantagem do uso do sal diretamente no viveiro para controle de doenças. O sal em águas com alta carga de matéria orgânica, que é muito comum nos viveiros, perde sua eficiência, além do que, dependendo do estágio da doença, pode não ser efetivo, de forma que a quantidade a ser utilizada seria muito grande.

Vazio sanitário e desinfecção no processo de preparação de viveiros

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

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



Figura 30. Secagem do viveiro para posterior desinfecção.

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

A não desinfecção do viveiro contribui para a persistência dos parasitos ou de seu hospedeiro intermediário no sistema produtivo, predispondo a ocorrência da doença em outros lotes de peixes. Além disso, pensando no sistema produtivo, a não desinfecção também contribui para a permanência de ovos e larvas de peixes invasores que serão predadores e fonte de estresse para alevinos em um novo ciclo produtivo.

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

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

Importante ressaltar que essa aplicação deve ser realizada com uso de equipamentos de proteção individual pelo manipulador, como botas, máscaras e vestimentas adequadas. Também deve ser observada a direção do vento para que a cal seja aplicada totalmente no viveiro e não seja disperso para contato com outras pessoas, animais e viveiros. É importante lembrar que a

cal virgem é uma substância que libera grande quantidade de calor quando em contato com a água, podendo causar queimaduras na pele.

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



Foto: Edsandra Campos Chagas

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

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

Controle de macrófitas

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



Foto: Daniel Masato Vital Hide

Figura 32. Viveiro com muitas macrófitas.

Assim, deve-se evitar a introdução desse tipo de planta no cultivo e manter o controle das macrófitas. Existem estudos apontando diversos métodos de controle, do químico ao mecânico. Para piscicultura, dependendo da infestação por essas plantas, recomenda-se o método mecânico, que embora mais trabalhoso, diminui o risco de um produto químico afetar

todo o sistema biológico ali estabelecido. A manutenção da transparência adequada da água (entre 35 e 40 cm) por meio das adubações iniciais e de manutenção é essencial para evitar a proliferação das macrófitas, pois muitas delas se estabelecem em águas muito transparentes.

Monitoramento da qualidade de água (Figura 33)

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

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

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

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

A medida de conforto para peixes tropicais para temperatura é de 26 a 32°C e o pH ideal deve estar entre 6,5 e 8,0 e uma flutuação diária ao longo do tempo maior que 2 unidades de pH é prejudicial aos peixes (LIMA et al., 2015)

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

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



Foto: Daniel Masato Vital Hide

Figura 33. Monitoramento da qualidade de água.

de colaboração entre as pisciculturas também para a aquisição desses equipamentos.

Entrada e saída individual de água

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

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

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

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

Controle no consórcio com outros animais

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



Foto: Marina Keiko Pieroni Iwashita

Figura 34. Consórcio com outros animais



Foto: Daniel Masato Vital Hilde

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

Realização de Biometrias

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

A biometria exige alguns procedimentos tais como:

- Realizar uma amostragem de 0,5% ou, no mínimo, 20 indivíduos. Quanto maior o número de peixes amostrados, mais confiável será a sua biometria.
- Os peixes devem ser capturados com redes adequadas para tal fim, como as redes de arrasto. É recomendada utilização de redes de fios interlaçados sem nós para garantir a integridade física dos peixes. As tarrafas podem ser utilizadas, porém não se recomenda, pois os peixes podem se machucar, pois se “emalham” nos filamentos da tarrafa. A passagem da rede pode ser feita em uma metade do viveiro para não manipular todos os peixes do viveiro, especialmente nos viveiros maiores. Os peixes devem ser coletados o mais rápido possível e não devem permanecer muito tempo contidos na rede dentro da água, a fim de evitar o estresse. Além disso, o confinamento na rede prejudica a respiração dos peixes e contribui para a retirada do muco do corpo, que é a barreira primária de proteção dos peixes.
- Na pesagem dos peixes, pode-se fazer uso de anestésicos (benzocaína 10% - 100 a 150 mg/L; GOMES et al., 2001) de forma a garantir a integridade dos animais contra injúrias e facilitar sua manipulação. Alternativa é utilizar utensílios de cor escura durante a pesagem, como sacos e baldes, para que os peixes não se debatam muito.
- Após a pesagem, é importante que os peixes antes de retornarem ao viveiro passem por um banho de sal na concentração de 8g/L. Após o procedimento de biometria, observações constantes e minuciosas devem ser realizadas nos viveiros durante a semana seguinte da biometria, porque nesse período os peixes podem apresentar algum comportamento estranho e até mortalidades. Esse acompanhamento é importante para observar se os peixes não desenvolveram ou manifestaram sinais clínicos e comportamentais de alguma doença em razão do estresse de manejo.

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

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

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

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

Considerações finais

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

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

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

Bibliografia

Ceccarelli, P.; Senhorini, J.; Volpato, G. **Dicas em Piscicultura: Perguntas & Respostas**. Botucatu: Santana Gráfica Editora, 2000. 247 p.

Chagas, E.C.; Maciel, P.O.; Aquino Pereira, S.L. 2015. **Infecções por acantocéfalos: um problema para produção de peixes**. In: Tavares Dias, M; Mariano, W.S. Aquicultura no Brasil novas perspectivas, v. 1. São Carlos, Pedro e João editores. p. 305-328

Lima, A. F.; Prhyston, Adriano. ; 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. 2015. **Manual de Piscicultura Familiar em Viveiros Escavados**. 1. ed. Palmas: Embrapa Pesca e Aquicultura, 143p.

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 , v. 38, n. 2, p. 283-290, 2003.

Iwashita, M.K.P. ; Maciel, P.O . **Princípios Básicos de Sanidade de Peixes**. In: Rodrigues, A.P.O.; Lima, A.F.; Alves, A.L.; Rosa, D.K.; Torati, L.S.; Santos, V.R.V. (Org.). Piscicultura de Água Doce - Multiplicando conhecimentos. 1ed. Brasília: Embrapa, 2013, v. 1, p. 215-272.

Thatcher, V.E. 1991. **Amazon fish parasites**. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia Manaus, Amazonas, Brazil. 571p.

10. ANEXO II: CEUA



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
FUNDAÇÃO UNIVERSIDADE FEDERAL DA GRANDE DOURADOS
PRÓ-REITORIA DE ENSINO DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS - CEUA

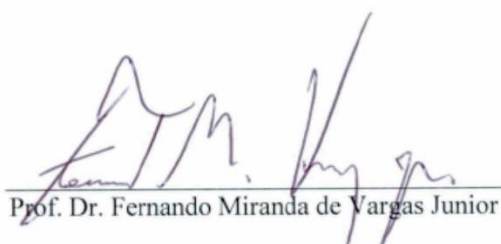
Dourados-MS, 12 de junho de 2014

Senhora Pesquisadora:

Márcia Regina Russo

O Projeto de sua responsabilidade – Protocolo nº. **003/2014** – **CEUA/UFGRD** - intitulado **"Aquasec - Rede de pesquisa em Epidemiologia das principais enfermidades bacterianas e parasitárias e prospecção de doenças virais em peixes redondos: tambaquis, nos polos produtivos de Rio Preto da Eva-AM, Baixo São Francisco (AL/SE), e pacus na região da Grande Dourados-MS, e os fatores de risco associados"** foi integralmente **APROVADO** e poderá ser conduzido.

Ressaltamos que é de responsabilidade do (a) pesquisador (a) envio de notificação à CEUA sobre o término do projeto.



Prof. Dr. Fernando Miranda de Vargas Junior

Coordenador CEUA

11. ANEXO III: COMPROVANTE DE SUBMISSÃO DO ARTIGO

Pesquisa Veterinária Brasileira

Preview

From: emilson.queiroz@embrapa.br
To: Danielhide@hotmail.com
CC: Danielhide@hotmail.com, floridovet@gmail.com, Peterson_god@hotmail.com, natal159@yahoo.com.br, Vallcoute18@hotmail.com, magda.benavides@embrapa.br, rrmadi@gmail.com, ryfujim@hotmail.com
Subject: Pesquisa Veterinária Brasileira - Manuscript ID PVB-4510
Body: 18-Dec-2015

Dear Mr. Hide:

Your manuscript entitled "Fauna parasitária de tambaqui e fatores de risco associados na região do baixo rio São Francisco (SE/AL)." has been successfully submitted online and is presently being given full consideration for publication in the Pesquisa Veterinária Brasileira.

Your manuscript ID is PVB-4510.

Please mention the above manuscript ID in all future correspondence or when calling the office for questions. If there are any changes in your street address or e-mail address, please log in to ScholarOne Manuscripts at <https://mc04.manuscriptcentral.com/pvb-scielo> and edit your user information as appropriate.

You can also view the status of your manuscript at any time by checking your Author Center after logging in to <https://mc04.manuscriptcentral.com/pvb-scielo>.

Thank you for submitting your manuscript to the Pesquisa Veterinária Brasileira.

Sincerely,
Pesquisa Veterinária Brasileira Editorial Office

Date Sent: 18-Dec-2015

 Close Window

12. ANEXO IV: QUESTIONÁRIO



Ministério da
Agricultura, Pecuária
e Abastecimento



QUESTIONÁRIO PROJETO AQUASEC

Aquasec- Rede de pesquisa em epidemiologia das principais enfermidades bacterianas, virais e parasitárias de peixes redondos: tambaquis, nos polos produtivos de Rio Preto da Eva (AM), Baixo São Francisco (AL/SE), e pacus na região da Grande Dourados (MS), e os fatores de risco associados.

IDENTIFICAÇÃO DO COLETOR DE DADOS

Data da aplicação do questionário:

Nome do responsável pelo preenchimento:

IDENTIFICAÇÃO DA PROPRIEDADE

Número da ficha:

Indicação do pólo de produção:

() Amazonas

() Mato Grosso

() Baixo São Francisco

Nome do entrevistado: _____

() proprietário

() encarregado

() outro

Nome da propriedade:

Endereço da propriedade:

Telefone/e-mail:

Coordenadas:

DATUM side 69:

Latitude ou Eixo y:

Latitude ou Eixo x:

PARTE 1: Dados da região onde se encontra a propriedade aquícola

1) Existe muita variação de temperatura durante o ano?

☐ Não.

☐ Sim.

2) Houve registro de falta de água nos últimos 3 anos (ou mais) na região?

☐ Não.

☐ Sim. Com que frequência?

☐ Anualmente. Em que meses? ☐ J ☐ F ☐ M ☐ A ☐ M ☐ J ☐ J ☐ A ☐ S ☐ O ☐ N ☐ D

☐ Esporadicamente dependendo do ano.

3) Existem outros empreendimentos aquícolas **no entorno** da propriedade?

☐ Não.

☐ Sim. Que tipo de empreendimento:

☐ camarão marinho

☐ camarão de água doce

☐ quelonicultura

☐ peixe. Qual(is) espécie(s)? ☐ tambaqui

☐ pacu

☐ híbridos de redondos

☐ pintado

☐ cachara

☐ híbridos de bagres (jundiara ou pintado da Amazônia, “ponto e vírgula”)

☐ pirarucu

☐ tilápia

☐ outros

4) Existem lavouras/pecuária **no entorno** da propriedade?

☐ Não.

☐ Sim. Que tipo de cultivo? ☐ fruteiras

☐ hortaliças

☐ pasto

- ☐ cana
☐ grãos
☐ algodão
☐ outros _____

5) Se sim (*na pergunta 4*), este cultivo utiliza algum produto químico (herbicida ou inseticida)?

☐ Não.

☐ Sim. Qual (is)? _____

6) Se sim (*na pergunta 4*), este cultivo **externo** está próximo à fonte de abastecimento de água da propriedade?

☐ Não.

☐ Sim.

7) Qual a distância entre a lavoura/pecuária e a piscicultura? _____ metros

8) Na propriedade, que tipo de solo predomina na área da piscicultura?

☐ argiloso (massa de solo na mão forma blocos compactos após comprimido, mão fica suja).

☐ areno argiloso (massa de solo na mão forma blocos compactos após comprimido, mão não muito suja).

☐ arenoso (massa de solo na mão, não compacta e não suja as mãos).

PARTE 2 - Características da infraestrutura da propriedade

9) Qual a área total da propriedade? (*responder em metros quadrados*)

_____ m²

10) Qual a área total de lâmina de água? (*responder em metros quadrados*)

_____ m²

11) Pratica outra atividade na propriedade além da piscicultura?

() Não.

() Sim. Pecuária (bovinos, suínos, aves, ovinos ou caprinos).

() Sim. Lavoura (cana, café, milho, algodão, hortaliças, fruteiras, etc).

() Sim. Ambas.

12) Se sim (*na pergunta 11*), nesses cultivos utiliza algum produto químico (herbicida ou inseticida)?

() Não.

() Sim. Qual (is)?

13) Se sim (*na pergunta 11*), a piscicultura é a principal atividade da propriedade?

() Não.

() Sim.

14) Quais espécies são produzidas na propriedade? (*pode ser marcada mais de uma opção*)

() tambaqui

() pacu

() híbridos de redondos

() pintado

() cachara

() híbridos de bagres (jundiara ou pintado da Amazônia, ponto e vírgula)

() pirarucu

() tilápia

() outros. Quais? _____

15) Das respostas (*da pergunta 14*), qual é a espécie principal?

() tambaqui

() pacu

() híbridos de redondos

() pintado

- ☐ cachara
- ☐ híbridos de bagres (jundiara ou pintado da Amazônia, ponto e vírgula)
- ☐ pirarucu
- ☐ tilápia
- ☐ outros. Quais? _____

16) Quais as etapas do cultivo realiza na propriedade?

- ☐ Reprodução
- ☐ Larvicultura
- ☐ Alevinagem
- ☐ Engorda
- ☐ Processamento

17) PARA O TAMBACUI/PACU, quais etapas do cultivo realiza na propriedade?

- ☐ Reprodução
- ☐ Larvicultura
- ☐ Alevinagem
- ☐ Engorda
- ☐ Processamento

18) Qual é a posição dos tanques de alevinagem e recria (berçários) em relação aos demais?

- ☐ não faz alevinagem e recria (berçário).
- ☐ ao lado dos tanques de engorda.
- ☐ antes dos tanques de engorda.
- ☐ depois dos tanques de engorda.
- ☐ a posição varia de acordo com a disponibilidade de tanques livres para uso na propriedade.

19) No caso da engorda, qual o sistema de produção de acordo com uso das espécies?

- ☐ Monocultivo.
- ☐ Policultivo (*dentro da água, mais de uma espécie de peixe*).

Citar espécies de peixes: _____

() Consórcio (*fora da água, associação com mamíferos, aves, cultivos vegetais*).

Citar espécies animais: _____

20) Quantas estruturas de cultivo e o tamanho total tem na propriedade?

(*No parênteses anotar o número existente de cada estrutura. Na linha a área total de lâmina de água de cada tipo de estrutura em metros quadrados*).

() Viveiro: _____ m²

() Barragem ou represa (*barra rio, igarapé*): _____ m²

() Tanque-rede. Volume das estruturas: _____ m²

() Açude (*água de chuva*): _____ m²

21) Qual o formato da maioria das estruturas de cultivo?

() retangulares

() quadradas

() circulares

() heterogêneas

22) Qual o formato das estruturas de cultivo DO TAMBACUI/PACU?

() retangulares

() quadradas

() circulares

() heterogêneas

23) Os taludes dos tanques/viveiros estão erodidos?

(*Não precisa perguntar, apenas observar e anotar*)

() Não.

() Sim. Observação pertinente: _____

24) As cristas dos tanques/viveiros têm plantações?

(*Não precisa perguntar, apenas observar e anotar*)

() Não.

() Sim. Qual tipo?

25) Os tanques/viveiros apresentam macrófitas no entorno ou em seu interior?

(Não precisa perguntar, apenas observar e anotar)

() Não.

() Sim. Que tipo? (tentar fotografar) _____

26) Existem curvas de nível na propriedade para evitar entrada de enxurradas nos tanques/viveiros?

() Não.

() Sim. Observação pertinente: _____

27) Os tanques/viveiros têm entrada e saída de água individual?

() Não.

() Sim. Observação pertinente: _____

28) A forma de abastecimento de água nos viveiros/tanques é feito em cascata ou em série?

() Não.

() Sim. Observação pertinente: _____

29) Por onde é feita a saída de água **para esgotamento** dos tanques/viveiros?

() retirada e água por cima.

() retirada e água por baixo.

30) Como é o sistema de escoamento da água dos tanques/viveiros?

() superficial no lado oposto a entrada de água.

() superficial no mesmo lado da entrada de água.

() por monge.

() por sifão interno (com ou sem camisinha/charuto).

() por sifão externo.

31) Realiza algum tratamento da água de drenagem?

() Não.

() Sim. Qual? _____

32) Existe galpão ou sala de ração?

() Não.

() Sim. Observação pertinente: _____

33) Existe energia elétrica na propriedade?

() Não.

() Sim. Observação pertinente: _____

34) A propriedade possui aerador?

() Não.

() Sim. Obs. (quantos/de que tipo):

PARTE 3 - Aquisição de formas jovens

35) Origem dos alevinos/pós larvas:

() Comprados no mesmo estado da piscicultura.

() Comprados em outro estado. Qual? (inserir opções com as UF)

36) De quem adquire os alevinos?

() Sempre do mesmo fornecedor. Qual? -

() Varia o fornecedor. De quais adquire?

37) Conhece a propriedade e o histórico da fazenda fornecedora dos alevinos?

() Sim.

() Não.

38) Qual é o critério para escolha do fornecedor de alevinos?

- ☐ É o único na região.
- ☐ Indicação de outro produtor.
- ☐ Menor preço.
- ☐ Escolhe o fornecedor que tem alevinos na época desejada.

39) Já recebeu lotes com mais problemas que outros?

- ☐ Não.
- ☐ Sim.

40) Se sim (*na pergunta 39*), quais os tipos de problema?

- ☐ mortalidade
- ☐ deformidade, cauda ou coluna tortas
- ☐ machucados/feridas
- ☐ baixo crescimento
- ☐ heterogeneidade
- ☐ outros. _____

41) O fornecedor apresenta algum tipo de certificado que ateste a saúde dos alevinos comprados?

- ☐ Não.
- ☐ Sim.

42) Você (o produtor) faz algum tipo de análise nos peixes que entram na propriedade?

- ☐ Não.
- ☐ Sim.

PARTE 4 - Qualidade da água

43) Monitora a qualidade de água dos viveiros?

- ☐ Não.
- ☐ Sim. Faz análise no início do cultivo.
- ☐ Sim. Adequa a água ao cultivo da espécie alvo (tambaqui/pacu).

44) Analisa as variáveis com que frequência?

- ☐ Semanalmente.
- ☐ Mensalmente.
- ☐ Analisa sob demanda (quando precisa).
- ☐ Não analisa.

45) Faz monitoramento de quais parâmetros de qualidade de água dos tanques? Como faz? *(escrever na linha ao lado)*

- ☐ Transparência _____
- ☐ Oxigênio _____
- ☐ pH _____
- ☐ Temperatura _____
- ☐ Alcalinidade _____
- ☐ Amônia _____
- ☐ Nitrito _____
- ☐ Outro _____

46) Qual é a origem da fonte de água da propriedade?

- ☐ Rio
- ☐ Igarapé
- ☐ Poço
- ☐ Nascente
- ☐ Açude (água de chuva)
- ☐ Barragem de rio (represa)

47) Como é feito o abastecimento de água?

- ☐ Gravidade
- ☐ Bombeamento
- ☐ Outro. _____

48) Realiza algum tratamento na água de abastecimento dos tanques/viveiros?

- ☐ Não.

☐ Sim. Qual? _____

49) Faz renovação de água dos tanques/viveiros?

☐ Não.

☐ Sim. Qual taxa de renovação?

☐ renova o quanto evapora

☐ renova quando tem problemas no tanque/viveiro

☐ se souber a taxa (%) de renovação registrar

☐ outro

PARTE 5 - Manejo

50) A mão-de-obra da propriedade é treinada ou capacitada?

☐ Sim. Recebem treinamento na propriedade.

☐ Sim. São contratados apenas com experiência prévia.

☐ Sim. Mão-de-obra familiar.

☐ Não.

51) Faz calagem nos tanques/viveiros antes do povoamento?

☐ Não.

☐ Sim. O que utiliza?

☐ Calcário dolomítico

☐ Calcário calcítico

☐ Cal virgem

☐ Cal hidratada

☐ Outro _____

52) Fertiliza/aduba os tanques/viveiros antes do povoamento?

☐ Não.

☐ Sim. O que utiliza? *(pode marcar uma ou mais opções)*

☐ Adubo químico (N, P, K)

☐ Farelo de arroz ou trigo

☐ Cama de frango

☐ Esterco bovino

☐ () Outro _____

53) Faz biometria dos peixes?

☐ () Não.

☐ () Sim. Semanalmente.

☐ () Sim. Quinzenalmente.

☐ () Sim. Mensalmente.

☐ () Sim. Com frequência variável. Quando? _____

54) Utiliza anestésico no manejo?

☐ () Não.

☐ () Sim. Qual? _____

55) Utiliza sal?

☐ () Não.

☐ () Sim. Em quais momentos utiliza?

☐ () Para preparação do viveiro.

☐ () Periodicamente no tanque.

☐ () Nas biometrias.

☐ () Na chegada dos peixes na propriedade.

☐ () Quando há manipulação dos peixes: classificação, transferência e biometria.

☐ () Quando aparecem doenças.

☐ () Outros _____

56) São feitas observações periódicas dos tanques/viveiros?

☐ () Não repara no tanques/viveiros.

☐ () Sim. Diária.

☐ () Sim. Semanal.

57) Possui filtro ou tela no local de captação de água da propriedade?

☐ () Não.

☐ () Sim.

58) Possui filtro ou tela na entrada de água dos tanques/viveiros?

() Não.

() Sim.

59) Pratica alguma prevenção contra aves?

() Não.

() Sim. Qual? _____

60) Existem casos de predação dos peixes?

() Não. Qual a proteção utiliza para evitar? _____

() Sim. Qual é o predador? _____

61) Qual a densidade dos tanques? *(Deve ser respondida para cada um dos 3 tanques estudados)*

Tanque 1: _____

Tanque 2: _____

Tanque 3: _____

Média da propriedade: _____

PARTE 6 - Alimentação

62) Utiliza ração?

() Não.

() Sim. Qual(is) marca(s)? _____

63) No que se baseia a escolha da marca da ração? *(Pode marcar mais de uma opção)*

() Exigência da espécie.

() Cor e cheiro.

() Preço.

- () Facilidade de compra.
- () Melhor desempenho dos peixes.
- () Melhor relação custo benefício.

64) Quanto à ração: qual o tamanho do pellet e % proteína bruta (PB) utilizado **na** **recria**?

_____ mm
_____ % PB

65) Quanto à ração: qual o tamanho do pellet e % proteína bruta (PB) utilizado **na** **engorda**?

_____ mm
_____ % PB

66) Como sabe a quantidade de ração a ser administrada no tanque/viveiro?

- () Não sei a quantidade.
- () Calcula a quantidade de acordo com dados das biometrias.
- () Não calcula. Oferece ração à vontade até a saciedade aparente dos peixes.
- () Outro _____

67) Utiliza subprodutos?

- () Não.
- () Sim. Qual?
 - () milho
 - () soja
 - () outros _____

68) Com que frequência oferece os subprodutos?

- () Todos os dias complementando a ração.
- () Quando o preço da ração está alto.
- () Quando acaba a ração.
- () Outro _____

69) Como é o armazenamento das rações?

(não precisa perguntar, pode ser observado in loco na propriedade para marcar a opção)

- ☐ Local fresco e arejado.
- ☐ Local úmido sem ventilação.
- ☐ Local fresco e arejado porém saco no chão ou encostado nas paredes.
- ☐ Local úmido sem ventilação e com saco no chão ou encostado na parede.
- ☐ Não tem local fixo para armazenar.

70) Já observou rações com cheiro azedo ou formando grumos?

- ☐ Não.
- ☐ Sim.

71) A ração é comprada com que frequência? *(depois, relacionar a resposta ao tamanho do empreendimento)*

- ☐ Semanalmente.
- ☐ Quinzenalmente.
- ☐ Mensalmente.
- ☐ Bimestralmente.
- ☐ Trimestralmente.
- ☐ De acordo com a demanda.

PARTE 7 - Doenças

72) Já teve ocorrência de doenças na propriedade?

- ☐ Não.
- ☐ Sim. Qual doença? _____

73) Já observou algum destes comportamentos nos peixes? *(Pode marcar mais de uma opção)*

- ☐ lentos, sem reação à captura.
- ☐ próximos a entrada da água.
- ☐ raspagem na lateral do tanque/viveiro.
- ☐ mudança de cor.
- ☐ não se alimentam.

- () presença de corpos estranhos na superfície do corpo.
- () machucados ou pontos vermelhos no corpo.
- () tufos brancos no corpo.
- () isolados do cardume.
- () natação na superfície da lâmina de água.
- () outro _____

74) Existe **alguma época do ano** em que morrem mais peixes?

- () Não.
- () Sim. Quando? (estação/meses) _____

Já foi observado algum comportamento ou sinal nos peixes nessa época do ano?

- () Não.
- () Sim. Quais?
 - () lentos, sem reação à captura.
 - () próximos a entrada da água.
 - () raspagem na lateral do tanque/viveiro.
 - () mudança de cor.
 - () não se alimentam.
 - () presença de corpos estranhos na superfície do corpo.
 - () machucados ou pontos vermelhos no corpo.
 - () tufos brancos no corpo.
 - () isolados do cardume.
 - () natação na superfície da lâmina de água.
 - () outro _____

75) Existe **uma fase de desenvolvimento** em que morrem mais peixes?

- () Não
- () Sim. Qual o tamanho? _____

Já foi observado algum comportamento ou sinal nos peixes nessa época do ano?

- () Não.
- () Sim. Quais?
 - () lentos, sem reação à captura.
 - () próximos a entrada da água.

- ☐ raspagem na lateral do tanque/viveiro.
- ☐ mudança de cor.
- ☐ não se alimentam.
- ☐ presença de corpos estranhos na superfície do corpo.
- ☐ machucados ou pontos vermelhos no corpo.
- ☐ tufos brancos no corpo.
- ☐ isolados do cardume.
- ☐ natação na superfície da lâmina de água.
- ☐ outro _____

76) Qual o destino dado aos animais mortos?

- ☐ deixa no tanque que outros animais comem.
- ☐ retira e joga no lixo comum.
- ☐ retira e enterra.
- ☐ retira e queima.
- ☐ retira e joga em algum lugar na propriedade.
- ☐ retira e jogar para os animais silvestres (aves, mamíferos).
- ☐ retira e joga para cão e gato.

77) Existe uma área de quarentena na piscicultura?

- ☐ Sim.
- ☐ Não. Por quê? ☐ custo é alto.
 - ☐ não sabe o que é isso.
 - ☐ não sabe como fazer.
 - ☐ não tem espaço.
 - ☐ não acha importante.

78) Faz aclimatação dos peixes?

- ☐ Não.
- ☐ Sim.

79) Joga a água de transporte no tanque/viveiro da propriedade?

- ☐ Não.

☐ Sim.

80) Faz desinfecção dos tanques/viveiros?

☐ Não.

☐ Sim. Com o quê? ☐ Calcário.

☐ Cal virgem.

☐ Cal hidratada.

☐ Outro _____

81) Quando faz a desinfecção dos tanques/viveiros?

☐ Durante o enchimento do viveiro.

☐ Quando o viveiro está seco.

☐ Quando o viveiro está cheio.

☐ Outro _____

82) Faz desinfecção dos utensílios como rede, baldes, tarrafas e puçás?

☐ Não.

☐ Sim. Com qual produto? _____

Com que frequência faz? ☐ logo após o uso.

☐ antes do uso.

☐ antes e depois do uso.

☐ semanalmente.

☐ outro.

83) Faz raspagem do fundo do tanque/viveiro entre um ciclo e outro?

☐ Não.

☐ Sim.

84) Utiliza ou já utilizou algum medicamento ou produto químico nos tanques/viveiros?

☐ Sim. Apenas quando os peixes estão doentes.

☐ Sim. Sempre que existe possibilidade dos peixes ficarem doentes (antes de algum manejo, no inverno, antes ou durante o manejo).

☐ Sim. Apenas quando existe recomendação de um técnico especializado.

☐ Não.

85) Se sim, qual(is) o(s) produto(s) utilizado(s) e dose? _____

PARTE 8 - Assistência técnica

86) Possui assistência técnica especializada?

☐ Não.

☐ Sim. Possui um técnico contratado.

☐ Sim. Pessoa da família é formada em área afim.

☐ Sim. Técnico de cooperativa, empresa ou equivalente faz assistência esporadicamente.

☐ Sim. Chamo um técnico quando tem algum problema.

87) Quando chama um técnico, o faz com qual frequência?

☐ Semanal.

☐ Mensal.

☐ Por demanda (quando precisa).

☐ O técnico vive na propriedade ou vai trabalhar todos os dias.

☐ Somente no início do cultivo.

88) Existe assistência técnica específica para doenças e sanidade?

☐ Não.

☐ Sim.

PARTE 8 - Comercialização

89) Para onde vende o peixe?

☐ Feira.

☐ Frigorífico/Entrepasto de pescado.

☐ Supermercado.

☐ Direto ao consumidor.

☐ Atravessador.

90) Existe algum controle sanitário na venda?

() Não.

() Sim. Qual? _____

91) Qual a forma de comercialização do pescado:

() Peixe vivo ou morto para entreposto de pescado.

() Peixe vivo para consumo.

() Peixe processado. Se processado, qual a forma de processamento do pescado?

() inteiro (com vísceras).

() eviscerado (sem vísceras).

() filé de peixe.

() outros cortes e preparações.

() pescado fresco.

() pescado congelado.