

UNIVERSIDADE DO AMAZONAS  
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS PESQUEIRAS

Handwritten notes in blue ink, including the number 6084 and some illegible text.

A FAUNA DE PARASITAS E PATOLOGIAS DE ALEVINOS DO TAMBAQUI,  
*Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) CULTIVADOS EM UMA REPRESA NA  
AMAZÔNIA CENTRAL

Sãmea Coelho Bezerra

Orientador: Sãmea Coelho Bezerra, M.Sc.

Supervisor: Luis Antonio Silva Melo, M.Sc.

Monografia apresentada à Faculdade de  
Ciências Agrárias, da Universidade do  
Amazonas, para a obtenção do grau de  
Engenheiro de Pesca.

Handwritten note: 014/2000

Manaus – Amazonas  
Setembro – 2000

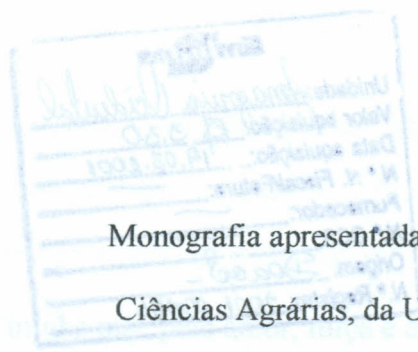
**UNIVERSIDADE DO AMAZONAS**  
**FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS**  
**DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS PESQUEIRAS**

**A FAUNA DE PARASITAS E PATOLOGIAS DE ALEVINOS DO TAMBAQUI,**  
*Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) CULTIVADOS EM UMA REPRESA NA  
**AMAZÔNIA CENTRAL**

**Sâmea Coelho Bezerra**

**Orientador: José Celso de Oliveira Malta, Dr.**

**Supervisor: Luis Antelmo Silva Melo, M.Sc.**



Monografia apresentada à Faculdade de  
Ciências Agrárias, da Universidade do  
Amazonas, para a obtenção do grau de  
Engenheiro de Pesca.

Manaus – Amazonas  
Setembro – 2000

## Agradecimentos

À Deus, pelo infinito amor que fez com que eu conquistasse o primeiro de tantos desafios que estão por vir.

Ao meu orientador, Celso de Oliveira Malta, pela orientação incontestável desde o momento em que eu fui orientado. A ele tenho eterna gratidão e admiração.

Ao M.Sc. Carlos Roberto de Melo (EMBRAPA) pelo supervisionamento e contribuição.

Aos professores do LCP, especialmente ao M.Sc. José Inhamuns, M.Sc. José Mendes, e principalmente, ao Dr. Valdíck de Silva, pelo apoio, incentivo e confiança.

À Dra. Clara e ao Dr. Bruce Rider Farias, pelo apoio recebido como bolsista do CNPq no Programa RHAB.

Ao amigo Jorge pela paciência e contribuição durante o desenvolvimento deste trabalho.

Aos integrantes do Laboratório de Parasitologia e Patologia de Insetos da INPA: Edilson, Aurélio, Juselda e Sandro pela convivência e amizade.

À M.Sc. Cleiza Suzana, pela amizade e palavras de conforto quando mais precisava.

Aos funcionários da INPA, Aílton, Sueli e outros.

Aos Engenheiros de Pesca: Adriana, Jocimar, André Dantas, José Mário, José Antônio Nonata Lopes, Domingos Sávio e a Maria Marcela pela sua amizade. E ainda aos colegas de curso, Maria de Fátima Saraya, Dênis de Lucrécia pela amizade de tantos anos.

À Valquíria e a Denise pela contribuição. À minha mãe pelo amor, força e exemplo de lutadora que muito contribuiu para esta vitória. Ao

meu irmão Sérgio, Berson e minha irmã, meu filho, Sergio. E a Helder, meu noivo, pela ajuda, amor e confiança.

**Dedico.**

Ao INPA

A EMBRAPA pela parceria e estágio concedido

## Agradecimentos

À Deus, pelo infinito amor que fez com que eu conquistasse o primeiro de tantos desafios que estão por vir.

Ao Dr. José Celso de Oliveira Malta, pela orientação incontestável desde o momento em que aceitou este desafio. À ele, minha eterna gratidão e admiração.

Ao M.Sc Luis Antelmo Silva Melo (EMBRAPA) pelo supervisionamento e contribuição.

Aos professores do DEPECA : Dr. Antonio José Inhamuns, M.Sc José Guedes, e principalmente, ao Dr. Vandick da Silva Batista, pelo incentivo e confiança.

À Dra. Clara e ao Dr. Bruce Rider Forsberg, pela orientação como bolsista do CNPq no Programa RHAÉ.

Ao amigo Jorge pela parceria e contribuição durante o desenvolvimento deste trabalho.

Aos integrantes do Laboratório de Parasitologia e Patologia de peixes do INPA: Edilson, Aurênia, Joselda e Sandro pela convivência e amizade.

À M.Sc. Cleuza Suzana, pela amizade e palavras de conforto quando mais precisei.

Aos funcionários do INPA, Atilio, Suzana e Octacy.

Aos Engenheiros de Pesca, Adeliana, Jasmim, José Oster, José Maria, José Alves, Nonata Lopes, Domingos Sávio e a Maria Michele pela sua amizade. E ainda aos colegas de curso, Maria de Fátima Saraiva, Dário e a Lucirene pela amizade de tantos anos.

À Valcicléa e a Denise pela contribuição, durante minha participação como bolsista do CNPq e IEL.

Ào meu irmão Sergio, Gerson e minha avó. Às minhas eternas amigas Arlene, Keidy e Wilcejane.

Ao INPA.

À EMBRAPA pela parceria e estágio concedido.



Ao CNPq pela bolsa de estudo. RESUMO

E ao IEL pelo estágio.

A avaliação do modo e estado de saúde de frotas de alevinos de tambaqui (*Colomesus macropomum*) oriunda da Estação de Piscicultura de Calbina, foram feitos em uma represa de terra firme de terra firme. Os peixes foram capturados nos meses de junho e julho de 2000, e tinham a idade de seis e oito meses. Foram avaliados os seguintes órgãos: brânquias, operculo, olhos, boca, cavidade nasal, estômago, ceca, pâncreas, intestino, fígado, baço, rins, vesícula biliar e bexiga natatória. Foram encontradas 17 espécies de parasitas, porém somente 5 foram identificadas: duas da classe Myxozoa, *Acanthamoeba* sp. e *Thytrichia* sp.; três da classe Monogenea, apenas uma foi identificada, *Langsdorffia* sp.; uma trematode, uma da classe *Tricostema*, *Argulus chacoensis* e uma da classe Copepoda, *Tramitostylus jeraquemix*. Os parâmetros físico-químicos da água apresentaram bons níveis para o cultivo, com exceção do oxigênio dissolvido que apresentou, no mês de julho, nível abaixo dos recomendados.

## RESUMO

A avaliação do manejo e estudo da fauna de parasitas de alevinos de tambaqui (*Colossoma macropomum*), oriundos da Estação de Piscicultura de Balbina, foram feitos em uma represa de uma fazenda de terra firme. Os peixes foram coletados nos meses de junho e julho de 2000, e tinham a idade de sete e oito meses. Foram examinadas a superfície externa, brânquias, opérculo, olhos, boca, cavidade nasal, estômago, cecos pilóricos, intestino, fígado, baço, rins, vesícula biliar e bexiga natatória. Foram encontradas 7 espécies de parasitas, porém somente 5 foram identificadas: duas da classe Myxosporida, *Myxobolus* sp. e *Henneguya* sp.; três da classe Monogenoidea, somente uma foi identificada, *Linguadactyloides brinkmanni*; uma da classe Branchiura, *Argulus chicomendesi* e uma da classe Copepoda, *Gamidactylus jaraquensis*. Os parâmetros físico-químicos da água apresentaram bons níveis para o cultivo, com exceção, do oxigênio dissolvido que apresentou, no mês de julho, níveis abaixo dos recomendados.

*Platyhelminthes* sp., *Argulus* sp. e o tambaqui *Colossoma n. macropomum* (Cuvier, 1818) (Freire Jr., 1978).

O tambaqui é uma das espécies de peixe mais importantes da região amazônica. Atualmente, é o principal produto de exportação biológica brasileira e ecológica, devido ao alto valor comercial e ao seu potencial para criação. É um peixe bastante apreciado em decorrência do sabor de sua carne. Seu preço de comercialização varia em torno de R\$5,00/kg nos mercados de Manaus (Araújo-Lima & Beckmann, 1998). Segundo Freire Jr. (1978) sua captura é feita principalmente com malhadeiras, a que se dá uma alta especialização a este método. O cultivo experimental de tambaqui em viveiros que total de peixes produzidos em 1984 foi de 13,0 toneladas (13%) em 1985 foi de 2,5 toneladas (2,5%) do total de

## INTRODUÇÃO

O peixe é um dos recursos naturais mais abundantes e mais intensamente explorados na região Amazônica. O número estimado de espécies biológicas existentes representa aproximadamente 8% dos peixes de todo o mundo, 30% dos peixes de água doce e 75% dos peixes de água doce do Brasil. O peixe é importante não somente como alimento, mas tem também grande papel na economia regional, constituindo-se num destacado item das exportações, tanto na forma de pescado semi-industrializado para consumo humano, como de peixes ornamentais (Cerdeira *et al.*, 1997).

A pesca é, de longe, a mais importante fonte de obtenção de proteína animal na bacia Amazônica (Araújo-Lima & Goulding, 1998) e também o principal gerador de renda para os caboclos ao longo dos rios. Em Manaus, no ano de 1976, das 31 espécies de peixes comercializadas nos mercados e feiras, oito suportaram o esforço de pesca: pirarucu *Arapaima gigas* (Cuvier); jaraqui *Semaprochilodus* spp.; curimatã *Prochilodus nigricans* Agassiz, 1829; matrinxã *Brycon* spp.; tucunaré *Cichla* spp.; pescada *Plagioscion* spp.; pacu *Myleus* spp. e o tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) (Petrere Jr., 1978).

O tambaqui é uma das espécies de peixes mais importantes da ictiofauna amazônica. Atualmente, é estudado sob vários aspectos biológicos, fisiológicos e ecológicos, devido ao alto valor comercial e ao seu potencial para cultivo. É um peixe bastante apreciado em decorrência do sabor de sua carne. Seu preço de comercialização varia em torno de R\$5,00/kg nos mercados de Manaus (Araújo-Lima & Goulding, 1998). Segundo Petrere Jr. (1978) sua captura é feita principalmente com malhadeiras, o que indica uma alta especialização a este aparelho. A participação percentual do tambaqui no desembarque total de peixes no mercado municipal de Tefé, em 1988, foi 16,4% e em Manaus 21%. Em 1992 sua captura representou 2,8% da captura total



desembarcada na cidade de Santarém, baixo Amazonas, ficando entre as dez espécies mais exploradas (Isaac & Ruffino, 1996).

Com a intensificação do cultivo do tambaqui, severas perdas de alevinos e adultos vem sendo registradas. De acordo com informações obtidas junto aos piscicultores, as mortalidades são repentinas, sendo registradas em diferentes tipos de fazendas e acometendo peixes de diversas faixas etárias. A carência de assistência técnica nos cultivos, pode estar interferindo na qualidade do manejo praticado, onde verifica-se que práticas comuns de manejo (monitoramento da qualidade da água, controle da alimentação, taxas de estocagem, etc.) não fazem parte da rotina dos cultivos de peixes da região. As mortalidades registradas pelos piscicultores, em parte, podem estar sendo ocasionadas pela prática de manejo inadequado, tanto nos cultivos quanto na estações que comercializam os ovos, larvas e alevinos. As estações de piscicultura desempenham um papel primordial no sucesso ou fracasso de qualquer cultivo de peixes, os quais, podem contribuir para o aparecimento de doenças (Andrade & Ferraz, 1999).

A parasitologia e a patologia de peixes são campos de importância crescente em uma visão mundial da expansão dos esforços em piscicultura. Pareceria ser inevitável que a população mundial viesse a depender mais e mais da cultura artificial de peixe não fosse a população natural estar sendo devastada. Parasitologia e patologia não são realmente áreas separadas de estudo, visto que a maioria dos parasitas dos peixes causam severas alterações patológicas em seus hospedeiros.

### **Os parasitas do tambaqui**

A fauna de parasitas do tambaqui é bem conhecida. Na literatura são registrados representantes de cinco filos parasitando este peixe: Protozoa (Myxosporida); Platyhelminthes (Monogenoidea); Nematoda; Acanthocephala e Arthropoda



(Branchiura; Copepoda) (Fischer, 1998; Benetton & Malta, 1999).

As espécies de mixosporídeos do gênero *Myxobolus* Bütschli, 1882 e *Henneguya* Thélohan, 1892 são parasitas comuns em peixes. A identificação das espécies é feita através dos esporos encontrados dentro dos cistos, estes com tamanhos entre 1 a 10 mm de diâmetro. Dentro de cada esporo existem de uma a quatro cápsulas polares cilíndricas contendo, cada uma, um filamento espiral. Os cistos são encontrados dentro ou sobre as brânquias, sob a pele e nos órgãos internos, como músculos, fígado, baço e parede intestinal. A transmissão dos mixosporídeos de um hospedeiro para outro é feita através dos esporos bivalvulares. Causam deformações e alteram o comportamento do hospedeiro. A invasão dos parasitas não provoca uma reação inflamatória no tecido, mas os cistos podem crescer continuamente tomando o espaço interno, comprimindo os órgãos e, finalmente, ocasionando a morte do hospedeiro (Thatcher, 1991).

No tambaqui foram encontradas cistos de *Henneguya* sp. nas brânquias e de *Myxobolus* sp. no fígado. (Malta comunicação pessoal). *Myxobolus colossomatis* Mólnar & Békési, 1993 foi descrita de tambaquis da estação de piscicultura Rodolfo von Ihering em Pentecoste, Ceará (Mólnar & Békési, 1993). *Myxobolus colossomatis* e *Henneguya piaractus* foram coletados em peixes cultivados no Estado de São Paulo (Martins *et al.*, 1999).

A Classe Monogenoidea consiste de platelmintos ectoparasitas, hermafroditas, e que tem ciclo de vida direto. Os monogenéticos de água doce tendem a ser menores do que os marinhos, variando de um a quatro milímetros de comprimento. Em peixes habitam as brânquias, pele, nadadeiras, opérculo e fossas nasais. O haptor apresenta ventosas, grampos ou lóculos ao invés de âncoras. A maioria dos monogenoideos de água doce conhecidos hoje no Brasil, pertencem a duas famílias distintas:

Gyrodactylidae e Dactylogyridae. Os Dactilogirídeos são tipicamente parasitas de brânquias, mas muitas espécies são encontradas nas narinas. Possui ciclo de vida direto (do ovo depositado na água eclode uma larva chamada de oncomiracídio que nada a procura de um hospedeiro, geralmente da mesma espécie de peixe). Girodactilídeos parasitam principalmente a superfície corporal e as brânquias; apenas algumas formas habitam as fossas nasais. A grande maioria são vivíparos, um verme mãe carrega em seu útero um verme filho, que por sua vez pode estar grávido, este fenômeno pode acontecer até por 4 gerações, sobre o hospedeiro adequado (Thatcher, 1991).

**Amaz:** Os Monogenóideos parasitas do tambaqui são: *Anacanthorus spatwulatus* Kritsky, Thatcher & Kayton, 1979 e *Linguadactyloides brinkmanni* Thatcher & Kritsky, 1983 da família Dactylogyridae (Fischer, 1998).

**Carac:** O Phylum Acanthocephala possui mais de 500 espécies conhecidas. Possui corpo alongado e provido anteriormente de uma probóscide espinhosa eversível. Não tem boca e sistema digestivo e, portanto devem absorver seus nutrientes através da parede do corpo. Os sexos são separados, sendo que, normalmente, as fêmeas são maiores. As larvas parasitam artrópodos e os adultos são encontrados, principalmente nos peixes. No ciclo de vida não existem estágios de vida livre. Podem variar de menos de 2 milímetros a mais de 80 centímetros. Também podem parasitar anfíbios (Thatcher, 1991; Pavanelli *et al.*, 1998).

**Carac:** São encontrados nove espécies de acantocéfalos, de três famílias, que parasitam os peixes amazônicos: Echinorhynchidae: 1. *Echinorhynchus jucundus* (Travassos, 1923) (*Colossoma macropomum*); 2. *Megapriapus ungriai* (Gracia Rodrigo, 1960) (*Potamotrygon hystrix*); Neoechinorhynchidae: 3. *Octospiniferoides incognita* Schmidt & Huggins, 1973; 4. *Gorytocephalus elongorchis* Thatcher, 1979 (*Hypostomus carinatus*); 5. *Neoechinorhynchus buttnerae* Golvan, 1956 (*Colossoma macropomum*);



6. *N. pterodoridis* Thatcher, 1981 (*Pterodoras granulosus*); Rhadinorhynchidae: 7. *Rhadinorhynchius plagioscionis* Thatcher, 1980 (*Plagioscion squamosissimus*); 8. *Polyacanthorhynchus macrorhynchus* (Diesing, 1856) 9. *P. ropalorhynchus* (Diesing, 1856) (*Arapaima gigas*) (Malta *et al.*, 2000).

O segundo registro de *N. buttnerae* parasitando tambaquis no ambiente natural, foi de peixes capturados próximos à Letícia, na Amazônia colombiana (Schmidt & Hugghins, 1973). O terceiro registro foi no médio rio Solimões, próximo aos municípios de Tefé e Coari Estado do Amazonas. O quarto de tambaquis coletados no baixo rio Amazonas, próximo ao município de Santarém Estado do Pará (Malta *et al.*, 2000).

No primeiro registro de infestações maciças por acantocéfalos, *Neoechinorhynchus buttnerae* Golvan, 1956, em tambaquis cultivados na Amazônia Central. A prevalência foi de 100%, a intensidade variou de 30 a 406 parasitas por peixe e a intensidade média e abundância foram de 125,26. Devido ao elevado número de indivíduos, verificou-se que estes parasitas causavam oclusão parcial e, nos casos de maiores infestações, oclusão total do trato intestinal, prejudicando a capacidade de absorção e competindo diretamente com o alimento ingerido. Foi registrado um grave problema patológico, que culminou com a morte de centenas de peixes (Malta *et al.*, 2000).

O Phylum Nematoda é formado por animais de corpo alongado não segmentado, que podem ser encontrados livres na água ou no solo ou como parasitos de plantas e animais. O corpo é coberto por uma fina cutícula secretada por uma hipoderme não celular. A cutícula pode ser lisa, ou como finas estriações transversais ou ornamentos (protuberâncias, papilas, espinhos, expansões laterais). Os nematóides podem ter ciclo de vida direto (sem a presença de um hospedeiro intermediário) ou indireto (com a presença de hospedeiro intermediário). Os nematóides crescem com trocas periódicas da

cutícula (mudas, como nos artrópodos) e existem quatro estágios larvais antes do estágio adulto. O primeiro estágio larval pode ser temporariamente livre na água enquanto os outros são parasitas. No peixe, os nematóides adultos podem viver no intestino ou nas cavidades do corpo e as larvas na musculatura. (Thatcher, 1991; Pavanelli *et al.*, 1998).

Foram encontradas larvas de 4º estágio de *Spirocamallanus* sp. parasitando o intestino anterior e médio dos tambaquis e 111 larvas de 4º estágio de *Procamallanus* sp. As larvas estavam soltas e retraídas, sendo encontradas misturadas no conteúdo intestinal dos hospedeiros (tambaqui) na região de Tefé/Coari e Santarém no Estado do Amazonas, rios Solimões e Amazonas (Fischer, 1998). *Chaubadinema americana* é uma espécie de nematódeo comum em tambaquis da natureza e de cativeiro, tanto em gaiolas como em viveiros na Venezuela (Conroy & Conroy, 1998).

A classe Copepoda é formada por microcrustáceos menores que 3mm de comprimento. Entre os parasitas de peixes, os ergasilídeos (Ergasilidae) são os mais comuns e conhecidos. Neste grupo somente as fêmeas atacam os peixes. Provocam hiperplasia e metaplasia epitelial e também fusão e destruição lamelar nos filamentos branquiais dos seus hospedeiros. (Varella, 1985; 1995; Malta & Varella, 1996).

Lernaeidae é uma das principais famílias de copépodos parasitas, ocorrendo em peixes de água doce e salgada. Deste grupo são conhecidos nove gêneros e 50 espécies, a maioria citada para a Europa e Ásia. Embora seja um grupo relativamente pequeno, é muito estudado e bastante conhecido por parasitar peixes de grande importância comercial. Dentre os gêneros descritos para a família Lernaeidae, *Lernaea* Linnaeus, 1758, é considerado um dos mais prejudiciais à criação de peixes de água doce. A atividade destrutiva dos lerneídeos é devido ao seu tamanho, modo de fixação e alimentação (Benetton & Malta, 1999)



*Perulernaea gamitanae* Thatcher & Paredes, 1985 foi encontrado parasitando as fossas nasais, a cavidade bucal, a parede do esôfago e as paredes internas do opérculo do tambaqui. Os estágios naupliares, o copepodito I e o tempo de duração de cada estágio de *P. gamitanae* foi descrito de adultos coletados em tambaquis cultivados na estação de Aquacultura do INPA. O desenvolvimento de náuplio I a VI durou cinco dias. O estágio de copepodito I sobreviveu sete dias sem sofrer muda. (Benetton & Malta, 1999). *Perulernaea gamitanae* foi encontrada parasitando tambaquis do rio Solimões, na região de Tefé/Coari e no rio Amazonas na região de Santarém (Fischer, 1998).

A classe Branchiura é formada por crustáceos ectoparasitas, ocorrem na superfície do corpo, base das nadadeiras, cavidade bucal e branquial de peixes, ocasionalmente, de anfíbios e répteis. Cerca de 150 espécies de Branchiura são conhecidas, 110 do gênero *Argulus*, os quais são cosmopolitas e ocorrem tanto em água doce quanto salgada, sendo 18 endêmicas à região Neotropical. Dez espécies de *Dolops* que são endêmicas à região Neotropical exceto uma, que ocorre na região Etiópica. Seis espécies de *Chonopeltis* que são endêmicas à região Etiópica. Uma espécie de *Dipteropeltis* é endêmica à região Neotropical (Malta, 1982). Para o Brasil são citadas nove espécies do gênero *Argulus*, nove de *Dolops* e uma de *Dipteropeltis* (Malta, 1998). Duas espécies de Branchiura ocorrem no tambaqui: *Dolops carvalhoi* Castro, 1949 e *Argulus multicolor* Stekhoven, 1937.

A criação de peixes em cativeiro está em crescente expansão no Estado do Amazonas. E a principal espécie cultivada é o tambaqui, devido à sua grande aceitação no mercado de Manaus e ao seu grande potencial econômico, pois é considerada uma das espécies nobres da região. Faz-se necessário o estudo da fauna de parasitas encontradas no tambaqui, para que esta não seja um dos grandes entraves da piscicultura

na região, não apenas para o tambaqui como para outras espécies de peixes.

## **OBJETIVO GERAL**

Estudar a fauna de parasitas de alevinos do tambaqui cultivados em represa (barragem).

## **OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

1. Identificar os grupos de parasitas que ocorrem em alevinos do tambaqui cultivados em represa.
2. Identificar as áreas de infecção de cada grupo de parasita.
3. Determinar os índices parasitários de cada grupo.
4. Avaliar a ação dos parasitas sobre os hospedeiros.
5. Determinar os índices parasitários de cada grupo por área ou órgão de ocorrência.

## **MATERIAL E MÉTODOS**

### **I - Procedimentos do cultivo:**

#### **1. Local de trabalho**

Os peixes utilizados neste trabalho foram coletados em uma represa de uma fazenda de terra firme, localizada no km 54 da rodovia AM 010, onde se desenvolve um sistema de cultivo intensivo. A barragem possui uma área total de 4 hectares (40.000 m<sup>2</sup>), vazão de 20l/s e volume de 40.000m<sup>3</sup>. O monge é interno, o qual faz a renovação da água evitando o aparecimento de gases tóxicos que podem comprometer a qualidade da água e, conseqüentemente a saúde dos peixes cultivados. O sistema de abastecimento de água da represa é feito através do barramento de um igarapé com vazão de 20l/s, com



nascente dentro da própria fazenda

## 2. Obtenção dos alevinos, transporte e manejo

Em 4 de novembro de 1999 os alevinos de tambaqui (*Colossoma macropomum*) foram obtidos na Estação de Piscicultura de Balbina com 34g de peso. Foram transportados, via terrestre, até à fazenda em sacos plásticos de 60 litros, com água e oxigênio. Ao chegarem na fazenda, foram mantidos nos sacos fechados e colocados sobre a água do tanque, para equilibrar entre as temperaturas da água dos sacos e do tanque e evitar um choque térmico. A seguir os sacos foram abertos deixando a água do tanque entrar lentamente dentro dos sacos, para evitar a mudança brusca de temperatura e pH. Após esta aclimatação inicial, os peixes foram colocados em 5 tanques de alevinagem (10 alevinos/m<sup>3</sup>) com a seguinte população inicial:

T<sub>1</sub>=14.000 alevinos;

T<sub>2</sub>=7.500 alevinos;

T<sub>3</sub>= 5.000 alevinos;

T<sub>4</sub>= 9.000 alevinos;

T<sub>5</sub>= 3.500 alevinos.

## 3. Preparação do viveiro de engorda

Na barragem de engorda a correção do solo foi feita através da calagem. Foram colocadas três toneladas de calcário/ha a cada duas semanas, antes da introdução dos juvenis de tambaqui, até que pudesse ser observado a produção do plâncton (observado através da cor da água quando esta obtinha uma coloração esverdeada). Utilizou-se, para a fertilização, 10kg de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>/ha e 3 kg de N/ha.

#### 4. Alimentação

Os alevinos foram mantidos nos tanques de alevinagem durante 60 dias (fase de alevinagem) com uma densidade de estocagem de 10 alevinos/m<sup>3</sup>. Eram alimentados 4 vezes por dia, com uma ração contendo 3.600kcal de energia bruta/kg de ração e 32% de PB (Proteína Bruta). No restante do cultivo (na barragem durante a fase de engorda), os juvenis passaram a ser alimentados duas vezes por dia contendo a mesma quantidade de energia bruta citada, e 28 % de PB. No Laboratório de Parasitologia e Patologia os peixes não foram alimentados.

#### 5. Qualidade da água dos tanques de alevinagem e da represa de engorda.

Os parâmetros físico-químicos da água foram medidos por funcionários da fazenda onde o estudo foi realizado. Isto faz parte da rotina da fazenda. Os parâmetros medidos foram :

\* pH ( potencial Hidrogeniônico );

\* Transparência (cm);

\* Temperatura (°C);

\* O<sub>2</sub>D (Oxigênio Dissolvido, mg/l );

Estes parâmetros foram medidos duas vezes ao dia, pela manhã entre as 6-7h e à tarde entre as 17-18h. Para as medições utilizou-se; disco de sechi (transparência), phmetro (pH e temperatura) e oxigenômetro (oxigênio dissolvido). São apresentadas as amplitudes mínimas, máximas e a média entre parênteses.

#### 6. Biometrias

Foram capturados mensalmente, na represa, 30 peixes com tarrafa. Estes foram pesados e medidos (comprimento total, furcal e padrão). Estes exemplares não foram



devolvidos à barragem.

## **II - Procedimentos para as análises parasitológicas e patológicas.**

### **1. Captura e transporte dos peixes**

Os peixes foram capturados na fazenda com tarrafa e puçás. Na primeira amostra, dia 8 de junho de 2000, 30 peixes foram coletados e transportados para o laboratório em caixa de fibra de vidro com capacidade de 1000 litros, com água aerada.

Na segunda amostra, dia 7 de julho de 2000, 30 peixes foram capturados e transportados para o laboratório em 3 sacos plásticos de 60 litros, com água e oxigênio, na densidade de 10 peixes/saco.

### **2. Acondicionamento dos peixes no laboratório úmido de Parasitologia e Patologia de Peixes do INPA.**

Ao chegarem ao laboratório úmido de parasitologia, os peixes foram mantidos nos sacos fechados e colocados sobre a água do recipiente, para o qual seriam transferidos, durante 30 minutos, para equilibrar as temperaturas da água dos sacos e do tanque, evitando um choque térmico. A seguir os sacos foram abertos deixando a água do tanque entrar lentamente dentro dos sacos, para evitar a mudança brusca de temperatura e pH. Após esta aclimação inicial, os peixes foram colocados em caixa de fibra de vidro, com capacidade de 1000 litros, com água aerada. Todos os peixes morreram, cerca de 10 horas após a chegada ao laboratório. Todos foram acondicionados em caixa de isopor com gelo e analisados posteriormente.

Na segunda amostra, 16 peixes morreram após o transporte. Estes foram acondicionados em caixa de isopor com gelo para análise posterior. Os 14 peixes restantes permaneceram em 2 tanques de azulejo com capacidade de 500 litros com

água aerada até serem mortos para a necrópsia.

### 3. Necrópsia dos peixes

Os peixes que ainda estavam vivos, foram mortos com perfuração da caixa craniana e cérebro. Sendo pesados e medidos (comprimento total, furcal e padrão). Colocados em uma bandeja com água e analisados macroscopicamente para avaliar a presença de ectoparasitas e lesões no corpo.

A seguir, foram feitas lâminas de raspados com bisturi, do corpo no sentido da cabeça à cauda, da pele, nadadeiras, opérculo e brânquias. Este raspado foi colocado sobre uma lâmina, adicionava-se uma gota de água destilada, em seguida, colocava-se uma lamínula, efetuava-se pequena pressão e levava-se ao microscópio óptico para análises. Os olhos e as narinas foram retirados, colocados em placas de Petri, e examinados em microscópio estereoscópio. A seguir a cavidade abdominal foi aberta, os órgãos examinados, anotadas as deformidades, depois eram individualizados: trato intestinal, fígado, bexiga natatória, pâncreas(se identificado) e baço. Cada órgão foi examinado um por um, começando com o fígado e a bexiga natatória e o baço. O canal alimentar foi dividido em seções: estômago e esôfago, região pilórica e intestino. O intestino foi dividido em três regiões, cortado com muito cuidado para não danificar o conteúdo. O fígado, a bexiga natatória, o baço, o esôfago, o estômago e intestino foram colocados em uma placa de Petri, separadamente e levados ao estereomicroscópio para exame de lesões, cistos e parasitas.

Os arcos branquiais foram retirados cortando nas extremidades dorsal e ventral. Colocados em uma placa de Petri, cobertos com água, observados sobre estereomicroscópio, segurando com uma pinça e examinando cada filamento com um fino estilete. Após a confirmação da presença de monogenóideos, os arcos branquiais



foram colocados em um vidro com formalina 1:4000 durante 30 minutos para que os parasitas se desprendessem dos filamentos. As brânquias foram conservadas em formalina 5% para posterior análise. Posteriormente os monogenóideos foram retirados, separados, contados e conservados em formalina 5%. As fossas nasais foram examinadas à lupa (estereomicroscópio). Um estilete foi inserido na cavidade para testar se havia um excesso de muco, a pele foi removida e a cavidade nasal exposta. Os tecidos olfativos foram examinados para parasitas.

Todos os dados foram anotados em ficha individual de necrópsia do laboratório, onde cada hospedeiro recebeu um número e todas as informações sobre o peixe foram anotadas (origem, idade, medidas, como foi pescado, vivo, morto, tipo de conservação, etc.). Todos os parasitas coletados foram fixados e conservados em seus meios apropriados e cada frasco devidamente etiquetado.

#### 4. Análise do material parasitológico

Os índices parasitários foram expressos segundo Margolis *et al.*, (1982):

**Prevalência** (expressa em porcentagem): número de peixes parasitados por uma determinada espécie de parasita, dividido pelo número de peixes examinados multiplicados por 100;

**Intensidade** (expressa com uma variação numérica): número mínimo e máximo de parasitas de uma determinada espécie em cada peixe examinado na amostra;

**Intensidade média**: número total de parasitas de uma determinada espécie, dividido pelo número de peixes parasitados na amostra (média de parasitas por peixe parasitado);

**Abundância média**: número total de parasitas de uma determinada espécie na amostra, dividido pelo número total de peixes (parasitados e não parasitados) na amostra.

## RESULTADOS e a tarde de 5,41 - 6,73(6,15)

Foram capturados mensalmente, na represa, 30 peixes com tarrafa. Foram pesados e medidos (comprimento total, furcal e padrão). Estes exemplares não foram devolvidos à barragem. A não devolução dos peixes para a barragem, foram tentativas preventivas de não comprometer a saúde dos outros peixes através da possível contaminação de agentes infecciosos, que poderiam se alojar nos indivíduos utilizados na biometria, através das rupturas na pele causadas pelo contato com o fio de nylon da tarrafa.

No período de alevinagem houve, 10.548 mortes, representando 27% do total (39.000) de peixes que foram introduzidos nos tanques de alevinagem. O número de sobreviventes foi de 28.452 (73%). Estes juvenis de tambaqui, foram transferidos, em 28 e 29 de março de 2000, para a barragem para o processo de engorda.

Os parâmetros físico-químicos da água medidos na represa foram: oxigênio dissolvido ( $O_2D$ ), temperatura, transparência e pH, de manhã e à tarde, no período de maio a julho de 2000. Na primeira coleta, no mês de junho de 2000 (tabela 1). O oxigênio dissolvido (mg/l) pela manhã variou de 5,18 - 9,05(6,73) e a tarde de 6,2 - 13,6(9,66). A temperatura medida em graus Celsius ( $^{\circ}C$ ) variou pela manhã de 27,1 - 27,5(28,4) a tarde de 28,9 - 30,8(29,9). A transparência medida em centímetros (cm) variou pela manhã de 40 - 70(52,95) na tarde não foi medida. O pH medido pela manhã variou de 5,95 - 6,36(6,1) e a tarde de 5,45 - 6,73(6,15).

Na segunda coleta, no mês de julho de 2000 (tabela 1). O oxigênio dissolvido (mg/l) pela manhã variou de 2,84 - 9,15(4,22) e a tarde de 2,42 - 8,89(4,67). A temperatura medida em graus Celsius ( $^{\circ}C$ ) variou pela manhã de 26,1 - 27,1(28,2) a tarde de 27,7 - 30,8(29,0). A transparência medida em centímetros (cm) variou pela manhã de 40 - 80(59,37) na tarde não foi medida. O pH medido pela manhã variou de



5,71 – 6,97(6,18) e a tarde de 5,41 – 6,75(6,15).

O processo de captura dos peixes para a biometria e necrópsia, causou danos aos exemplares de *Colossoma macropomum*. Além do estresse, todos os peixes apresentaram as nadadeiras anal e caudal erodidas, provavelmente causado pela alta densidade a qual encontravam-se nos sacos e no tanque de fibra de vidro onde foram transportados. Também apresentaram ferimentos nas narinas causado, provavelmente, pelo aparelho de captura a que foram coletados (tarrafa).

Após a soltura dos peixes nos tanques do laboratório, visivelmente notava-se a velocidade dos batimentos operculares aumentados e um desequilíbrio natatório, o que indicava o estresse e a falta de aclimatação dos peixes ao novo ambiente. Na primeira amostra não houve tempo de aclimatação. Foram retirados do tanque de transporte e colocados diretamente no tanque do laboratório, com capacidade de 1000 litros. Com exceção de 1 peixe, que foi necropsiado logo após sua chegada ao laboratório, todos os vinte e nove restantes morreram, no máximo, 12 horas após sua chegada. A deficiência de oxigênio, estresse e a alta taxa de densidade provavelmente foram os principais responsáveis por esta mortalidade. Na segunda amostra, houve tempo de aclimatação, mas foi considerado curto, visto que apresentaram as mesmas alterações nas condições físicas. Mas, catorze peixes sobreviveram, os quais foram necropsiados logo após sua morte, facilitando a observação dos parasitas que ainda puderam ser observados vivos. Os peixes que morreram foram acondicionados em caixas de isopor com gelo, necropsiados e seus parasitas observados mortos.

A variação do comprimento total dos peixes da primeira amostra foi de 17,0–29,0 (média)cm e na segunda de 19,8–30,0(média)cm. O comprimento padrão dos peixes variou de 14,0–25,0(média)cm na primeira amostra e 16,4–26,0cm na segunda. O peso dos peixes na primeira coleta foi de 105,0–500,0(média)g e na segunda de

120,0–547,5(média)g. Prevalência de 100% (Tab. 4).

Na primeira amostra (Tab. 3), em lâminas temporárias de raspado das brânquias, examinadas em microscópio óptico, observou-se a presença de Monogenoidea. Dos 30 peixes necropsiados, oito estavam parasitados com Monogenoidea nas brânquias, mas em apenas três foram feitas as contagens, dos outros cinco, o material foi perdido. Nas três amostras contadas, encontrou-se 189 monogenóides, apresentando uma prevalência de 10%, intensidade de 12–141 indivíduos por hospedeiro, a intensidade média foi de 63 e abundância de 6,3. Foi possível a identificação de uma espécie de Monogenoidea: *Linguadactyloides brinkmanni* Thatcher & Kritsky, 1983. Outras espécies também foram observadas, porém não foi possível a identificação. Também observou-se a presença de protozoários da Myxosporida, *Myxobolus* sp., com prevalência de 33,3% e, *Heneguya* sp. com 33,3% de prevalência.

Em lâminas temporárias de raspado do fígado observou-se a presença de *Myxobolus* sp. com prevalência de 20%. Nas lâminas de raspado dos rins foram encontrados *Myxobolus* sp. com prevalência de 80% e *Heneguya* sp. 6,6% de prevalência (Tab. 3).

Na segunda amostra (Tab. 4), em lâminas temporárias de raspado das brânquias de 30 peixes, 27 peixes estavam parasitados por 1597 monogenóides, a prevalência foi de 90% e a intensidade variou de 3–158 parasitas por hospedeiro, a intensidade média foi de 59,14 e a abundância média de 53,23. Também só foi possível identificar a mesma espécie da primeira coleta, *L. brinkmanni* embora outras espécies também foram observadas. Também observou-se a presença de protozoários: *Myxobolus* sp. com 50% de prevalência e *Heneguya* sp. com prevalência de 6,66%.

Em lâminas temporárias de raspado do fígado, observou-se a presença de *Myxobolus* sp. com prevalência de 13,3%. Nas de raspado dos rins foram encontrados



*Myxobolus* sp. com prevalência de 100% (Tab. 4).

Nas cavidades nasais, examinadas em microscópio estereoscópio, encontrou-se 12 peixes parasitados com copépodos totalizando 41 indivíduos, *Gamydactylus jaraquensis* Thatcher & Boeger, 1984. A prevalência foi de 46,6%, a intensidade variou de 1-8 indivíduos por peixe, a intensidade média de 3,41 e abundância média de 1,36 (Tab. 4).

No exame das brânquias em microscópio estereoscópio foi coletado um exemplar da classe Branchiura: *Argulus chicomendesi* Malta & Varella, 2000 (Tab. 4).

Totalizando os índices parasitários dos 60 peixes coletados na barragem e necropsiados no laboratório, 35(58,3%) estavam parasitados com monogenoídeos, 55(91,66%) com *Myxobolus* sp., 7(11,6 %) com *Henneguya* sp., 14(23,3%) com *G. jaraquensis* e 1(1,6 %) com *A. chicomendesi*.

Para as duas amostras ainda foram observadas a pele, boca, opérculo, baço, estômago, intestino, cecos pilóricos, vesícula biliar, olhos e nadadeiras com preparação de lâminas temporárias de raspado destes órgãos de cada peixe necropsiado e não foram encontrados parasitas.



Tabela 1. Parâmetros físico-químicos da água do viveiro da barragem onde foram.

engordados os tambaquis.

Junho / 2000							
Data	Manhã				Tarde		
	O <sub>2</sub> D (mg/l)	Temp (°C)	Transp. (cm)	pH	O <sub>2</sub> D (mg/l)	Temp (°C)	pH
01	-----	-----	50	-----	-----	-----	-----
02	-----	-----	-----	-----	-----	-----	-----
03	-----	-----	60	-----	-----	-----	-----
04	-----	-----	-----	-----	-----	-----	-----
05	6,49	27,1	60	-----	10,8	28,9	-----
06	9,05	27,3	55	-----	10,2	29,8	-----
07	8,04	27,4	55	6,36	10,6	30,8	6,73
08	7,26	27,3	60	-----	11,8	30,8	-----
09	7,82	27,5	55	-----	13,6	-----	-----
10	-----	-----	-----	-----	-----	29,5	-----
11	-----	-----	-----	-----	-----	-----	-----
12	8,60	27,8	50	-----	10,4	-----	-----
13	7,93	27,5	50	-----	10,3	28,9	-----
14	7,98	27,8	50	5,95	10,0	31,1	5,45
15	7,05	27,2	40	-----	-----	28,9	-----
16	-----	-----	-----	-----	7,34	-----	-----
17	7,82	27,7	50	-----	-----	30,5	-----
18	-----	-----	-----	-----	-----	-----	-----
19	5,57	28,4	55	-----	-----	-----	-----
20	5,62	27,7	60	-----	-----	-----	-----
21	5,45	27,5	50	-----	-----	-----	-----
22	-----	-----	-----	-----	-----	-----	-----
23	6,65	27,9	50	-----	-----	-----	-----
24	5,28	27,8	50	-----	-----	-----	-----
25	-----	-----	-----	-----	-----	-----	-----
26	5,79	27,3	65	-----	8,8	-----	-----
27	6,03	27,5	65	-----	8,8	29,3	-----
28	5,24	27,6	60	6,04	6,7	31,2	6,27
29	5,88	28,1	70	-----	9,8	30,1	-----
30	5,18	27,3	65	-----	6,2	29,7	-----

Tabela 2. Parâmetros físico-químicos da água do viveiro da barragem onde foram

engordados os tambaquis.

Julho / 2000							
Data	Manhã				Tarde		
	O <sub>2</sub> D (mg/l)	Temp (°C)	Transp. (cm)	pH	O <sub>2</sub> D (mg/l)	Temp (°C)	pH
01	6,94	27,3	65	-----	-----	-----	-----
02	-----	-----	-----	-----	-----	-----	-----
03	6,24	28,2	65	-----	8,29	29,3	-----
04	6,92	27,2	80	-----	6,64	28,9	-----
05	4,07	27,8	70	5,94	-----	-----	6,03
06	5,69	27,5	60	-----	6,34	28,8	-----
07	4,83	27,4	60	-----	8,04	28,8	-----
08	5,10	27,1	60	-----	-----	-----	-----
09	-----	-----	-----	-----	-----	-----	-----
10	-----	-----	-----	-----	-----	-----	-----
11	4,39	27,7	60	-----	5,18	30,0	-----
12	4,16	27,7	70	5,71	-----	-----	6,75
13	-----	-----	80	-----	4,22	27,7	-----
14	4,07	26,6	60	-----	4,01	28,0	-----
15	3,80	26,2	60	-----	-----	-----	-----
16	-----	-----	-----	-----	-----	-----	-----
17	-----	-----	-----	-----	-----	-----	-----
18	3,83	26,1	60	-----	3,75	28,0	-----
19	3,41	26,1	50	6,13	3,47	29,2	5,41
20	3,69	26,5	40	-----	3,61	28,1	-----
21	3,50	26,3	55	-----	3,36	28,4	-----
22	2,96	26,8	50	-----	-----	-----	-----
23	-----	-----	-----	-----	-----	-----	-----
24	2,92	27,4	50	-----	3,24	28,7	-----
25	3,08	27,1	50	-----	2,78	29,9	-----
26	2,84	27,0	60	-----	2,56	32,1	-----
27	3,31	27,2	60	6,97	2,42	29,2	5,69
28	2,91	27,4	50	-----	2,67	30,8	-----
29	9,15	27,8	50	-----	-----	-----	-----
30	-----	-----	-----	-----	-----	-----	-----
31	6,76	27,8	60	-----	8,89	27,9	-----



Tabela 3. Índices parasitários da 1ª amostra de tambaquis cultivados em viveiro de Barragem (represa).

Classe	Local de infestação	Prevalência (%)	Intensidade	Intensidade média	Abundância média
Monogenoidea	Brânquias	10	12 - 141	63	6,3
Myxosporida ( <i>Myxobolus</i> sp.)	Brânquias	33,3	-----	-----	-----
Myxosporida ( <i>Myxobolus</i> sp.)	Fígado	20	-----	-----	-----
Myxosporida ( <i>Myxobolus</i> sp.)	Rins	80	-----	-----	-----
Myxosporida ( <i>Henneguya</i> sp.)	Brânquias	33,3	-----	-----	-----
Myxosporida ( <i>Henneguya</i> sp.)	Rins	6,6	-----	-----	-----

Tabela 4. Índices parasitários da 2ª amostra de tambaquis cultivados em viveiro de barragem (represa).

Classe (espécie)	Local de infestação	Prevalência (%)	Intensidade	Intensidade média	Abundância média
Monogenoidea	Brânquias	90	3 - 158	59,14	53,23
Myxosporida ( <i>Myxobolus</i> sp.)	Brânquias	50	-----	-----	-----
Myxosporida ( <i>Myxobolus</i> sp.)	Fígado	13,0	-----	-----	-----
Myxosporida ( <i>Myxobolus</i> sp.)	Rins	100	-----	-----	-----
Myxosporida ( <i>Henneguya</i> sp.)	Brânquias	6,6	-----	-----	-----
Copepoda ( <i>Gamydactylus jaraquensis</i> )	Cavidade nasal	46,6	1 - 8	3,41	1,36
Branchiura ( <i>Argulus chicomendesi</i> )	Brânquias	3,3	1	1	0,03



## DISCUSSÃO

O oxigênio dissolvido (OD) é um dos fatores limitantes em aquicultura intensiva. Os efeitos adversos dos baixos níveis de OD geralmente determinam uma diminuição no crescimento dos organismos e uma maior susceptibilidade às enfermidades. Valores de OD acima de 4,5 mg/l são satisfatórios para a piscicultura (Boyd, 1989). Neste trabalho, no mês de junho o oxigênio dissolvido (OD) obteve uma média de 6,73mg/l pela manhã e de 9,66mg/l à tarde, apresentando um bom nível. No mês de julho foi observado uma baixa no OD, atingindo uma média de 4,22mg/l pela manhã e 4,67mg/l à tarde, apresentando valores abaixo do recomendado. Os níveis mais críticos ocorreram ao amanhecer (Tab. 2) 2,84 mg/l, isto porque à noite, só há consumo de oxigênio, não há nenhuma produção pelos organismos fotossintetizadores, ocasionando um estresse diário aos peixes.

Os peixes da bacia Amazônica estão adaptados a variação na temperatura em torno de 25–30°C para realizarem suas funções vitais (Saint-Paul, 1986). Os animais pecilotérmicos encontram-se subordinados ao seu meio ambiente, já que sua atividade e sobrevivência estão permanentemente sujeitas à temperatura prevalecente. A temperatura ambiental tem um efeito profundo sobre o crescimento, a taxa de alimentação e o metabolismo dos animais pecilotérmicos (Laevastu & Hayes, 1984).

Durante este trabalho, a temperatura da água manteve-se em uma faixa ótima para o cultivo, variou de 27,1-31,2°C ao longo do dia, no mês de junho, e de 26,1-32,1°C no mês de julho.

O OD e a temperatura devem ser monitorados diariamente, pois níveis máximos e mínimos de oxigênio dissolvido normalmente ocorrem, respectivamente, ao final da tarde e ao amanhecer. O monitoramento diário desses valores ajuda a prever a ocorrência de níveis críticos de OD, possibilitando a aplicação de aeradores de

emergência (Kubitza, 1999). No local onde foi desenvolvido este trabalho o produtor monitorava diariamente estes dois parâmetro (OD e temperatura).

A transparência da água nos cultivos de peixes deve estar em torno de 40-60cm evitando problemas com baixos níveis de oxigênio. Ela pode ser usada como um indicativo da densidade planctônica e da possibilidade de ocorrência de níveis críticos de OD durante o período noturno. Valores acima do recomendado podem ocasionar o crescimento de plantas aquáticas submersas e algas filamentosas (Kubitza, 1999). Neste trabalho a transparência da água da represa, no mês de junho variou de 50-70(52,95)cm e em julho de 40-80(59,37)cm. Apresentou em uma faixa satisfatória de variação, estando um pouco acima do recomendado.

A faixa de pH recomendado para a produção de peixes é de 6,5-9,0 (Boyd, 1990). Neste trabalho, no mês de junho o pH variou de 5,45-6,73 e no mês de julho de 5,4-6,97. Estes valores estavam um pouco abaixo dos níveis recomendados.

O piscicultor deve conhecer com exatidão o perfil da água de abastecimento dos tanques e viveiros (Kubitza, 1999). Neste trabalho, a água utilizada no cultivo foi de uma nascente dentro da própria fazenda, o que é um bom indicador da qualidade da água, já que esta é livre de agentes contaminantes, o que é essencial para o bom desenvolvimento do cultivo.

A intensificação dos cultivos resulta na exposição dos peixes a condições estressantes, sendo uma consequência do ambiente artificial e dos procedimentos de manejo. O estresse está associado as práticas de cultivos como: despesca; transporte; classificação; biometrias e anestesia (Flos *et al.*, 1988; Mazeaud *et al.*, 1977). Para minimizar o estresse e as injúrias advindas do manuseio, nas biometrias, elas foram feitas mensalmente e os peixes não foram devolvidos à represa, para se evitar o possível aparecimento de doenças causadas pela manipulação excessiva dos peixes. O estresse,



altas densidades, mudanças bruscas nas condições ambientais, deficiência de oxigênio contribuíram para que 43 peixes, dos 60 utilizados, morressem após o transporte da fazenda até o laboratório.

Cinco espécies de protozoários ocorrem como parasitas do tambaqui. *Henneguya* sp. parasita das brânquias e *Myxobolus* sp. do fígado de peixes capturados no rio Solimões, próximo à Manaus (Malta comunicação pessoal). *Myxobolus colossomatis* Mólnar & Békési, 1993, parasita de alevinos de dois a catorze centímetros de comprimento e idade de quatro a seis semanas. Os cistos foram encontrados em grande número nas nadadeiras, brânquias, coração e sob a membrana dos intestinos, com maiores índices de infecção no verão. O material foi coletado na estação de piscicultura Rodolfo von Ihering em Pentecoste, CE (Mólnar & Békési, 1993). *Myxobolus colossomatis* e *Henneguya piaractus* foram coletados em órgãos internos e brânquias de tambaquis cultivados no Estado de São Paulo (Martins *et al.*, 1999).

Neste trabalho foram encontradas duas espécies de protozoários parasitando o tambaqui. A primeira *Myxobolus* sp. foi encontrada parasitando as brânquias, o fígado e os rins. A segunda, *Henneguya* sp. parasitava as brânquias e o fígado. Somente *Myxobolus* sp. apresentou uma alta prevalência nos rins, de 80% na primeira coleta e de 100% na segunda.

Os Monogenoideos descritos para o tambaqui são *Anacanthorus spatwulatus* Kritsky, Thatcher & Kayton, 1979 e *Linguadactyloides brinkmanni* Thatcher & Kritsky, 1983 da família Dactylogyridae (Thatcher, 199; Fischer, 1998). A maioria dos monogenéticos ataca superficialmente o epitélio branquial. Eles induzem uma excessiva produção de muco pelos filamentos branquiais. Aparentemente, alimentam-se desse muco e a presença irritativa do haptor combinada com as secreções das glândulas cefálicas, pode estimular ainda mais a produção de muco. Os filamentos branquiais,



cobertos pelo muco, tem a sua capacidade respiratória reduzida. Desta forma, o peixe que parece tolerar grandes infestações pode morrer repentinamente quando o nível de oxigênio cai, mesmo que seja sensivelmente. A prevenção deve ser feita através de um manejo adequado da população de peixes, já que não existe uma maneira eficaz de se evitar a contaminação (Thatcher, 1991).

A infestação por Monogenóidea causa anorexia, hemorragias cutâneas, branquiais, inchaço nos filamentos branquiais, emagrecimento do animal e morte. Ainda pode resultar em infecções secundárias por bactérias e fungos. Poucos parasitas podem ser responsáveis por mortalidade, desde que não haja modificações na qualidade da água e de oxigênio dissolvido (Martins, 1998).

Neste trabalho foi identificada apenas uma espécie de Monogenoidea, outras espécies foram observadas, mas não foi possível identificá-las. A única espécie identificada foi *Linguadactyloides brinkmanni*. Com relação ao grupo como um todo, incluindo todas as espécies encontradas, a prevalência foi de 10%, intensidade de 12-141 indivíduos por hospedeiro, intensidade média de 63 e abundância de 6,3 na primeira amostra; na segunda a prevalência foi de 90%, a intensidade variou de 3-158 parasitas por hospedeiro, a intensidade média foi de 59,14 e abundância média de 53,23. Não foi possível identificar nenhum dano causado por estes parasitas nos tambaquis estudados. Mas os valores máximos da intensidade foram altos, bem como a prevalência na segunda amostra.

Em estudos feitos com Copepoda da família Ergasilidae, nas águas quentes da Amazônia, mostraram que o ciclo completo requer 10 a 20 dias; assim as populações crescem rapidamente nos peixes de cativeiro. Em todos os casos, a transmissão é pelo ataque direto do Copepoda fêmea sobre o peixe. A constante perda de sangue, provocada por um grande número de parasitas, afeta o metabolismo, crescimento e

resistência a outros patógenos. Os *Ergasilus* são consideradas grandes pragas em peixes de cativeiro (Varella, 1985).

Vaigamidae é uma família de Copepoda similar a Ergasilidae. A diferença mais marcante é a presença de um par de retroestiletos móveis que se projetam dorso-lateralmente a partir do primeiro segmento torácico. As antenas também são similares às de *Ergasilus*, exceto que elas são menores (Varella, 1985). O único vaigamídeo parasita do tambaqui conhecido até o momento é *Gamidactylus jaraquensis* Thatcher & Boeger, 1984, foi coletado parasitando as fossas nasais de tambaquis da região de Tefé/Coari e Santarém (Fischer, 1998).

Neste trabalho esta espécie de vaigamídeo foi encontrada parasitando as fossas nasais do tambaqui. Catorze peixes estavam parasitados com *G. jaraquensis* e 41 exemplares foram coletados. Não foi observado nenhum dano causado por estes parasitas.

A classe Branchiura é formada por crustáceos ectoparasitas, que ocorrem na superfície do corpo, base das nadadeiras, cavidade bucal e branquial. Em tambaquis do ambiente natural, no lago Janauacá, margem direita do rio Solimões, distante 70 km de Manaus foram registradas duas espécies de branquiúros, *Dolops carvalhoi* (Castro, 1949), ocorreu na superfície externa do corpo, apresentou baixa especificidade e parasitou mais sete espécies de peixes. A segunda espécie, *Argulus multicolor* Sthekhoven, 1937, ocorreu nas cavidades bucal e branquial do tambaqui e em mais quatro espécies de peixes (Malta, 1982; 1983; 1984; Malta & Varella, 1983). O desenvolvimento pós-embrionário de *Dolops carvalhoi* foi estudado a partir da cultura de ovos de fêmeas adultas. As larvas foram inoculadas em alevinos de tambaqui, mantidas em aquários no laboratório. O tempo de eclosão dos ovos de *Dolops carvalhoi* foi de 16 dias. O desenvolvimento larval durou sete dias até atingir o estágio adulto



(Gomes, 1999).

Uma terceira espécie de Branchiura parasita do tambaqui é *Argulus chicomendesi* Malta & Varella, 2000. Foi coletada em peixes da natureza e de cultivos na Amazônia Central. Foi a primeira espécie que apresentou um alto índice de infestação em peixes cultivados na Amazônia. Em 1983, apresentou uma infestação maciça em *Brycon cephalus* (Günther, 1869), na Estação de Aquacultura do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Estado do Amazonas. Em 1998, esta mesma espécie foi coletada parasitando o tambaqui (*Colossoma macropomum*), em uma Estação de Aquacultura no município de Itacoatiara, esta infestação era baixa, cerca de dois a quatro branquiúros por hospedeiro (Malta & Varella, 2000).

Neste trabalho foi encontrado *A. chicomendesi* parasitando as brânquias do tambaqui, este com 26,5 cm de comprimento total e peso de 321 g. Mas, somente um exemplar foi coletado. Apesar disto, sempre é temeroso encontrar esta espécie de parasitas em cultivos de peixes, pois podem em pouco tempo, transformar-se em pragas de difícil controle.

O acompanhamento dos índices parasitários de cada espécie de parasita deve ser monitorado, baixos índices não acarretam danos ao cultivo. Mas, qualquer um dos grupos detectados parasitando os tambaquês, neste trabalho: Protozoa; Monogenoidea; Copepoda e Branchiura, se ocorrer grandes infestações podem comprometer o cultivo, podendo chegar a inviabilizar o empreendimento. Neste trabalho *Myxobolus* sp. apresentou uma alta prevalência (80% na primeira coleta e de 100% na Segunda). Os Monogenóides apresentaram os valores máximos da intensidade altos, bem como a prevalência na segunda amostra.

São necessários estudos sobre a biologia, das espécies de parasitas encontradas nos cultivo de peixes e nos ambientes naturais. Bem como, o estudo do manejo e do



monitoramento dos parâmetros físico-químicos da água, já que estes tem profunda relação com o ciclo de vida dos parasitas.

## CONCLUSÕES

O monitoramento da fauna de parasitas deve ser parte integrante do cultivo de peixes.

O monitoramento dos parâmetros físico-químicos da água deve ser parte integrante do cultivo de peixes.

## BIBLIOGRAFIA CITADA

- Andrade, S.M.S; Ferraz, E.O. 1999. Avaliação das condições de manejo e doenças em cultivos de peixes no Estado do Amazonas. *In: Memorians Acuicultura en armonia con el ambiente. Acuicultura 99*. Puerto de La Cruz.Venezuela. p.250-257.
- Araujo-Lima, C.A.; Goulding, M., 1998. *Os frutos do tabaqui: ecologia, conservação e cultivo na Amazônia*. Lithera Maciel. Ed., Tefé, Brasil. 186p.
- Benetton, M.L.F.N; Malta, J.C.O. 1999. Morfologia dos estágios de náuplios e copepodito I de *Perulernaea gamitanae* Thatcher & Paredes, 1985 (Crustacea: Cyclopoida: Lernaecidae), parasita do tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818), (Osteichthyes: Characidae), cultivados em laboratório. *Acta Amazonica*, 29(1):97-121.
- Boyd, C. 1989. *Water Quality Management and Aeration in Shrimp Farming*. Fisheries and Allied Aquacultures Departamental Series # 2. Auburn University. Estados Unidos da América. 83p.
- Boyd, C. 1990. *Water Quality Management in Ponds for Aquaculture*. Auburn University, Alabama. Birmingham Publishing. 482p. *apud* Arana, L.V. 1997. Princípios químicos da qualidade da água em aquicultura. UFSC. Florianópolis, Brasil. 166p.

Cerdeira, R.G.P.; Ruffino, M.L.; Isaac, V.J. 1997. Consumo de pescado e outros alimentos pela população ribeirinha do lago Grande de Monte Alegre, PA-Brasil. *Acta Amazonica*, 27(3):213-228.

Conroy, G.; Conroy, D. A. 1998. *Enfermedades y parasitos de cachamas, pacus y tilapias*. Maracay, Aragua, Venezuela. 78p.

Fischer, C. 1998. *A Fauna de Parasitas do Tambaqui Colossoma macropomum (Cuvier, 1818) (Characiformes: Characidae) do Médio Rio Solimões (AM) e Baixo Rio Amazonas (PA) e seu Potencial como Indicadores Biológicos*. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Fundação Universidade do Amazonas. Manaus, Amazonas, Brasil. 63p.

Flos, R.; Reig, L.; Torres, P.; Tort, L. 1988. Primary and secondary stress responses to grading and hauling in rainbow trout, *Salmo gairdneri*. *Aquaculture*, 71:99-106.

Gomes, A.L.S. 1999. *Desenvolvimento pós-embriônico em laboratório de Dolops carvalhoi Castro, 1949 (Crustacea: Branchiura), parasita de peixes da Amazônia Central*. Dissertação de mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/Fundação Universidade do Amazonas, Manaus, Amazonas. 80p.

Issac, V.J.; Ruffino, M.L. 1996. Population dynamics of tambaqui, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818), in the lower Amazon, Brazil. *Fisheries Management and Ecology*, 3:315-333.



Kubitza, F. 1999. *Qualidade da Água na Produção de Peixes*. São Paulo, Brasil. 107p.

Laevastu, T.; Hayes, M. 1984. Effects of environmental factors on fish. In: *Fisheries, Oceanography and Ecology*. Fishing News Books Ltd. England. p. 5-23.

Malta, J.C.O.; Varella, A.M.B. 2000. *Argulus Chironomus*. In: *Acta Amazonica*, 30(3):521-528.

Malta, J.C.O., 1982. Os argulídeos (Crustacea: Branchiura) da Amazônia brasileira. Aspectos da Ecologia de *Dolops discoidalis*, Bouvier 1899 e *D. bidentata* Bouvier, 1899. *Acta Amazonica*, 12(3):521-528.

Malta, J.C.O. 1983. Os argulídeos (Crustacea: Branchiura) da Amazônia brasileira, 4. Aspectos da Ecologia de *Argulus multicolor*, Stekhoven 1937 e *A. pestifer* Ringuélet 1948. *Acta Amazonica*, 13(3-4):489-496.

Malta, J.C.O., 1984. Os peixes de um lago de várzea da Amazônia Central (Lago Janauacá, Rio Solimões) e suas relações com os crustáceos ectoparasitas (Branchiura: Argulidae). *Acta Amazonica*, 14(3-4):355-372.

Malta, J.C.O. 1998. Maxillopoda - Branchiura. In: Yong, P.(Ed.). *Catalogue of Crustacea of Brasil*. Museu Nacional, Rio de Janeiro. p.67 - 74.

Malta, J.C.O.; Varella, A. 1983. Os argulídeos (Crustacea: Branchiura) da Amazônia brasileira, 3. aspectos da Ecologia de *Dolops striata* Bouvier, 1899 e

*D. carvalhoi* Castro, 1949. *Acta Amazonica*, 3(2):299-306.

Malta, J.C.O.; Varella, A. 1996. *Ergasilus turucuyus* sp. n. (Copepoda: Ergasilidae) das brânquias de *Acestrorhynchus falcatus* (Block, 1794) e *A. falcirostris* (Cuvier, 1819), (Characiformes: Characidae) da Amazônia brasileira. *Acta Amazonica*, 26(1/2):69-76.

Malta, J.C.O.; Varella, A.M.B. 2000. *Argulus Chicomendesi* sp. n. (Crustacea: Argulidae) parasita de peixes da Amazônia Brasileira. *Acta Amazonica*, 30(3): (no prelo).

Malta, J.C.O.; Gomes, A.L.S.; Andrade, S.M.S.; Varella, A.M.B. 2000. Infestações maciças por acantocéfalos, *Neoechinorhynchus buttnerae* Golvan, 1956, (Eoacanthocephala: Neoechinorhynchidae) em tambaquis jovens, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) cultivados na Amazônia central. *Acta Amazonica* (no prelo).

Margolis, L.; Esch, G.W.; Holmes, J.C.; Kuris, A.M.; Schad, G.A. 1982. The Use of Ecological Terms in Parasitology (Report of an ad Hoc committee of the American Society of Parasitologists). *Journal Parasitology*, 68(1): 131-133.

Martins, M.L. 1998. *Doenças infecciosas e parasitárias de peixes*. 2ª Ed. Funep, Jaboticabal, Brasil. 66p.

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 mixosporean parasites and tissue changes in the host. *Revista Brasileira de Biologia*, 59(2):263-269.
- Mazeaud, M.M.; Mazeaud, F.; Donaldson, E.M. 1977. Primary and secondary effects of stress in fish: Some new data with a general review. *Transactions of the American Fisheries Society*, 106(3): 201-212.
- Mólnar, K.; Békési, L. 1993. Description of a new *Myxobolus* species, *M. colossomatis* n. sp. From the teleost *Collossoma macropomum* of the Amazon River basin. *J. Parasitol.*, 55(4): 740-741.
- Pavanelli, G.C.; Eiras, J.C.; Takemoto, R.M., 1998. *Doenças de Peixes: Profilaxia, Diagnóstico e Tratamento*. Ed. Nupélia, Maringá, Paraná, Brasil. 264p.
- Petrere, Jr., M., 1978. Pesca e esforço de pesca no Estado do Amazonas. II. Locais, de pesca, aparelhos de Captura e Estatística de Desembarque. *Acta Amazonica*, (supl.2), 8(3):1-54.
- Saint-Paul, U. 1986. Potential for Aquaculture of South American Freshwater Fishes: A Review. *Aquaculture*, 54:205-240.
- Schmidt, G.D.; Huggins, E.J. 1973. Acanthocephala of South American Fishes. Part I, Eoacanthocephala. *J. Parasitol.*, 59(5):829-835.

- Thatcher, V.E., 1991. Amazon fishes Parasites . *Amazoniana*, 9(3/4):263-572.
- Thatcher, V.E.; Paredes, V. 1985. A parasitic Copepod, *Perulernaea gamitanae* gen. Et sp. Nov. (Cyclopoida: Lernaecidae), from the nasal fossae of a Peruvian Amazon food fish. *Amazoniana*, IX(2):169-175.
- Varella, A.M.B. 1985. *O ciclo biológico de Ergasilus bryconis, Thacher, 1981 (Crustacea: Poecilostomatoidea, Ergasilidae) parasita das brânquias do matrinchã, Brycon erythropterum (Cope, 1872) e aspectos de sua ecologia.* Tese de mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/Fundação Universidade do Amazonas, Manaus, Amazonas. 100p.
- Varella, A.M.B. 1995. *Gamidactylus bryconis* sp. n. (Copepoda: Poecilostomatoidea, Vaigamidae) das fossas nasais de peixes, *Brycon pellegrini* Holly, 1929 e *B. melanopterus* (Cope, 1872) Amazônia brasileira. *Acta Amazonica*, 24(1/2):145-152.