

**MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE  
INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE  
CENTRO NACIONAL DE PESQUISA E CONSERVAÇÃO DE PEIXES  
CONTINENTAIS  
PROGRAMA DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA-PIBIC/ICMBio**

**Relatório Final**

**Identificação e controle de enfermidades parasitárias em espécies de  
peixes ameaçadas de extinção em ambiente “ex situ”**

**Bolsista: William Silva Oliveira  
Orientador: Dr. Paulo Sérgio Ceccarelli  
Co-orientador: Julio Cesar Censi de Aguiar**

**PIRASSUNUNGA - SP**

**Agosto de 2013**

## RESUMO

Estudos que visem à implementação de medidas de conservação, tais como a manutenção de espécies ameaçadas em ambientes “ex situ”, são fundamentais para a manutenção da biodiversidade. O maior entrave para a manutenção dessas espécies é a falta de tecnologia desenvolvida especialmente para o período de adaptação desses peixes em ambiente “ex situ”. A presente pesquisa visou elaborar um “checklist” de ocorrência parasitária em espécies de peixes do gênero *Brycon*; diagnosticar os parasitas de *B. orbignyanus* mantidas em ambientes “ex situ” durante o período entre 2009 e 2013; verificar os efeitos histopatológicos decorrentes dessa associação; avaliar a influência de fatores de risco relacionados ao número de exemplares mortos durante os eventos de mortalidade; e organizar um protocolo de manejo para espécies de peixes ameaçadas de extinção com base nos resultados no presente estudo somado aos sucessos obtidos durante anos de experiência pelo corpo técnico do CEPTA. Cinco novos registros de parasitas e de localidade foram realizados, porém grupos de parasitas dos grupos dos cestoides, acantocéfalos e mixozoários não foram relatados nos espécimes mantidos nos tanques do CEPTA. Alterações histopatológicas foram observadas no estômago e nas brânquias, decorrentes de espoliação causada pelos parasitas. Diferentes variáveis influenciaram no número de peixes mortos, de acordo com os modelos desenvolvidos com todas variáveis explicativas ou os selecionados através de Akaike information criteria. Contudo, os meses de abril e setembro; o tipo de tanque escavado; e a baixa intensidade de *A. bryconi*, juntamente com e a presença de *L. cyrpinacea* mostraram-se congruentes em alguns modelos ou tiveram suporte pela observações realizadas “in loco”. Constatou-se que o manejo, sob o uso dos procedimentos sugeridos no protocolo de manejo elaborado, é a melhor maneira de se evitar eventos de epizootia e consequentes mortalidades.

## ABSTRACT

Studies aimed at the implementation of conservation measures, such as the maintenance of endangered in environments "ex situ" are fundamental to the maintenance of biodiversity. The biggest obstacle to the maintenance of these species is the lack of technology developed especially for the period of adaptation of these fish in the environment "ex situ". This research aimed to develop a checklist of occurrence of parasitic species from fish of the genus *Brycon*; to diagnose parasites of *B. orbignyanus* kept in environments "ex situ" during the period between 2009 and 2013; check the histopathological effects resulting from this association; to evaluate the influence of risk factors related to the number of dead specimens during mortality events; and organize a management protocol for threatened fish species based on the results of this study added to the successes achieved through years of experience by the staff of the CEPTA. Five new records of parasites and locality were performed, but groups of parasitic groups of cestodes, acanthocephalans and mixozoans were not reported in specimens kept in tanks CEPTA. Histopathological changes were observed in the stomach and gill arising from dispossession caused by parasites. Different variables influenced the number of dead fish, according to models developed with all explanatory variables or selected by Akaike information criteria. However, the months of April and September, the type of tank, the low intensity of *A. bryconi*, and together with the presence of *L. cyrpinacea* proved congruent in some different models or were supported by observations "in loco". It was verified that the management, under the use of the procedures suggested in the management protocol prepared is the best way to prevent epizootic events and subsequent mortality.

## LISTA DE SIGLAS

AM	Estado do Amazonas
CDB	Convenção da Diversidade Biológica
CEPTA	Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Peixes Continentais
ICMBio	Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade
fam.	família
gen.	gênero
MG	Estado de Minas Gerais
MMA	Ministério do Meio Ambiente
MT	Estado do Mato Grosso
MS	Estado do Mato Grosso do Sul
PA	Estado do Pará
PIBIC	Programa Institucional de Bolsas de Iniciação Científica
PR	Estado do Paraná
RO	Estado de Rondônia
SC	Estado de Santa Catarina
SP	Estado de São Paulo
sp.	espécie
USP	Universidade de São Paulo
UNICAMP	Universidade de Campinas

## LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 – Exemplar de Piracanjuba *B. orbignyanus* (Valenciennes, 1849), coletado nos viveiros do CEPTA/ICMBio. Foto: William Silva Oliveira, 2012 ..... 15
- Figura 2 – Áreas de tanques e viveiros “ex situ” do CEPTA: A, B, C e D. Na área D onde estão localizados os exemplares de *B. orbignyanus*, o destaque para os viveiros número 21 (seta azul), e na área A tanque estufa de numero 57 (seta verde) indica os viveiros onde ocorreu manifestação de parasitos acompanhados de mortalidade. Foto: Arquivo do Google 20
- Figura 3 – Laboratório de Ictiopatologia do CEPTA/ICMBio. Foto: Wiliam Silva Oliveira (2012) ..... 22
- Figura 4 – Pele e músculo, coletados para histologia. Foto: William Silva Oliveira (2012).. 26
- Figura 5 – Imagem exemplificando a amostra do órgão cortado em 0,5cm, para desidratação. Foto: William Silva Oliveira (2012) ..... 27
- Figura 6 – Material histológico e a bateria de todos em álcoois. Foto: William Silva Oliveira (2012) ..... 27
- Figura 7 – Blocos de parafina contendo tecidos livres e infestados de parasitas. Foto: William Silva Oliveira 2012..... 29
- Figura 8 – Exemplar de *B. orbignyanus* juvenil em óbito no tanque estufa, ambiente “ex situ” do CEPTA. A seta indica a presença de *Saprolegna* sp. Foto: William Silva Oliveira (2013)39
- Figura 9 – Protozoários encontrados parasitando *B. orbignyanus* no tanque estufa do CEPTA/ICMBio. A - *Ichthyophthirus multifiliis* evidenciado por ter seu núcleo em formato de ferradura (seta). B - *Trichodina* sp ciliado, caracterizada por ter seu formato em disco.Foto William Silva Oliveira (2013) Barra de escala = 50 µm..... 40
- Figura 10 – Protozoário dinoflagelado *P. pillulare* parasitando exemplares de *B. orbignyanus* em viveiros de espécies ameaçadas do CEPTA/ICMBio. Durante a fase de trofonte (seta branca) com seu corpo alongado e com coloração castanho-amarelado encontrado através de

uma raspagem de muco, e também durante a fase tomonte com formato esférico (seta azul). Foto: William Silva Oliveira (2012) Barra de escala = 100 µm .....	40
Figura 11 – <i>Annulotrematoides bryconi</i> em lâminas montadas em meio de Grey & Wess, encontrado parasitando <i>B. orbignyana</i> , mantidas em ambiente “ex situ” no CEPTA/ICMBio. Seta branca indicando o órgão copulador masculino (OCM). Foto: William Silva Oliveira, (2012). Barra de escala = 50 µm .....	41
Figura 12 – Miracídio de <i>A. bryconi</i> encontrado parasitando <i>B. orbignyana</i> mantidas em ambiente “ex situ” no CEPTA/ICMBio, observado em raspado de pele. Foto: William Silva Oliveira, (2012). Barra de escala = 50 µm .....	42
Figura 13 – <i>Contracaecum</i> sp.(seta) encontrado no intestino de exemplares de <i>B. orbignyana</i> e fixado em formol 4%. No laboratório de ictiopatologia no CEPTA/ICMBio Foto: William Silva Oliveira (2011).....	42
Figura 14 – <i>Procamallanus (Spirocamallanus)</i> sp. (seta), encontrado parasitando <i>B.</i> <i>orbignyana</i> . Fixado em formol 4% no laboratório de ictiopatologia no CEPTA/ICMBio. Foto: William Silva Oliveira. (2013) .....	43
Figura 15 – Espécime adulto de <i>L. cyprinacea</i> encontrados na pele de <i>B. orbignyana</i> , seta branca aponta o saco ovigero, seta azul aponta a região anterior do da pela qual o parasita se fixa no hospedeiro, Foto William Silva Oliveira (2012) Barra de escala = 5mm.....	43
Figura 16 – Nauplio, segunda fase do ciclo da <i>L. cyprinacea</i> , Foto: William Silva Oliveira, Barra de escala = 100 µm.....	44
Figura 17 – Fase de Copepodito, anterior a fase de metamorfose e da <i>Lernaea cyprinacea</i> adulto. Barra de escala = 500 µm .....	44
Figura 18 <i>Dolops geayi</i> encontrado parasitando exemplares de <i>B. orbignyana</i> mantidas em ambiente “ex situ” nos viveiros do CEPTA/ICMBio. Foto: William Silva Oliveira 2013.....	45

Figura 19 -:	Estomago com aspecto de normalidade em sua organização geral, sem infecção por algum tipo de parasita. Podemos observar a camada da mucosa (CMU), Submucosa (CSMU) e muscular (CMUS), visualizando também um grande vaso sanguíneo (VS). .....	46
Figura 20 -	Foto mostrando a interação direta de um exemplar de <i>Contracaecum</i> sp. (seta), visualizando assim sua ação destrutiva na mucosa do estômago.....	46
Figura 21 -	Visão geral das brânquias controle, sendo as lamelas secundárias representadas por “LS” e as lamelas primárias por “LP”. .....	48
Figura 22 -	Visão geral das brânquias com anomalias; notamos a presença de lamelas hiperplásicas, lamelas fundidas e uma grande concentração de cistos (seta branca), note-se uma hiperplasia de células da mucosa (seta preta), fato esse que ocorreu por uma possível aderência de matéria orgânica causando assim dispnéia e morte dos peixes.....	49

## **LISTA DE QUADROS**

Quadro 1 – Distribuição geográfica de nove espécies do gênero *Brycon*. Fonte: CEPTA/ICMBio



## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Bateria de Álcool e Xilol de preparação de tecidos para análises histológicas.....	28
Tabela 2 – Parasitas encontrados associados a exemplares de <i>B. orbignyana</i> mantidos em viveiros “ex situ” no CEPTA. Prevalência (P%), abundância média (ABM), intensidade média (IMI), sítio (Sítio) de infestação/infecção e número de peixes mortos (NPMT).....	38
Tabela 3 – Comparação entre três modelos logísticos desenvolvidos para o número de espécimes de <i>B. orbignyana</i> mortos em ambiente “ ex situ”. AICc=AIC corrigido; AICWt=Peso do AIC .....	50

## SUMÁRIO

<b>RESUMO .....</b>	<b>2</b>
<b>ABSTRACT .....</b>	<b>3</b>
<b>LISTA DE SIGLAS.....</b>	<b>4</b>
<b>LISTA DE FIGURAS .....</b>	<b>5</b>
<b>LISTA DE QUADROS .....</b>	<b>8</b>
<b>LISTA DE TABELAS.....</b>	<b>9</b>
<b>1 – INTRODUÇÃO .....</b>	<b>12</b>
1.1 – CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS E BIOLÓGICAS DA PIRACANJUBA, <i>B. ORBIGNYANUS</i> .....	14
1.2 – MANUTENÇÃO DA PIRACANJUBA EM TANQUES DE AMBIENTE “EX SITU” .....	16
1.3 – PARASITOFAUNA ASSOCIADA À <i>BRYCON ORBIGNYANUS</i> .....	17
<b>2- OBJETIVO.....</b>	<b>19</b>
<b>3 – MATERIAL E MÉTODOS.....</b>	<b>19</b>
3.1 – LOCALIZAÇÃO E ABASTECIMENTO DOS VIVEIROS DE MANUTENÇÃO DE ESPÉCIES DE PEIXES EM AMBIENTES “EX SITU” .....	19
<b>3.2 – “CHECKLIST” .....</b>	<b>20</b>
<b>3.3 – COLETA DO HOSPEDEIRO .....</b>	<b>21</b>
<b>3.4 – COLETA E IDENTIFICAÇÃO DE PARASITAS.....</b>	<b>22</b>
3.5 – IDENTIFICAÇÃO DE COPEPODITOS DE <i>L. CYPRINACEA</i> .....	24
3.6 – ANÁLISES HISTOPATOLÓGICAS .....	25
3.7 – ANÁLISES DE FATORES DE RISCO ASSOCIADOS À MORTALIDADE DE <i>B. ORBIGNYANUS</i> MANTIDAS EM AMBIENTE “EX SITU” .....	29

3.8 - ELABORAÇÃO DO PROTOCOLO DE MANEJO PARA ESPÉCIES DE PEIXES AMEAÇADAS DE EXTINÇÃO MANTIDAS EM AMBIENTE “EX SITU” .....	30
<b>4 – RESULTADOS.....</b>	<b>30</b>
4.1 – “CHECKLIST” .....	30
4.2 – COMPOSIÇÃO PARASITOLÓGICA DE <i>B. ORBIGNYANUS</i> MANTIDAS EM AMBIENTE “EX SITU”	37
4.3 – ANÁLISES HISTOPATOLÓGICAS DE FRAGMENTOS DE TECIDOS E ÓRGÃOS DE <i>B. ORBIGNYANUS</i> MANTIDAS EM AMBIENTE “EX SITU” .....	45
4.4 – FATORES DE RISCO .....	49
4.5 – PROTOCOLO DE MANEJO DE ESPÉCIES AMEAÇADAS DE EXTINÇÃO MANTIDAS EM AMBIENTE “EX SITU” .....	51
<b>5 – DISCUSSÃO.....</b>	<b>51</b>
<b>6 – AGRADECIMENTOS.....</b>	<b>56</b>
<b>7 – REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....</b>	<b>58</b>
<b>7 – ANEXO I.....</b>	<b>72</b>

## 1 – Introdução

O Brasil, primeiro país signatário da Convenção da Diversidade Biológica (CDB), é um país considerado megadiverso, no qual pelo menos 14% de todas as espécies da biosfera podem ser encontradas (LEWINSOHN & PRADO, 2002). Entre essas espécies, 4.587 são peixes de água doce (BUCKUP, *et al.*, 2003), o que representa mais de 40% da diversidade de vertebrados brasileiros (LEWINSOHN & PRADO, 2002). Dessas 4.587 espécies, 141 estão atualmente representadas na lista oficial de espécies ameaçadas de extinção (IN n° 4/2005).

É importante destacar que o Brasil abriga também números de grande destaque em termos de biodiversidade de recursos hídricos (BUCKUP & MENEZES, 2003). E chama a atenção o fato de que esses ecossistemas aquáticos têm sido alterados de maneira significativa devido a múltiplos impactos ambientais resultantes da degradação de habitats, poluição, construção de barragens, desvio do curso natural de rios, sobreplotação pela pesca e introdução de espécies exóticas (STRAYER & DUDGEON, 2010).

Estudos que visem à implementação de medidas de conservação, tais como a elaboração de Planos de Ação para as espécies ameaçadas de extinção, tornam-se fundamentais para a manutenção da biodiversidade. Porém, algo que pode somar e contribuir para essas ações é a conservação “*ex situ*” (IUCN, 1987; GORDON *et al.* 2005). A manutenção de espécies ameaçadas de extinção em ambiente “*ex situ*” é uma importante fonte de estudos para avaliar a viabilidade populacional (OOSTERHOUT *et al.*, 2007), sobretudo se a reintrodução para o aumento da biodiversidade ou preenchimento de um nicho ecológico é desejada (NEVES, 2004; ARAKI *et al.*, 2007). Entretanto a manutenção de espécies de peixes em cativeiro não é uma tarefa fácil exigindo um conhecimento do comportamento das espécies em seu ambiente natural e sua adaptação em ambientes controlados.

Algumas dificuldades são comuns a todo tipo de criação de organismos, especialmente às relacionadas aos aspectos patogênicos. As enfermidades observadas em

peixes mantidos em cativeiros, em muito se devem às questões de manejo, ao estresse proporcionado a esses peixes e à consequente debilidade de seu sistema imunológico associado à presença de parasitas. Ou seja, uma miríade de fatores que, associados, podem culminar na mortalidade desses peixes.

Ambientes “ex situ” podem assim servir como modelos de estudo para investigar melhores condições sanitárias para as espécies criadas em cativeiro. No Brasil a falta de trabalhos sobre tecnologias de prevenção e tratamento das enfermidades de peixes tem sido um dos principais entraves no desenvolvimento da atividade aquícola. As mortalidades verificadas neste ambientes têm inviabilizado a manutenção, em viveiros “ex-situ”, da maioria das espécies de peixes ameaçadas de extinção.

Os desdobramentos destes problemas terminam na necessidade de elaboração de um manual para procedimentos para captura, transporte, manejo, transporte e manutenção de espécies ameaçadas mantidas em cativeiro presente neste relatório. E, por considerar a piracanjuba um peixe sensível a mudanças ambientais, quer no ambiente natural como em cativeiro, esse trabalho propõe a sua utilização como espécie alvo para o desenvolvimento de um manual de procedimentos técnicos, adequados para o controle das principais doenças, viabilizando a manutenção da *Brycon orbignyanus* (Valenciennes, 1850) em ambientes “ex situ”, espécie de peixe categorizada como ameaçada de acordo como Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção (MMA, 2008).

Diante do exposto acima, o objetivo da atual proposta foi realizar o levantamento das espécies de parasitas registradas em diferentes espécies do gênero *Brycon*; identificar a composição da parasitofauna associada a espécimes de *B. orbignyanus* mantidas em ambiente “ex situ” durante os anos de 2009, 2012 e 2013; avaliar as consequências histopatológicas causadas por esses parasitas e verificar adicionais fatores de risco que influenciam na mortalidade desses peixes. De posse dessas informações e de experiências acumuladas pelo

corpo técnico do CEPTA, o presente trabalho também teve como meta, organizar um protocolo de manejo para esses peixes, visando desde a captura, o transporte, e a manutenção em ambiente “ex situ”.

### 1.1 – Características morfológicas e biológicas da Piracanjuba, *B. orbignyaus*

A “piracanjuba” (Figura 1) é um briconídeo (OLIVEIRA *et al.* 2011), ordem Characiformes, cujos exemplares apresentam coloração levemente alaranjada com a cauda avermelhada com uma faixa preta que vai desde o começo do pedúnculo caudal e se estende posteriormente até a furca dessa nadadeira. É uma espécie omnívora, alimentando-se eventualmente de peixes e insetos.



Figura 1 – Exemplar de Piracanjuba *B. orbignyaus* (Valenciennes, 1849), coletado nos viveiros do CEPTA/ICMBio. Foto: William Silva Oliveira, 2012

O macho de *B. orbignyaus* reproduz-se a partir de dois anos de idade, com 20 cm de comprimento, apresentando como característica sexual secundária aspereza na nadadeira anal, resultante de pequenas espículas que aparecem na época da reprodução. Já a fêmea, se reproduz a partir do terceiro ano de idade, com 25 cm de comprimento (VAZ *et al.*, 2000). Apresenta rápido crescimento, podendo atingir até 80 centímetros de comprimento corporal e 10 quilogramas de massa e a carne, além de aspecto convidativo, apresenta finíssimo sabor (FREATO, 2005). É uma espécie arisca, mas muito apreciada na pesca esportiva, motivo pelo qual tem sido muito procurada para o povoamento de tanques em pesque-pagues. Esta espécie é sensível a mudanças na dinâmica da água, tendo sua sobrevivência ameaçada pela escassez de alimento alóctone, uma das consequências impostas pelo represamento na proporção entre as áreas terrestres com vegetação e lâmina de água (CECÍLIO *et al.*, 1997).

Segundo FELIZARDO (2008) a piracanjuba é uma espécie reofilica encontrada na bacia do Paraná-Uruguai, principalmente nos rios Grande e Paraná (VAZ *et al.*, 2000). Assim, as grandes barragens constituem obstáculos intransponíveis na rota migratória desses peixes (BEDORE *et al.*, 1999). Essa interrupção no ciclo natural da espécie interfere diretamente no processo reprodutivo, podendo, levar à sua extinção Além disto, o segmento do rio abaixo da barragem torna-se regulável para atender às necessidades de geração de energia elétrica, atenuando a ocorrência de grandes cheias em planícies antes alagáveis. Dessa forma, esses habitats não podem mais cumprir seu papel de maternidade e berçário para os peixes de piracema. Dentro do gênero *Brycon* são oito espécies que sofrem com essa condição (Quadro 1).

A reprodução da maioria dos peixes é sazonal, estando geralmente sincronizada com fatores ambientais necessários para incrementar a viabilidade dos gametas e favorecer o desenvolvimento inicial da prole (MURGAS *et al.*, 2003; OYAKAMA *et al.*, 2006). Essa condição fisiológica que favorece a reprodução é alcançada após eventos migratórios realizados pelos peixes reofílicos, que realizam um deslocamento de centenas de quilômetros que afeta toda sua fisiologia, desencadeando processos essenciais para a reprodução.

Quadro 1 – Distribuição geográfica das espécies do gênero *Brycon* ameaçadas de extinção.

Fonte: CEPTA/ICMBio

<b>Espécie</b>	<b>Bacia</b>
<i>Brycon devillei</i>	Bacias do rio Doce e do rio Jequitinhonha
<i>Brycon insignis</i>	Rio Paraíba do Sul
<i>Brycon opalinus</i>	Rios Doce e Paraíba do Sul
<i>Brycon ferox</i>	Rio Mucuri
<i>Brycon vermelha</i>	Rio Mucuri
<i>Brycon nattereri</i>	Bacia do alto Paraná, ocorrendo nos sistemas do Paranapanema, Tietê, Grande e Paranaíba, alto rio Tocantins (bacia dos rios Tocantinzinho e Maranhão) e rio São Francisco (bacia do rio das Velhas, e rio Urucuia)
<i>Brycon orthotaenia</i>	Bacia do rio São Francisco
<i>Brycon orbignyanus</i>	Bacias dos rios Paraná e Uruguai

## 1.2 – Manutenção da Piracanjuba em tanques de ambiente “ex situ”

Conservação “ex situ” é o manejo realizado com uma espécie fora de seu hábitat natural. Ambientes que realizam o manejo com a criação da piracanjuba são pouco numerosos, (SILVA, 2007), contudo existe um grande interesse na utilização deste peixe para o repovoamento de reservatórios hidrelétricos e para pisciculturas comerciais. Portanto, as técnicas de cultivo estão sendo desenvolvidas ou melhoradas para que sua produção tenha a eficiência adequada (SILVA, 2007).



Nos viveiros de piscicultura, a privação do comportamento migratório impede que os peixes reofílicos atinjam a maturação final para a reprodução. Por isso há a necessidade de realizar uma indução hormonal em tais peixes (MURGAS et al., 2003) para que completem seu ciclo reprodutivo (WOYNAROVICH, 1989). A manutenção de exemplares selvagens em viveiro e a sobrevivência de reprodutores após desova induzida através de aplicações de hormônio tem sido muito baixa. Segundo GANECO & NAKAGHI (2003) essa alta taxa de mortalidade de reprodutores, provavelmente ocorre pelo estresse de manejo, que é identificado pela grande descamação, seguida de morte.

Segundo Ceccarelli (*com.pess.*) a sobrevivência de piracanjubas após sofrerem o manejo de desova induzida tem sido em torno de 30%. Considerando que a piracanjuba para se tornar adulta demora no mínimo 3 anos; que a mortalidade durante o transporte é muito alta; que é uma espécie susceptível a doenças quando mantida em cativeiro, e que a sobrevivência de reprodutores é baixa após o processo de desova induzida; estes fatores tem constituído o entrave da manutenção dessa espécie em cativeiro principalmente quando se trata de reprodutores selvagens em ambientes “ex situ”. Essa alta mortalidade de reprodutores da piracanjuba após desova induzida também é observado para outras espécies do gênero *Brycon*.

### **1.3 – Parasitofauna associada à *Brycon orbignyanus***

Parasitas exercem importantes funções nos ecossistemas naturais, uma vez que a associação observada com seus respectivos hospedeiros de vida livre é muito comum (GASTON, 2010). Além de sua função óbvia de controle populacional (Schmidt & Roberts, 2009), os parasitas agem em nível de seleção natural, condicionando os hospedeiros a diversificarem-se cada vez mais (COMBES, 2005) e, quando não encontram um hospedeiro

adequado, ainda constituem uma fonte alimentar para outros organismos (JOHNSON *et al.* 2010).

Diante da importância que os parasitas exercem sobre seus hospedeiros, deduz-se que a erradicação parasitária em espécimes de *Brycon orbignyianus* mantidas em ambientes “ex situ” é inviável. De fato, para que o sucesso de reintroduções seja alcançado é importante que esses espécimes mantidos em cativeiro sejam expostos a parasitas, para que eventos epizooticos não se estabeleçam na natureza (OOSTERHOUT *et al.*, 2007). Contudo é importante conhecer a fauna parasitária associada à *Brycon orbignyianus* mantidas em ambientes “ex situ” para evitar que as reintroduções desses peixes acarretem em introduções de espécies de parasitas exóticas.

O levantamento parasitário de *Brycon orbignyianus* de ambientes “ex situ”, também é de suma importância para que possamos averiguar quais parasitas podem ser altamente patogênicos nesse tipo de ambiente, para que ao reconhecê-los, possamos investigar meios para atenuar seus efeitos. Nesse sentido, o levantamento bibliográfico anterior ao processo de exames “in vivo” fornece relevantes informações acerca dos potenciais parasitas que podem acometer *Brycon orbignyianus*. Pois, mesmo os registros de espécies do gênero *Brycon*, representam potenciais parasitas que podem se associar a *Brycon orbignyianus*, uma vez que são peixes filogeneticamente relacionados (ORTÍ; MEYER 1997).

Contudo, considerando que as matrizes reprodutoras mantidas no CEPTA, são provenientes de ambientes naturais, outro fator deve ser considerado ainda. Atualmente tem sido revelado a importância sobre as possíveis co-extinções para a perda de biodiversidade (KOH *et al.*, 2004; DUNN *et al.* 2009; STRONA *et al.*, 2013), que no caso de parasitas podem ser muito mais severas (DUNN *et al.* 2009). Esse processo se estabelece quando a perda ou desaparecimento local de uma determinada espécie tem como consequência a perda de outras espécies que dependem dela ocasionando um efeito em cascata (DUNN *et al.* 2009;

STRONA *et al.*, 2013). Assim conhecer a parasitofauna de espécimes selvagens de *B. orbignyana* é importante para aquisição de dados empíricos e para avaliar a especificidade e distribuição geográfica desses parasitas (MOIR *et al.*, 2010). Esses elementos são necessários para alimentar as bases de dados dos modelos desenvolvidos para análises desse tipo (MOIR *et al.*, 2010), permitindo assim diagnosticar o risco de co-extinção a que esses organismos estão sujeitos.

## **2- OBJETIVO**

2.1 – Realizar levantamento bibliográfico e elaborar um “checklist” sobre as espécies de parasitas associadas a espécies de peixe do gênero *Brycon* no Brasil;

2.2 – Identificação dos parasitas que acometem a “piracanjuba”, *B. orbignyana* em viveiros “ex-situ” do CEPTA;

2.3 – Avaliar a composição os efeitos histopatológicos decorrentes da associação com parasitas de *B. orbignyana* em viveiros “ex-situ” do CEPTA;

2.4 – Analisar os de fatores de riscos associados à manutenção de *B. orbignyana* em viveiros “ex-situ” do CEPTA que conduzem ao aumento número de indivíduos mortos.

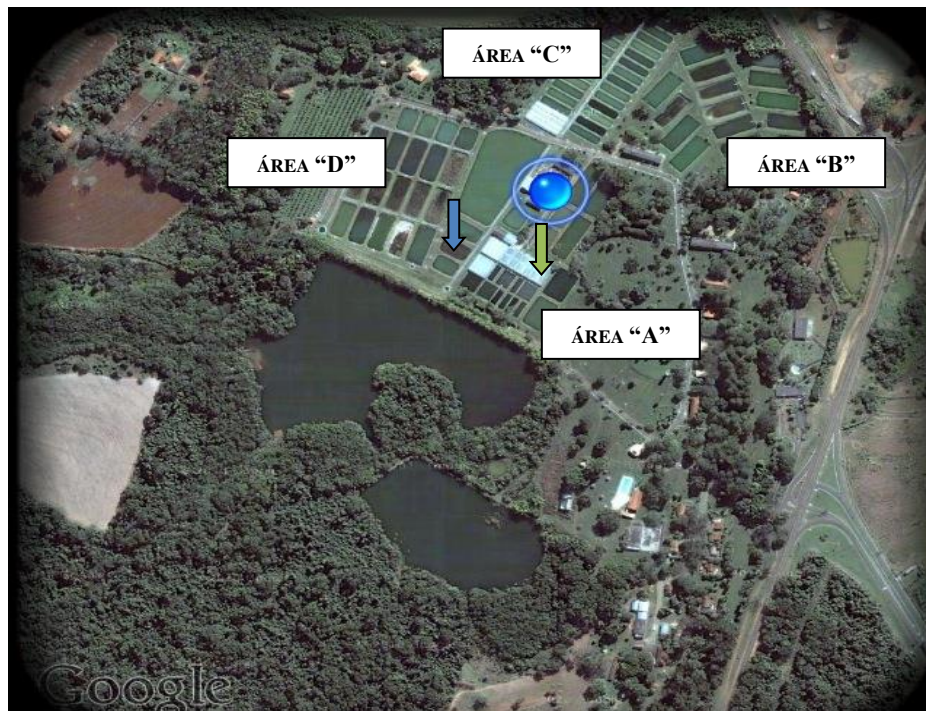
## **3 – MATERIAL E MÉTODOS**

### **3.1 – Localização e abastecimento dos viveiros de manutenção de espécies de peixes em ambientes “ex situ”**

O trabalho realizado durante o período compreendido entre julho de 2011 a agosto de 2013 foi desenvolvido nas dependências do Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Peixes Continentais – CEPTA/ICMBio localizado a 21° 55' 48”S/ 47° 22' 28,1”O. Embora as principais atividades tenham sido realizadas durante esse período, é válido comentar que dois

espécimes selvagens de *B. orbignyana*, recém chegados de seu habitat natural, foram examinados em 2009 e, 4 exemplares desse mesmo lote, em 2011.

Os tanques e viveiros de manutenção de espécies de peixes ameaçadas de extinção “ex-situ” do CEPTA estão distribuídos em quatro áreas e totalizam 130 tanques (Figura 2). O abastecimento desses tanques e viveiros é realizado por duas represas e a água chega até eles por gravidade. Exemplares de *B. orbignyana* utilizados no presente estudo foram mantidos na área D nos viveiros escavados de número 03 e 19 de 500 m<sup>2</sup> cada e, na área A nos viveiros de concreto estufa A60, A61 e A62 de 800 m<sup>2</sup> cada, A34 e A40 de 400 m<sup>2</sup>.



**Figura 2** – Áreas de tanques e viveiros “ex situ” do CEPTA: A, B, C e D. Na área D onde estão localizados os exemplares de *B. orbignyana*, o destaque para os viveiros número 21 (seta azul), e na área A tanque estufa de numero 57 (seta verde) indica os viveiros onde ocorreu manifestação de parasitos acompanhados de mortalidade. Foto: Arquivo do Google

### 3.2 – “Checklist”

Este “checklist” parte do princípio de ampliar o conhecimento sobre a fauna parasitária ocorrente em espécies de peixes do gênero *Brycon*. A elaboração foi feita a partir de um levantamento bibliográfico com base em Kohn & Santos (1989), Kohn & Cohen (1998), Gibson et al. (2005), Thatcher (2006), Luque & Tavares, (2007), Cohen & Kohn (2008), Santos et al. (2008), Luque et. al (2011), Eiras et al. (2012) e GLOBAL CESTODE DATABASE (2013), acrescentado os registros mais recentes e os resultados obtidos na presente pesquisa.

Focamos nas informações referentes à quais espécies de parasitas já foram registradas em associação com esses peixes, qual o sítio de infecção/infestação (superfície do corpo, brânquias, mesentério, estômago, ceco pilórico, intestino etc), a localidade geográfica dos hospedeiros e suas respectivas referencias. Seguimos a classificação parasitária e o arranjo textual utilizados por Luque & Tavares, (2007), Santos et al. (2008), Luque et. al (2011) e Eiras et al. (2012). Os números 1 após Pirassununga e, 2 após *B. orbignyanus* indicam novo registro de localidade e de hospedeiro, respectivamente.

### **3.3 – Coleta do hospedeiro**

No CEPTA as matrizes reprodutoras das piracanjubas são provenientes de ambiente natural, porém a maioria dos espécimes mantidos nos tanques “ex situ” são filhotes de geração F1-F4. Para o exame parasitário foram necropsiados em 2009, dois espécimes selvagens provenientes do rio Ivinhema, Mato Grosso do Sul; em 2011, quatro exemplares desse mesmo lote; em 2012, dois exemplares de geração F2 mortos em eventos de mortalidade nos tanques escavados; e em 2013, mais 15 exemplares de geração F2 provenientes de tanques estufa.

### 3.4 – Coleta e identificação de parasitas

Para a coleta dos parasitas de *B. orbignyana*, 23 exemplares foram eutanasiados mediante a transecção da coluna vertebral (EIRAS et al. 2006), porém alguns peixes mortos também foram utilizados para essas análises. A eutanásia, necropsia foi realizadas no laboratório de Ictiopatologia do CEPTA (Figura 3).



**Figura 3** – Laboratório de Ictiopatologia do CEPTA/ICMBio. Foto: Wiliam Silva Oliveira (2012)

Os peixes eutanasiados não foram anestesiados para que não ocorresse alteração na fauna dos ectoparasitos, pois este procedimento pode fazer com que estes organismos se desprendam do hospedeiro, inviabilizando a utilização dos exemplares de peixes para estudos de ectoparasitos.

Logo em seguida as brânquias foram retiradas dos peixes, sendo os arcos branquiais separados com uso de tesouras e estiletes e colocados em um frasco contendo formol 4% a

~65°C (BOEGER; VIANNA, 2006). O frasco foi agitado várias vezes para que os parasitos se soltassem dos filamentos. Posteriormente, o líquido e os arcos branquiais foram analisados sob microscópio estereoscópico. Esta técnica é aplicada especialmente para identificação de monogenéticos, pelo fato de esses parasitas morrerem estendidos, facilitando a identificação. Os dinoflagelados e os monogenéticos coletados durante o processo de triagem foram fixados em formol 4% para estudos taxonômicos. Os crustáceos foram fixados em etanol 70% para os mesmos fins (THATCHER, 2006).

A identificação dos dinoflagelados se deu através de montagens de lâminas provenientes de raspados de pele e brânquias realizados antes da eutanásia. Essas lâminas, posteriormente foram fixadas em metanol (P.A.) e coradas com GIEMSA. A identificação desses parasitas foi realizada com a chave de identificação de (WOO, et al. 2006) e de (LEVY et al. 2007). Contudo, uma parceria estabelecida com Dr. Isabel Junqueira do Departamento de Parasitologia da Universidade de Campinas (IB/UNICAMP) tem contribuído para os avanços taxonômicos necessários para identificação desse parasita, visando à robustez dos dados epidemiológicos/ecológicos.

Os monogenéticos foram montados em lâminas em meio de Grey & Wess para estudo dos tecidos esclerotizados (órgão copulados masculino: OCM; vagina; barras; âncoras; e ganchos), ou foram corados com Tricrômico de Gomori para observação dos tecidos moles (germário, testículo, reservatório prostático, vesícula seminal) (KRITSKY et al., 1986; BOEGER & VIANNA, 2006; AGUIAR et al., 2011). A identificação foi feita com base na chave taxonômica proposta por Boeger & Vianna (2006) e no trabalho de Cugliana et al. (2003) e de Cohen et al. (2012).

Para coleta de endoparasitas foram retirados os órgãos da cavidade celomática do peixe fixando atenção principalmente na cor e consistência dos órgãos. Para isso foi se

utilizada uma tesoura para um corte começando acima do ânus e se estendendo longitudinalmente até a cintura pélvica (AMATO et al. 1991).

Uma vez exposta à cavidade abdominal, procedeu-se o reconhecimento dos diversos órgãos nela contidos, os quais foram separados em placas de petri para posterior triagem do material sob microscópio estereoscópico. Os endoparasitos encontrados foram retirados dos órgãos com auxílio de estilete, pinça ou conta-gotas e fixados em formol 4% ~65°C (AMATO et al., 1991). A identificação dos nematóides encontrados foi realizada com base nas chaves de THATCHER (2006) e LUQUE et al. (2011).

Para a quantificação dos descritores ecológicos do parasitismo, referentes aos parasitas coletados nas etapas acima foram utilizados os conceitos preconizados por Bush *et al.* (1997). De acordo com esses autores a prevalência de infecção/infestação (P%) é igual ao número de hospedeiros infectados/infestados por uma determinada espécie de parasita, dividido pelo número de hospedeiros coletados; a abundância média de infestação/infecção (ABM) é igual ao número de parasitas de uma determinada espécie coletados, dividido pelo número de hospedeiros coletados; e intensidade média de infestação/infecção (IMI), é igual ao número de parasitas de uma determinada espécie coletados, dividido pelo número de hospedeiros infestados/infectados por essa mesma espécie de parasita. Esses descritores ajudam a entender a dinâmica da infrapopulação e infracomunidade parasitária.

### **3.5 – Identificação de copepoditos de *L. cyprinacea***

O encontro de copepoditos associados aos exemplares de *B. orbignyanus* exigiu um experimento paralelo para confirmação da espécie desses copépode, uma vez que inúmeras espécies de copépodes possuem em seu ciclo de desenvolvimento, a fase de copepodito. Por isso, simultaneamente foram coletados 11 indivíduos de “lambari”, *Astyanax altiparanae*



(Garutti & Britski, 2000) (fora da lista vermelha de peixes ameaçados de extinção) de um dos tanques da área A 34 (400m<sup>2</sup>). Esses peixes foram aclimatados em aquário de 20L com oxigenação provida por bombas e alimentados diariamente com ração 40 2mm pura para os indivíduos permanecerem em condições propícias para sua sobrevivência.

Após a coleta dos copepoditos encontrados nas narinas e brânquias dos exemplares de *B. orbignyanus*, acondicionamos os mesmos em placas de petri com água dos tanques de manutenção do CEPTA/ICMBio, mantendo-os durante uma semana nas placas, trocando a água diariamente e fixando apenas os copepoditos mortos em etanol 70%. Após a aclimação dos copepoditos e dos lambaris, despejamos os crustáceos no aquário contendo 11 indivíduos de *A. altiparanae* para verificação do desenvolvimento dos copepoditos, a fim de confirmar a presença de copepoditos de *L. cyprinacea*, nos espécimes de *B. orbignyanus*. A identificação dos adultos recuperados após 10-14 dias foi feita com base em Boxshall et al. (1997).

### **3.6 – Análises histopatológicas**

As etapas de fixação, desidratação, inclusão, necessárias para as análises histopatológicas, foram realizadas no laboratório de Ictiopatologia do CEPTA. Para análises histológicas foram utilizados órgãos de exemplares de *B. orbignyanus* com infestação/infecção presente de parasitos, tanto internamente quanto em partes externas (e.g. nadadeiras e pele). Os órgãos utilizados nessas análises foram os mesmos utilizados para os exames parasitológicos. O material coletado foi fixado e destinado ao método de inclusão e cortes em parafina e coloração de rotina descrita como segue.

Os órgãos removidos foram cortados em fragmentos de 0,5cm e em seguida colocados em frasco de vidro para a fixação (Figura 4). Brânquias e musculatura foram colocadas dentro de cassetes histológicos visando uma melhor conformação do material para

posterior realização dos cortes (Figura 5). Para a fixação do material coletado foi utilizado formol 10%, sendo mantido nessa condição por aproximadamente, 24hs. Após esse tempo, o material foi submetido a passagens por uma bateria de álcoois (Figura 6, Tabela 2), cuja gradação variou de álcool a 70°GL até álcool absoluto cuja finalidade é desidratar por completo o material para a realização das etapas seguintes da inclusão em parafina.



**Figura 4** – Pele e músculo, coletados para histologia. Foto: William Silva Oliveira (2012)



**Figura 5** – Imagem exemplificando a amostra do órgão cortado em 0,5cm, para desidratação.

Foto: William Silva Oliveira (2012)

Foram montados blocos de parafina contendo tecidos (brânquias, pele, estômago) de “piracanjuba” com e sem parasitas para análise histopatológica (Figura 7).

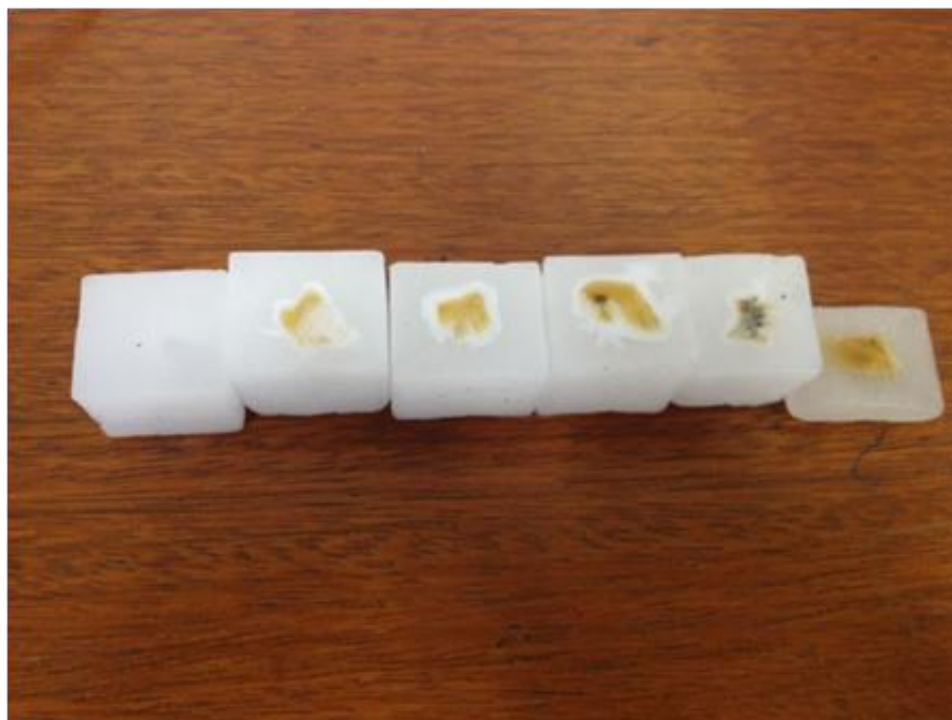


**Figura 6** – Material histológico e a bateria de todos em álcoois. Foto: William Silva Oliveira (2012)

**Tabela 1** – Bateria de Álcool e Xilol de preparação de tecidos para análises histológicas

<b>Desidratação</b>	<b>Tempo</b>
Álcool 70%	30 minutos
Álcool 80 %	30 minutos
Álcool 90 %	30 minutos
Álcool Absoluto I	30 minutos
Álcool Absoluto II	30 minutos
<b>Clareamento</b>	<b>Tempo</b>
Xilol I	30 minutos
Xilol II	30 minutos

Totalizando cerca de 3 horas e 30 minutos de processamento do material para histologia, entramos com a inclusão em parafina. A inclusão em parafina é realizada em estufa a 65°C dentro da qual são colocados beckers com pedaços de parafina, com ponto de fusão entre 55°C e 60°C, portanto liquefeita. Ainda na estufa foram feitos dois banhos de parafina, com 1 hora de duração cada um. Em seguida, moldes de alumínio foram preenchidos com a parafina e fora da estufa o fragmento do tecido biológico foi colocado, com o lado a ser cortado virado para baixo e espera-se a parafina solidificar (Figura 7).



**Figura 7** – Blocos de parafina contendo tecidos livres e infestados de parasitas. Foto: William Silva Oliveira 2012

Os cortes histológicos foram realizados no laboratório de Imunologia de Parasitas (LIP) FZEA/USP sob a responsabilidade do Dr. Antonio Augusto Mendes Maia, que possui um micrótomo e reagentes necessários para essa etapa do trabalho.

### **3.7 – Análises de fatores de risco associados à mortalidade de *B. orbignyana* mantidas em ambiente “ex situ”**

Para avaliação de fatores de riscos associados aos eventos de mortalidade, raspados de pele e brânquias com lâminas e lamínulas foram realizados em julho de 2011; em janeiro, abril, agosto e setembro de 2012; e abril de 2013 para diagnosticar parasitas presentes nos peixes durante os eventos de epizootias e mortalidades. A identificação dos parasitas provenientes dos esfregaços foi feita sob observação em microscópio óptico no aumento de 40x. Para quantificação da intensidade da infestação foi utilizada uma técnica preconizada por (TOJO & SANTAMARINA, 1998), na qual os autores definem como uma infestação leve, o encontro de 1 e menos de 10 parasitas; moderada, mais de 10 e menos de 50 parasitas, e alta mais de 50 indivíduos.

Durante os eventos de mortalidade também foram contabilizados o número de peixes mortos. Para análise desses dados, foi desenvolvido um modelo de regressão de “Poisson”, cuja variável resposta utilizada foi o número de exemplares mortos. Como variáveis explicativas foram utilizados os resultados parasitários das necropsias (abundância parasitária conforme BUSH et al., 1997), dos raspados (conforme TOJO; SANTAMARINA, 1998), o mês (janeiro, abril, julho, agosto e setembro), o ano de coleta do evento (2011, 2012, 2013), o peso (g) e o comprimento (cm) dos hospedeiros e o tipo de tanque (escavado, estufa) nos quais estavam esses peixes. Foram consideradas significativas as variáveis com intervalo de confiança de 95%. Posteriormente foi realizado o cálculo do “Odds ratio” (OR) para medir a força do efeito das variáveis. Primeiramente foi conduzida uma análise com todas as variáveis explicativas. Em um segundo momento, o melhor modelo foi selecionado com base nos valores de “corrected Akaike information criterion (AICc)” e “AICc weight” (GILLIES et al. 2006; HUNTER et al. 2012).

### **3.8 - Elaboração do protocolo de manejo para espécies de peixes ameaçadas de extinção mantidas em ambiente “ex situ”**

O protocolo sobre manejo e aspectos sanitários de espécies de peixes ameaçadas de extinção inicia-se através de uma demanda do Plano de Ação Nacional do Rio Paraíba-do-sul (PAN Paraíba do sul), que surgiu na reunião na CESP em Paraibuna, São Paulo. Este documento consiste de uma revisão bibliográfica; mais as práticas desenvolvidas através de estudos de casos que com o tempo foram colocados em prática para a manutenção dos peixes em ambientes “ex situ” no CEPTA; além dos resultados obtidos no presente trabalho. O risco de se trabalhar com espécies de peixes ameaçadas de extinção, fez com que o protocolo não utilizasse como base experimentações em laboratórios e sim um acúmulo de casos de 32 anos de trabalhos com manutenção de peixes em ambiente “ex situ”. Assim foram feitas duas linhas de pesquisas, uma com peixe de couro, Surubim-do-paraíba *Steindachneridion parahybae* (Steindachner, 1876) e outra com peixe de escama, Piracanjuba (*Brycon orbignyanus*).

## **4 – RESULTADOS**

### **4.1 – “Checklist”**

Entre espécies descritas e indeterminadas foram relatadas mais de 70 espécies de parasitas associadas a peixes do gênero *Brycon* no Brasil. A maior parte dessa diversidade consiste em membros de Nematoda (40%), seguido por Protozoa (22%), Monogenea (15%) e Copepoda (8%). O restante dessa diversidade é representado pelos grupos Myxozoa, Digenea, Acantocephala, Copepoda e Branchiura. No presente trabalho realizamos cinco novos registros de hospedeiro e cinco de localidade. Abaixo segue a compilação desse checklist.

#### **Protozoário**

*Unidentified Amoebae*

*Brycon hilarii*, *Brycon orbignyianus*, superfície da pele, água doce, Brasil, Paraná, São Paulo (EIRAS et al. 2012)

*Piscinoodinium pillulare* Lom 1981

*Brycon orbignyianus*<sup>2</sup>, *Brycon cephalus*, superfície da pele, água doce, Brasil, AM, Florianópolis-SC, Barrinha-SP, Guariba-SP, Franca-SP, Jaboticabal-SP, Pirassununga<sup>1</sup>-SP (EIRAS et al. 2012)

*Apiosoma* sp.

*Brycon hilarii*, *Brycon orbignyianus*, superfície da pele, água doce, AM, Pindamonhangaba-SP, Pariquera-Açú-SP (EIRAS et al. 2012)

*Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet

*Brycon amazonicus*, *Brycon cephalus*, *Brycon hilarii*, *Brycon orbignyianus*, tegumento e brânquias, água doce, AM, PA, PR, São Paulo, MS, Pirassununga<sup>1</sup>-SP (EIRAS et al. 2012)

*Trichodina* sp.

*Brycon amazonicus*, *Brycon cephalus*, *Brycon hilarii*, *Brycon orbignyianus*, superfície da pele, água doce, AM, PR, Franca-SP, Pirassununga<sup>1</sup>-SP, Guariba-SP, Barrinha-SP, Rio do Peixe, Rio Tijucas, Maringá-PR (EIRAS et al. 2012)

**Myxozoa**

*Myxobolus oliveirai* Milanin et al., 2010

*Brycon hilarii*, extremidade distal de filamento branquial, água doce, Brasil, Pantanal Mato-Grossense (Aquidauana, Cuiabá, Rios Miranda e Paraguai) (MILANIN et al., 2010)

**Monogenea**

*Anacanthorus brevis* Mizelle & Kritsky, 1969

*Brycon melanopterus*, água doce, Brasil, AM, Rio Xeruiny (KOHN & SANTOS; 1989; KOHN & COHEN, 1998)

*Anacanthorus brevicirrus* Monteiro, Kritsky & Brasil-Sato, 2010

*Brycon orthotaenia*, água doce, Brasil, Rio São Francisco–MG (MONTEIRO *et al.*, 2010)

*Anacanthorus elegans* Thatcher & Kayton, 1979

*Brycon melanopterus*, água doce, Brasil, AM, Lago Janauacá (KOHN & SANTOS, 1989; KOHN & COHEN, 1998)

*Anacanthorus franciscanus* Monteiro, Kritsky & Brasil-Sato, 2010

*Brycon orthotaenia*, água doce, Brasil, Rio São Francisco–MG (MONTEIRO *et al.*, 2010)

*Anacanthorus kruidenieri* Kritsky, Thatcher & Kayton, 1979

*Brycon melanopterus*, água doce, Brasil, AM, Lago Janauacá (KOHN & SANTOS, 1989; KOHN & COHEN, 1998)

*Anacanthorus spiralocirrus* Kritsky, Thatcher & Kayton, 1979

*Brycon melanopterus*, água doce, Brasil, AM, Lago Janauacá (KOHN & SANTOS, 1989)

*Annulotrematoides bryconi* Cuglianna, Cordeiro & Luque, 2003

*Brycon cephalus*, *Brycon orbignyanus*<sup>2</sup>, brânquias, água doce, Brasil, Pirassununga–SP (CUGLIANNA *et al.*, 2003; COHEN & KOHN, 2008)

*Jainus amazonensis* Kritsky, Thatcher & Kayton, 1980

*Brycon melanopterus*, água doce, Brasil, AM, Lago Janauacá (KOHN & SANTOS, 1989; KOHN & COHEN, 1998)

*Rhinoxenus anaclaudiae* Domingues & Boeger, 2005

*Brycon* sp., cavidade nasal, água doce, Brasil, MS (COHEN & KOHN, 2008)

*Tereancistrum kerri* Kritsky, Thatcher & Kayton, 1980

*Brycon melanopterus*, água doce, Brasil, AM, Lago Janauacá (KOHN & SANTOS, 1989; KOHN & COHEN, 1998)

*Trinibaculum braziliensis* Kritsky, Thatcher & Kayton, 1980



*Brycon melanopterus*, água doce, Brasil, AM, Lago Janauacá (KOHN & SANTOS, 1989; KOHN & COHEN, 1998)

### **Digenea**

*Dendrorchis neivai* TRAVASSOS, 1926

*Brycon lundii*, *Brycon cephalus*, água doce, Brasil, Rio Mogi Guaçu, Pirassununga–SP, São Paulo (GIBSON *et al.* 2005; THATCHER, 2006)

*Prosthynchostoma obesa* (Diesing, 1850)

*Brycon* sp., água doce, Brasil, Lagoa Juparanã–ES (GIBSON *et al.* 2005)

### **Acanthocephala**

*Echinorhynchus briconi* Machado Filho, 1959 (syn. *Metechinorhynchus*)

*Brycon hilarii*, água doce, Brasil, São Paulo (SANTOS *et al.*, 2008)

*Echinorhynchus gracilis* Machado Filho, 1948

*Brycon hilarii* água doce, Brasil, São Paulo (SANTOS *et al.*, 2008)

*Echinorhynchus* sp.

*Brycon cephalus*, água doce, Brasil, Bacia do Rio Amazonas, Alto Rio Paraná–PR (SANTOS *et al.*, 2008)

Acanthocephala fam. gen. sp. (unidentified specimens)

*Brycon hilarii* (SANTOS *et al.*, 2008)

### **Nematoda**

*Amplificaecum* sp.

*Brycon lundii*, *Brycon cephalus*, *Brycon orthotaenia*, *Brycon orbignyanus*, intestino, água doce, Pirassununga–SP (LUQUE *et. al.*, 2011)

Anisakidae gen. sp.

*Brycon orbignyanus*, Mesentério, água doce, Alto Rio Paraná–PR (LUQUE *et. al.*, 2011)

Camallanidae gen. sp.

*Brycon hilarii*, água doce, Salobra–MT (LUQUE *et. al.*, 2011)

*Contracaecum* sp.

*Brycon microlepis*, *Brycon hilarii*, *Brycon orbignyanus*<sup>2</sup>, mesentério, água doce, Rio Cuiabá–MT, Pantanal–MT, Pirassununga<sup>1</sup>–SP (LUQUE *et. al.*, 2011)

*Contracaecum* Type1 Moravec, Kohn & Fernandes, 1993

*Brycon hilarii*, fígado e mesentério, água doce, Rio Juba–MT (LUQUE *et. al.*, 2011)

*Contracaecum* Type2 Moravec, Kohn & Fernandes, 1993

*Brycon hilarii*, fígado e mesentério, água doce, Rio Juba–MT (LUQUE *et. al.*, 2011)

*Cucullanus* sp.

*Brycon hilarii*, intestino, água doce, MS (LUQUE *et. al.*, 2011)

*Cystidicoloides* sp. (= *Metabronema* sp.)

*Brycon orthotaenia*, *Brycon orbignyanus*, intestino, água doce, Pirassununga–SP (Luque *et. al.*, 2011)

*Eustrongylides ignotus* Jägerskiöld, 1909

*Brycon hilarii*, cavidade corporal, água doce, Rio Cuiabá–MT (LUQUE *et. al.*, 2011)

*Eustrongylides* sp.

*Brycon hilarii*, *Brycon microlepis*, musculatura, mesentério e cavidade corporal, água doce, Pantanal–MT, Rio Cuiabá–MT (LUQUE *et. al.*, 2011)

*Goezia brasiliensis* Moravec, Kohn & Fernandes, 1994

*Brycon hilarii*, estômago, água doce, PR (LUQUE *et. al.*, 2011)

*Goezia brevicaeca* Moravec, Kohn & Fernandes, 1994

*Brycon hilarii*, estômago, água doce, PR (LUQUE *et. al.*, 2011)

Nematoda gen. sp.

*Brycon hilarii*, *Brycon orbignyianus*, *Brycon* sp., água doce, MT, Alto Rio Paraná–PR, ES (LUQUE *et. al.*, 2011)

*Neocucullanus neocucullanus* Travassos, Artigas & Pereira, 1928 (= *Cucullanus interrogativus* Travassos, Artigas & Pereira, 1928)

*Brycon hilarii*, intestino e ceco pilórico, água doce, Rio Juba–MT (LUQUE *et. al.* (2011)

*Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus* (Travassos, Artigas & Pereira, 1928)

*Brycon cephalus*, *Brycon falcatus*, *Brycon hilarii*, *Brycon orthotaenia*, *Brycon* sp., intestino e ceco pilórico, água doce Bacia Amazônica, MG, PR, São Paulo, ES, Rio Juba–MT, Pantanal–MT (LUQUE *et. al.*, 2011)

*Procamallanus (Spirocamallanus) probus* (= *inopinatus*) Pinto & Fernandes, 1972

*Brycon falcatus*, intestino, água doce, RO (LUQUE *et. al.*, 2011)

*Procamallanus* sp.

*Brycon insignis*, intestino e estômago, água doce, Itaocara–RJ (LUQUE *et. al.*, 2011)

*Procamallanus (Spirocamallanus)* sp.

*Brycon orbignyianus*, intestino e estômago, água doce, Pirassununga–SP (LUQUE *et. al.*, 2011)

*Rhabdochona* sp.

*Brycon orthotaenia*, *Brycon orbignyanus*, intestino, água doce, Pirassununga–SP (LUQUE *et. al.*, 2011)

*Rhabdochona acuminata* (Moulin, 1860)

*Brycon falcatus*, intestino, água doce, São Paulo, MT (LUQUE *et. al.*, 2011)

### **Branchiura**

*Dolops geayi* Bouvier, 1897

*Brycon orbignyanus*<sup>2</sup>, superfície corporal, água doce, Pirassununga–SP<sup>1</sup>,

*Argulus chicomendesi* Malta & Varella, 2000

*Brycon erythropterum*, *Brycon cephalus*, água doce, Brasil, Lago Janauacá–AM (THATCHER, 2006)

*Dipteropeltis hirundo* Calman, 1912,

*Brycon melanopterus*, água doce, Venezuela; Brasil, AM, MT, SP; Argentina (THATCHER, 2006)

### **Copepoda**

*Lernaea cyprinacea*, Linnaeus, 1758

*Brycon orbignyanus*<sup>2</sup>, superfície corporal, água doce, Pirassununga–SP (LUQUE & TAVARES, 2007)

*Amplexibranchius bryconis* Thatcher & Paredes, 1985

*Brycon cephalus*, brânquias, água doce, Bacia Amazônica (LUQUE & TAVARES, 2007)

*Ergasilus bryconis* Thatcher, 1981

*Brycon cephalus*, brânquias, água doce, Bacia Amazônica, Alto Rio Paraná (LUQUE & TAVARES, 2007)

*Ergasilus holobryconis* Malta & Varella, 1986

*Brycon pesu*, brânquias, água doce, RO (LUQUE & TAVARES, 2007)

*Gamidactylus bryconis* Varella, 1995

*Brycon amazonicus*, *Brycon melanopterus*, brânquias, água doce, RO (LUQUE & TAVARES, 2007)

*Lernaeenicus longiventris* Wilson, 1917

*Brycon insignis*, superfície do corpo, água doce, Rio de Janeiro (LUQUE & TAVARES, 2007)

#### **4.2 – Composição parasitológica de *B. orbignyanus* mantidas em ambiente “ex situ”**

Exames parasitológicos revelaram a presença de oomycetes *Saprolegnia* sp. (Figura 8), de protozoários como sp. *I. multifiliis* e *Trichodina* (Figura 9) ocorrendo simultaneamente em um único episódio, em setembro de 2012, período em que ocorreu um dos eventos de mortalidade (Tabela 3). O dinoflagelado *P. pillulare* foi encontrados sob as formas trofontes (parasitas), tomontes (forma reprodutiva) e dinosporos (forma dispersiva) (Figura 10) em juvenis e adultos de *B. orbignyanus*, associados com eventos de mortalidades em julho/2012 e 2013, setembro de 2012, e em janeiro e abril de 2013. O monogenético *A. bryconi* (Figuras 11 e 12) foi diagnosticado inclusive nos peixes necropsiados em 2009, recém-chegados do Mato Grosso, com ocorrências de miracídeos (larva) entre julho e agosto dos anos de 2011 e 2012. Os nematóides *Contraecum* sp. (Figura 13) e *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) sp. (Figura 14) foram os parasitas menos prevalentes e abundantes (Tabela 3). Foram encontrados alguns espécimes adultos de *L. cyprinacea* (Figura 15) durante um único momento em piracanjubas reprodutoras no período de julho de 2011, porém espécimes larvais (nauplios e copepoditos)

(Figuras 16 e 17) estavam presentes em todas as amostragens realizadas (Tabela 3). Os branquiuros *D. geayi* (Figura 18) somente foram encontrados em 2009, em *B. orbignyanus* recém chegadas de seu hábitat natural (Tabela 3).

**Tabela 2** – Parasitas encontrados associados a exemplares de *B. orbignyanus* mantidos em viveiros “ex situ” no CEPTA. Prevalência (P%), abundância média (ABM), intensidade média (IMI), sítio (Sítio) de infestação/infecção e número de peixes mortos (NPMT)

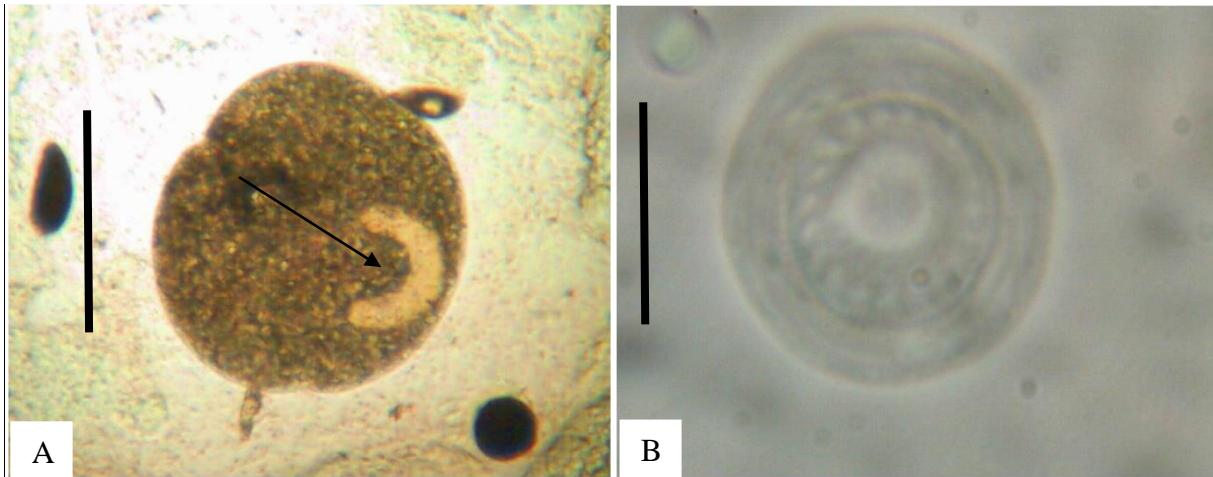
Parasita	P%	ABM	IMI	Sítio	NPMT
<b>Março de 2009</b>					
<i>A. bryconi</i>	100	5	5	Brânquia	0
<i>Dolops geayi</i>	100	18	18	Pele	
<b>Julho de 2011</b>					
<i>A. bryconi</i>	100	39,75	39,75	Brânquia	0
<i>A. bryconi</i> *	100	Média	Brânquia e Pele		
<i>Contracaecum</i> sp.	75	1,75	2,33	Intestino	
<i>Procamallanus</i> ( <i>Spirocamallanus</i> ) sp.	25	0,25	0,25	Intestino	
<i>L. cyprinacea</i> fêmea adulta	25	4	4	Pele	
<i>L. cyprinacea</i> copepoditos*	100	Baixa		Brânquia e Pele	
<b>Janeiro 2012</b>					
<i>P. pilullare</i> *	100	Alta		Brânquia e Pele	40
<i>L. cyprinacea</i> copepoditos*	100	Baixa		Brânquia e Pele	
<b>Abril 2012</b>					
<i>P. pilullare</i> *	100	Alta		Brânquia e Pele	30
<i>L. cyprinacea</i> copepoditos*	100	Baixa		Brânquia e Pele	
<b>Agosto 2012</b>					
<i>A. bryconi</i> *	100	Baixa Média		Pele Brânquia	0
<i>L. cyprinacea</i> copepoditos*	100	Baixa		Brânquia e Pele	
<b>Setembro 2012</b>					
<i>Saprolegna</i> sp.	100	-		Pele	3
<i>P. pilullare</i> *	100	Alta		Brânquia e	

<i>Trichodina</i> sp.	100	Média		Pele	
<i>I. multifiliis</i> *	100	Média			
<i>A. bryconi</i> *	100	Média			
<i>L. cyprinacea</i> copepoditos*	100	Baixa			
<b>Janeiro 2013</b>					
<i>P. pilullare</i> *	20	Baixa		Brânquia e Pele	
<i>A. bryconi</i>	60	1,4	2,33	Brânquia	
<i>Procamallanus</i> ( <i>Spirocamallanus</i> ) sp.	13,33	0,13	1	Intestino	5
<i>L. cyprinacea</i> copepoditos	73,33	9,13	12,45	Brânquia e Pele	
<i>L. cyprinacea</i> copepoditos*	73,33	Baixa		Brânquia e Pele	
<b>Abril 2013</b>					
<i>P. pilullare</i> *	50	Baixa		Pele	
<i>A. bryconi</i>	100	33,5	33,5	Brânquia	
<i>A. bryconi</i> *	50	Alta Baixa		Pele Brânquia	4
<i>L. cyprinacea</i> copepoditos*	100	Baixa		Brânquia e Pele	

\* Intensidade calculada de acordo com TOJO & SANTAMARINA (1998) e dividida pelo número de hospedeiros infestados para formar uma média



**Figura 8** – Exemplar de *B. orbignyanus* juvenil em óbito no tanque estufa, ambiente “ex situ” do CEPTA. A seta indica a presença de *Saprolegna* sp. Foto: William Silva Oliveira (2013)



**Figura 9** – Protozoários encontrados parasitando *B. orbignyanus* no tanque estufa do CEPTA/ICMBio. A - *Ichthyophthirus multifiliis* evidenciado por ter seu núcleo em formato de ferradura (seta). B - *Trichodina* sp ciliado, caracterizada por ter seu formato em disco. Foto William Silva Oliveira (2013) Barra de escala = 50  $\mu$ m



**Figura 10** – Protozoário dinoflagelado *P. pillulare* parasitando exemplares de *B. orbignyanus* em viveiros de espécies ameaçadas do CEPTA/ICMBio. Durante a fase de trofante (seta branca) com seu corpo alongado e com coloração castanho-amarelado encontrado através de



uma raspagem de muco, e também durante a fase tomonte com formato esférico (seta azul).

Foto: William Silva Oliveira (2012) Barra de escala = 100  $\mu$ m



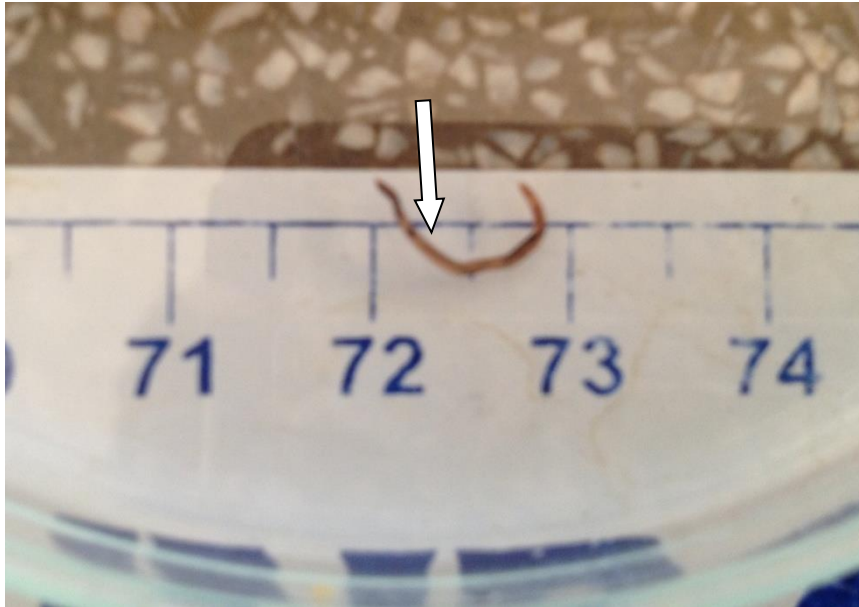
**Figura 11** – *Annulotrematoides bryconi* em lâminas montadas em meio de Grey & Wess, encontrado parasitando *B. orbignyana*, mantidas em ambiente “ex situ” no CEPTA/ICMBio. Seta branca indicando o órgão copulador masculino (OCM). Foto: William Silva Oliveira, (2012). Barra de escala = 50  $\mu$ m



**Figura 12** – Miracídio de *A. bryconi* encontrado parasitando *B. orbignyana* mantidas em ambiente “ex situ” no CEPTA/ICMBio, observado em raspado de pele. Foto: William Silva Oliveira, (2012). Barra de escala = 50  $\mu$ m



**Figura 13** – *Contracaecum* sp.(seta) encontrado no intestino de exemplares de *B. orbignyana* e fixado em formol 4%. No laboratório de ictiopatologia no CEPTA/ICMBio Foto: William Silva Oliveira (2011)



**Figura 14** – *Procamlanus* (*Spirocamallanus*) sp. (seta), encontrado parasitando *B. orbignyana*. Fixado em formol 4% no laboratório de ictiopatologia no CEPTA/ICMBio.

Foto: William Silva Oliveira. (2013)



**Figura 15** – Espécime adulto de *L. cyprinacea* encontrados na pele de *B. orbignyana*, seta branca aponta o saco ovigero, seta azul aponta a região anterior do da pela qual o parasita se fixa no hospedeiro, Foto William Silva Oliveira (2012) Barra de escala = 5mm



**Figura 16** – Nauplio, segunda fase do ciclo da *L. cyprinacea*, Foto: William Silva Oliveira, Barra de escala = 100  $\mu\text{m}$



**Figura 17** – Fase de Copepodito, anterior a fase de metamorfose e da *Lernaea cyprinacea* adulta. Barra de escala = 500  $\mu\text{m}$

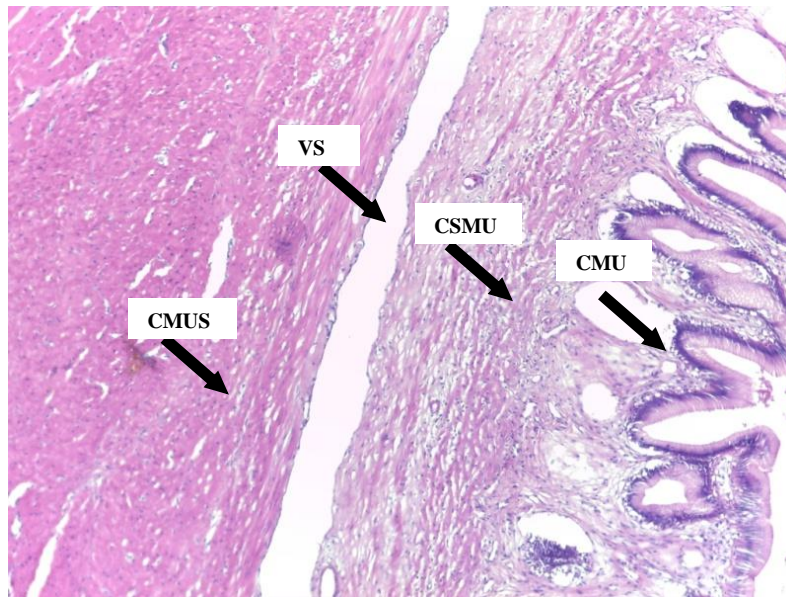


**Figura 18** *Dolops geayi* encontrado parasitando exemplares de *B. orbignyana* mantidas em ambiente “ex situ” nos viveiros do CEPTA/ICMBio. Foto: William Silva Oliveira 2013

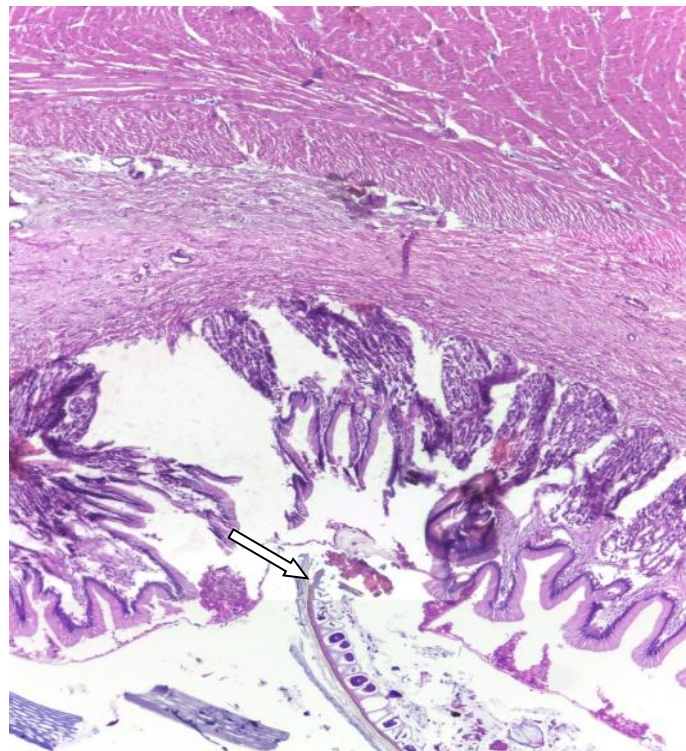
#### **4.3 – Análises histopatológicas de fragmentos de tecidos e órgãos de *B. orbignyana* mantidas em ambiente “ex situ”**

Não foram observadas alterações histopatológicas na pele, musculatura, coração e hepatopâncreas. Exceto pela verificação de que na pele e músculos o epitélio de revestimento e a derme frouxa (laxa) não estão presentes, provavelmente devido ao fato de ocorrer algum processo de descamação no momento da coleta deste material.

A organização geral do estômago é composta por camada mucosa, submucosa, muscular e adventícia em aspecto de normalidade (Figura 19). Embora a organização parietal seja também observada em um estômago contendo lesões ulcerativas causadas por larvas de *Contraecium* sp., percebe-se uma significativa destruição celular do epitélio, com perda da pseudoestratificação, núcleos com cromatina fortemente condensada e lâmina própria completamente ausente (Figura 20).



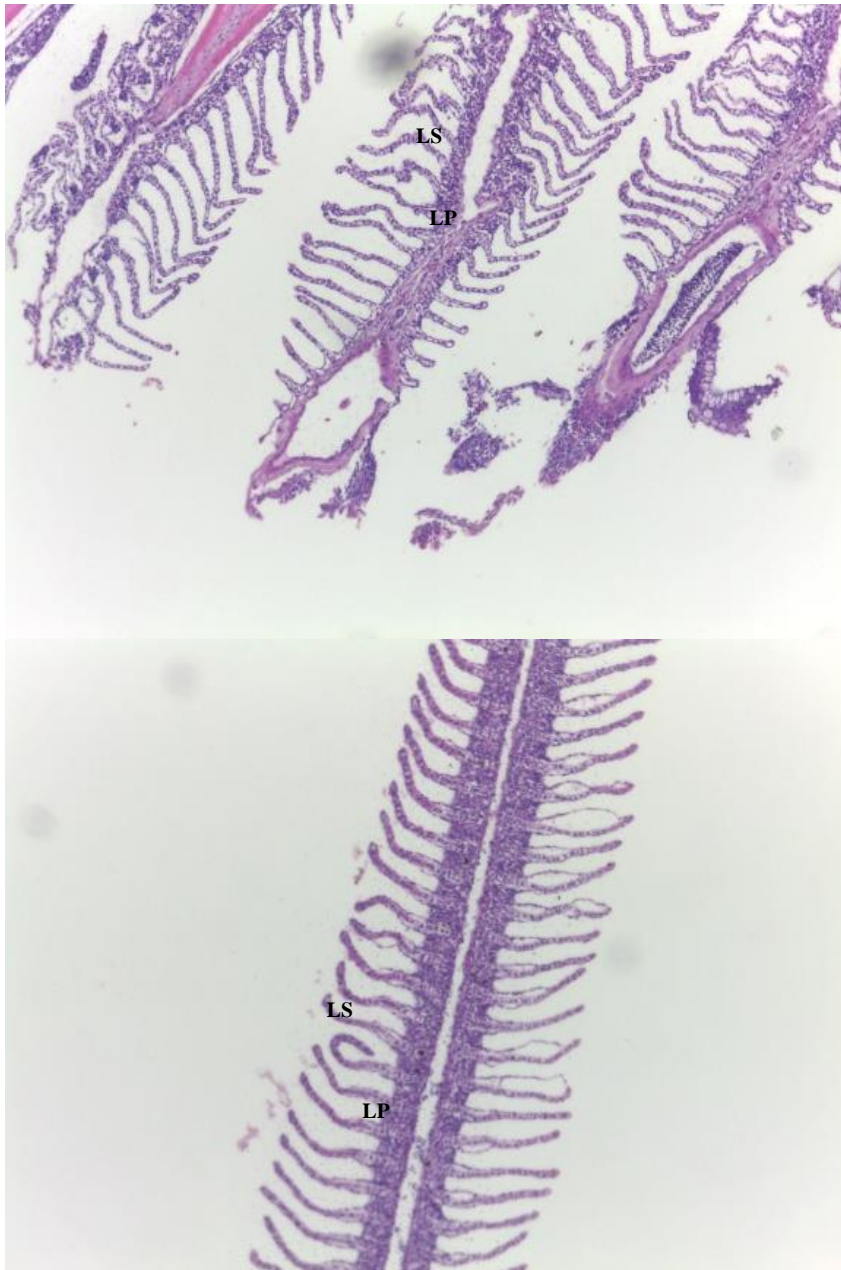
**Figura 19** -: Estômago com aspecto de normalidade em sua organização geral, sem infecção por algum tipo de parasita. Podemos observar a camada da mucosa (CMU), Submucosa (CSMU) e muscular (CMUS), visualizando também um grande vaso sanguíneo (VS).



**Figura 20** - Foto mostrando a interação direta de um exemplar de *Contracaecum* sp. (seta), visualizando assim sua ação destrutiva na mucosa do estômago

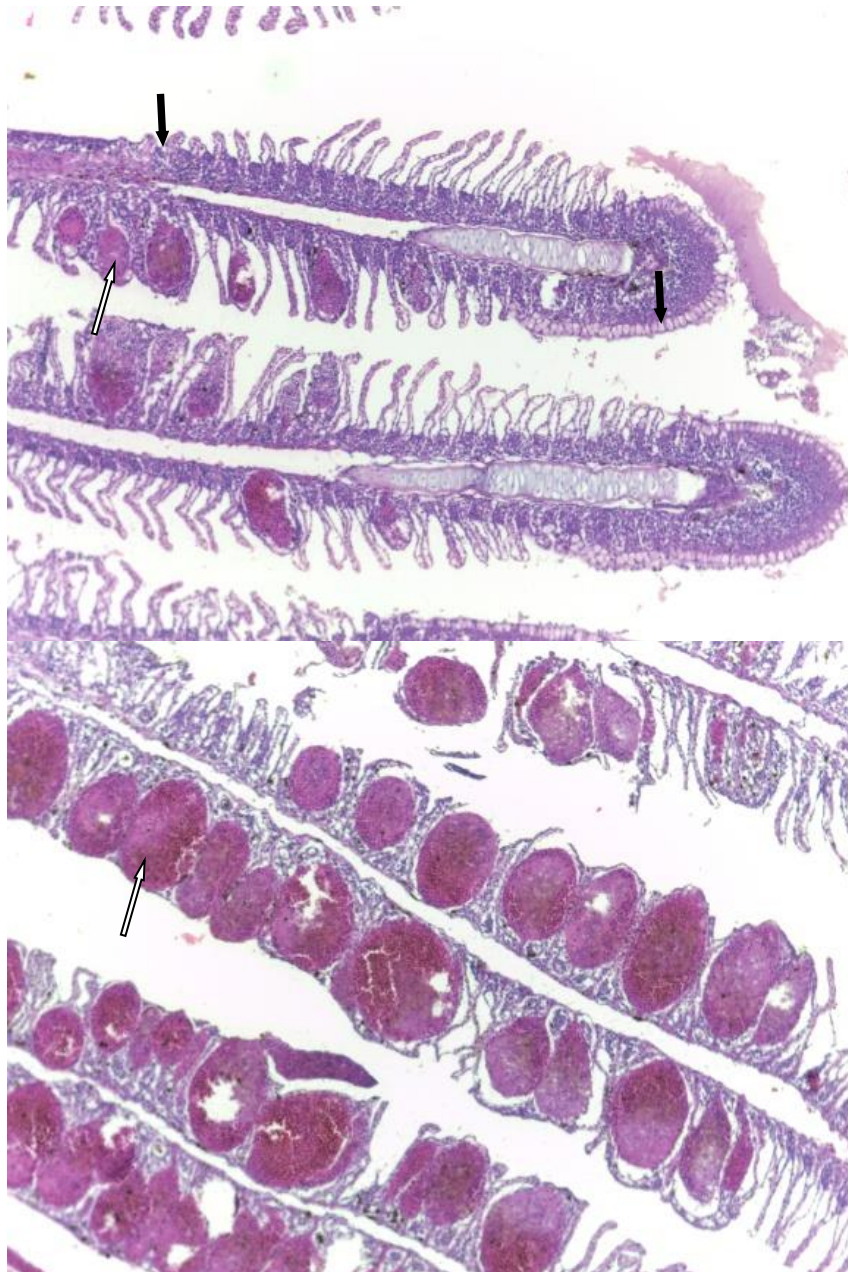
A descrição dos efeitos histopatológicos sobre as brânquias foi deixada propositalmente, para a o final por se tratar de estrutura em contato direto com o meio ambiente, pertencer ao sistema respiratório (troca de gases) e metabolismo do animal, que pode traduzir parte ou o todo de alterações comportamentais e sintomas de moléstias causadas por ectoparasitas.

Quando normais ou pouco afetadas é possível verificar-se uma citologia (células pavimentosas do epitélio de revestimento, células pilares, vasos com congestão passiva ou resultado de longo período de infecção); tecidos de sustentação: cartilagem hialina e osso compacto sem alterações aparentes (Figura 21). Contudo, quando afetadas por intensa parasitose, sobretudo por ectoparasitas como *P. pillulare* e *A. bryconi*, notam-se lamelas branquiais hiper, hipoplásicas, algumas fundidas, vasos congestos, aparente e discreta hemorragia (pode ser resultado da coleta deste material), presença de aneurismas, hiperplasia de células mucosas, além de infiltrado linfoplasmocitário caracterizando um estado de cronicidade da infecção que se estabeleceu nas brânquias (Figura 22).



**Figura 21** - Visão geral das brânquias controle, sendo as lamelas secundárias representadas por “LS” e as lamelas primárias por “LP”.





**Figura 22** - Visão geral das brânquias com anomalias; notamos a presença de lamelas hiperplásicas, lamelas fundidas e uma grande concentração de cistos (seta branca), note-se uma hiperplasia de células da mucosa (seta preta), fato esse que ocorreu por uma possível aderência de matéria orgânica causando assim dispnéia e morte dos peixes.

#### **4.4 – Fatores de Risco**

Na primeira análise conduzida com todas as variáveis explicativas ( $AICc = 86,622$ ), as que significativamente influenciaram no número de peixes mortos, foram o mês de abril

( $p=0,000032$ ), o tipo de tanque escavado ( $p=0,0000000811$ ), a presença de *A. bryconi* em baixa intensidade ( $p=0,000108$ ) no raspado de brânquias e a presença de *L. cyrpinaea* no raspado de brânquias ( $p=0,005914$ ) foram significativos. Contudo, o mês de abril e o tipo de tanque escavado obtiveram OR de 0,002 e 0,0013, respectivamente, promovendo um fator de proteção, influenciando na diminuição de peixes mortos. Já a baixa intensidade de *A. bryconi* (OR=290686,3) e a presença de *L. cyrpinaea* (OR=25,43179) evidenciados pelos raspados de brânquias, indicaram um aumento na incidência de peixes mortos.

Na segunda análise realizada, os melhores modelos tiveram os maiores pesos (AICc weight) e os menores valores de AICc (Tabela X). Contudo observou-se uma redução no número de variáveis significativas. No melhor modelo (AICc = 96,48) apenas o mês de abril ( $p=0,0275$ ) e o mês de setembro foram significativos ( $p=0,0356$ ), com o mês de abril influenciando positivamente na mortalidade (OR=2,392646) e o mês de setembro atuando como fator de proteção (OR=0,2251249). No segundo melhor modelo, um número maior de variáveis foram significativas, sendo o mês de abril ( $p=0,0178$ ; OR=0,4027255), o mês de setembro ( $p=3,52e-06$ ; OR=0,03830021) e o tanque escavado ( $p=1,72e-14$ ; OR=0,1118049). Nesse caso, todas as variáveis atuando como fatores de proteção.

**Tabela 3** – Comparação entre três modelos logísticos desenvolvidos para o número de espécimes de *B. orbigyanus* mortos em ambiente “ ex situ”. AICc=AIC corrigido; AICWt=Peso do AIC

Modelo	AICc	AICcWt
Todas variáveis	223,42	0,00
Ano+Mes+Tanque+CompTot+Peso+A.bryconi+ +Contracaecum.sp	103,21	0,03
Ano+Mes+Tanque+CompTot+Peso	96,48	0,94

#### **4.5 – Protocolo de manejo de espécies ameaçadas de extinção mantidas em ambiente “ex situ”**

De uma maneira geral o protocolo é uma forma de organizar e sistematizar os procedimentos de manutenção e manejo para espécies de peixes ameaçadas de extinção mantidas em ambiente “ex situ”. A utilização dos procedimentos nele propostos visa reduzir a mortalidade. Esse protocolo representa a consequência do maior numero de informações cujo benefício das práticas adotadas foi averiguado em mais de 30 anos de experiência pelo corpo técnico do CEPTA.

Os procedimentos sugeridos estão divididos em tópicos sobre a realização da coleta, captura e transporte relatando para ambos os tipos de peixes, de escama como modelo a *B. orbignyana* e de couro, com o *S. parahybae*. Também é informado sobre os cuidados e as técnicas de quarentena e como adaptar o peixe ao novo ambiente, tudo isso como forma de prevenção e profilaxia. Nesse documento é reincidente a manifestação sobre importância com a qualidade de água apresentando os níveis bióticos e abióticos que devem ser levados em consideração para a manutenção dos exemplares nos tanques. Todos os procedimentos podem ser visto no anexo I, onde segue o protocolo sobre manejo e aspectos sanitários de espécies de peixes ameaçadas de extinção.

### **5 – DISCUSSÃO**

Entre os parasitas encontrados associados a *B. orbignyana* nos tanques do CEPTA, *P. pillulare*, *I. multifiliis*, *Trichodina* sp., *Contracaecum* sp., *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) sp. e *L. cyprinacea* são poucos específicos e comumente encontrados em

outras espécies de peixes no Brasil. Contudo, em uma situação de reintrodução de *B. orbignyana* em seu hábitat natural, haveria a necessidade de se adotar métodos profiláticos para eliminar esses parasitas. Pois, considerando que esses parasitas são residentes dos tanques do CEPTA ou sofrem com dificuldades de identificação específica, não devem ser introduzidos em outros ecossistemas.

Cestóides não foram relatados em nenhuma associação com espécies de peixe do gênero *Brycon* no Brasil. E, no presente trabalho a presença de representantes de Myxozoa, e Acantocephala também não foi relatada. Esses parasitas geralmente apresentam ciclos de vida complexo envolvendo um ou mais hospedeiros intermediários (THATCHER, 2006), e se estes não estiverem presentes no ecossistema, dificilmente seu ciclo de vida se completará. Adicionalmente, as espécies de Myxozoa e Acantocephala relatada para *B. hiliarii* e *B. cephalus* (SANTOS *et al.* 2008; MILANIN *et al.* 2010) até o momento não foram registradas para nenhuma outra espécie de peixe, reforçando uma possível especificidade por parte desses parasitas.

Inversamente, para *Contracaecum* sp. há relatos de associação com 50 espécies de peixes de água doce no Brasil (LUQUE *et al.*, 2011). Novamente o fator epidemiológico é aqui prejudicado por conta da deficiência na identificação desses parasitas. Pouco se sabe sobre as espécies desse gênero que infectam peixes durante sua fase larval, uma vez que a identificação morfológica é ineficaz para essas larvas que parasitam aves piscívoras quando adultas (GALEANO & TANZOLA, 2012). Esse grupo de vermes possui um potencial zoonótico, e por serem larvas invasivas, geralmente atravessam a parede do estômago ou intestino para se encistarem no mesentério da cavidade abdominal e, esse caráter pode ter contribuído para ocasionar uma ulcera no estômago de um dos exemplares examinados.

*Procamallanus* (*Spirocamallanus*) apresenta 16 espécies distribuídas por todo o Brasil, sendo *Procamallanus* (S.) *inopinatus* (Travassos & Artigas e Pereira 1928) a espécie

que mais apresenta associações parasitárias (LUQUE *et al.* 2011). Para essa espécie de parasita são reconhecidas 54 espécies de peixes hospedeiros, dos quais 4 são pertencentes a *Brycon*, *B. cephalus*, *B. falcatus*, *B. hilarii*, *B. hortotaenia*.

*Laernea cyprinacea* é uma espécie exótica e foi verificada no Brasil, primeiramente nas carpas importadas da Hungria e, a partir de 1986, vem se alastrando vertiginosamente para muitas espécies (CECCARELLI *et al.*, 1990). Sua presença em exemplares de *B. orbignyanus*, associada à presença de *P. pillulare* e *A. bryconi*, certamente estimularam o surgimento das anomalias nas lamelas branquiais observadas no presente estudo, principalmente os efeitos de hiperplasia, produção excessiva de muco e descamamento do epitélio, uma vez que os aneurismas observados podem ser consequência de aspectos ambientais relacionados a qualidade da própria água (PAVANELLI *et al.*, 2008).

*Annulotrematoides bryconi* foi descrita a partir de espécimes coletados de *B. cephalus* em tanques do CEPTA (CUGLIANNA *et al.*, 2003). Posteriormente esse parasita foi relatado em associação com o “dourado”, *Salminus brasiliensis* (Cuvier, 1816) no reservatório de Itaipú, no Paraná (COHEN *et al.*, 2012). Interessantemente, as “piracanjubas” selvagens examinadas em 2009 e as F2 examinadas ao longo do presente trabalho, continham esse parasita e, se tratando de indivíduos F2, temos que considerar que esses peixes se infestam dentro do CEPTA. Na década de 80 houve o povoamento dos tanques do CEPTA com exemplares de *B. cephalus* oriundas da bacia Amazônica e somente na década de 90 iniciou-se os trabalhos de povoamento com *B. orbignyanus*. Considerando que a ocorrência de *B. orbignyanus* se estende para a bacia do rio Paraguai, acreditamos que *A. bryconi* é um parasita de distribuição restrita as bacias Paraná-Paraguai e infestam tanto “piracanjubas” como “dourados”, ambos briconídeos desse sistema. Contudo, há a necessidade de se examinar “in situ” espécimes selvagens de *B. cephalus* e *B. orbignyanus* para comprovar a

real distribuição geográfica desse parasita e evitar a introdução de espécies exóticas parasitas de peixes que venham a constituir programas de reintrodução.

A contaminação biológica, como também é denominada a introdução de espécies exóticas ou alóctones, é reconhecida globalmente como a segunda maior causa de perda de biodiversidade no planeta e, portanto, afeta diretamente a economia e a saúde humana (CORADIN & TORTATO, 2006). Parasitas de peixes podem ser introduzidos nos ecossistemas, a exemplo do que aconteceu com *L. cyprinacea* em vários países do mundo. A utilização do protocolo elaborado no presente trabalho visa, além de garantir boas práticas de manejo, a eliminação parasitária de espécimes selvagens, principalmente se tratarem de peixes oriundos de outras bacias hidrográficas. Os complexos vitamínicos, os banhos de sal (NaCl) estimulam a liberação desses parasitas durante o transporte. As últimas “piracanjubas” examinadas no presente trabalho, em julho de 2013, oriundas do rio Ivinhema–MT não apresentaram parasitas associados, e nesse evento as sugestões quanto ao transporte foram seguidas a risca.

*Dolops geayi* é outro exemplo de parasita que pode ter vindo juntamente com espécimes selvagens de “piracanjuba” do rio Ivinhema. Provavelmente isso ocorreu por falta de medidas profiláticas que devem ser usadas também para o transporte. Durante as atividades que envolvam formar plantéis de espécies de peixes oriundas de outras bacias hidrográficas, parece razoável que esses peixes sejam conduzidos sem a presença de parasitas ou com o mínimo possível. No ambiente “ex situ”, esses peixes se infestaram com parasitas do local que exercerão suas funções com relação ao estímulo de desenvolvimento do sistema imunológico. Porém para a reintrodução, haverá novamente a necessidade de se adotar medidas profiláticas.

A seleção de modelos é uma questão importante em quase todas as análises de dados, pois um desafio que comumente surge é a seleção de variáveis em regressão (PAN, 2001).

Diante dos resultados obtidos através dos modelos logísticos desenvolvidos, nos vemos por um momento em um dilema. Selecionar o melhor modelo com base em critérios matemáticos (AICc e AICWeight), mesmo sabendo que o significado biológico pode sofrer com as interpretações, mediante a retirada da maioria das variáveis ou ignorar esses fatores e até mesmo o princípio de Occam's, que determina que entre as diversas explicações plausíveis para um dado fenômeno as mais simples são as melhores.

O modelo com o maior AIC (223,42), portanto o menos apropriado, nos mostra como todas as variáveis interferem no número de indivíduos de *B. orbignyana* mortos durante os eventos de epizootia. Este modelo corrobora com o segundo melhor modelo (AIC=103,21) no que diz respeito as variáveis mês de abril e tanque escavado conferindo um fator de proteção. Entretanto o melhor modelo (AIC=96,48) elenca o mês de setembro como sendo o mês que confere proteção, corroborando nesse ponto o segundo melhor modelo.

Analisando os dados brutos percebemos que o mês de abril apresentou um dos maiores eventos de mortalidade (30 indivíduos mortos), perdendo apenas para o mês de janeiro (40). Contudo sabemos através de observação “in loco” que, embora o mês de setembro não tenha apresentado números elevados de mortes (3), houve nesse período o pior evento de epizootia, com mais altas intensidades de infestações parasitárias e com maior riqueza parasitária. Nesse período tivemos que intervir com sucessivos tratamentos a base de sal, cal e inclusive formol na concentração de 1:10.000. A mortalidade cessou somente depois que esse tanque estufa foi esvaziado e os peixes, transferidos para tanques escavados, pois até esse momento o cardume se aglomerava na entrada da água, indicando sérias dificuldades para respirar. Dessa observação adicionada aos resultados das análises, acreditamos que o mês de setembro seja um mês problemático, e que a atenção com as “piracanjubas” deve ser dobrada. Quanto a proteção indicada para o mês de abril, cremos que é duvidosa, porém só poderá ser descartada mediante a realização de experimentos.

Com relação ao tanque escavado atuar como fator de proteção, ressaltamos que isso representa uma realidade, porém, quando o tanque estufa acima mencionado foi esvaziado, e passou por um processo de calagem, para posteriormente ser enchido e povoado com “piracanjubas” novamente, não houve mais nenhum evento de mortalidade. Esse procedimento é parte das sugestões abordadas no Protocolo de Manejo (ANEXO I).

Quanto aos fatores apontados na análise com todas variáveis, que indicavam a baixa intensidade de *A. bryconi* como uma variável que influencia positivamente o número de peixes mortos, entendemos que aqui possa se estabelecer um papel importante desse parasita para esse hospedeiro, uma vez que em médias intensidades a correlação não existiu. Já a presença de *L. cyprinacea* atuando da mesma maneira, influenciando positivamente o número de peixes mortos, nos chama a atenção, uma vez que esta é a espécie de parasita mais prevalente, pois em todos os eventos ela foi diagnosticada, principalmente durante a fase larval. Esse parasita causa uma série de hematomas e lesões epidérmicas, podendo servir como catalizador para infecções secundárias. Assim concluímos que o monitoramento principalmente em cima dessas duas espécies de parasitas sejam mantidos; os meses de abril e setembro sejam observados inclusive com coleta de novos dados; e que manejo é a melhor forma de prevenção contra eventos de mortalidade.

## **6 – AGRADECIMENTOS**

- Agradeço primeiramente a Deus pelos caminhos que me concedeu realizando esses trabalhos.



- Agradeço em especial ao meu orientador Dr. Paulo Sérgio Ceccarelli, e meu co-orientador Julio Cenci de Aguiar pela dedicação e paciência exercida, e a experiência e conhecimento passados a minha pessoa durante esse período de estágio que vão a muito contribuir na minha formação profissional.
- Agradeço em especial aos meus pais e familiares pelo apoio para realização desse trabalho e por tudo que venho fazendo.
- Agradeço em especial meu grande Prof<sup>o</sup> de Histologia Norair Salviano dos Reis, pelo apoio e paciência para realização desse trabalho, e por me proporcionar um amplo conhecimento dos estudos realizados.
- Agradeço ao CEPTA/ICMBio por possibilitar o desenvolvimento desse estágio, cedendo alojamento para poder dedicar me maior tempo neste referido Centro. Permitir desenvolver os trabalhos nos laboratórios de ictiopatologia juntamente com profissionais da área, e outros estagiários possibilitando com isso a troca de informações nas diferentes áreas.
- Agradeço também os técnicos de laboratório Ricardo Afonso Torres de Oliveira e ao Arlindo Donizetti Lanconi por todo apoio e paciência no desenvolvimento dos trabalhos e a todo pessoal do CEPTA que de alguma forma contribuíram para realização de meus trabalhos.
- Agradeço ao CNPq pela concessão da bolsa.

## 7 – REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGUIAR, J.C.; CECCARELLI, P.S. & LUQUE, J.L.. *Two new species of Pavanelliella (Monogenea, Dactylogyridae) parasitic on pimelodid fishes from Mogi Guaçu River, southeastern Brazil, and notes on the morphology of P. pavanelli, Neotropical Helminthology* 5 (2): 212-223. 2011

ALVES, D.R.; LUQUE, J. L.; PARAGUASSÚ, A.R.; MARQUES, F. *Ocorrência de Camallanus cotti (Nematoda: Camallanidae) parasitando o guppy Poecilia reticulata (Osteichthyes: Poeciliidae) no Brasil. Revista da Universidade Rural - Série Ciências da Vida*, v. 22, n.1, p. 77- 79, 2000.

AMATO, J.F.R.; BOEGER, W.A.; AMATO, S.B. *Protocolo para Laboratório: Coleta e Processamento de Parasitos de Pescado. Itaguaí: Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro*, 81p. 1991

AMLACHER, E. *Manual de enfermedades de los peces. Zaragoza: Editorial Acribia, - 319 p. 1964*

ARAKI, H., B. COOPER, AND M. S. BLOUIN.. *Genetic effects of captive breeding cause a rapid, cumulative fitness decline in the wild. Science* 318:100–103. 2007

BRASIL-SATO, M.C.; SANTOS, M.D. *Helmintos de Myleus micans (Lütken, 1875) (Characiformes: Serrasalminae) do Rio São Francisco, Brasil. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, v. 12, n. 3, p. 131-134, 2003.

BOEGER, W.A.; HUSACK, W.S. ; MARTINS, M.L. *Neotropical monogenoidea. 25. Anacanthorus penilabiatus n. sp. (Dactylogyridae: Anacanthorinae) from Piaractus*

*mesopotamicus* (Holmberg, 1887), cultivated in the State of São Paulo, Brazil. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 90(6): 699-701, 1995.

BOEGER, W.A. & VIANNA, R.T.. Monogenoidea. p. 42-116. In: Thatcher, V. E (Ed). *Amazon Fish Parasites*. 2 ed. Sofia-Moscow: Pensoft Publishers IV+508. 2006

BRAVO S.; DÖLZ H.; SILVA M.T.; C. LAGOS; A. MILLANAO; M. URBINA; *Diagnostico del uso de fármacos y otros productos químicos en la acuicultura; Puerto Montt*, 2005.

BEDORE, A.G, *Características e Criopreservação do sêmen de pacurana, piracatus mesopotâmicos e de piracanjuba, brycon orbignyanus*. Belo Horizonte: Universidade Federal de Minas Gerais, 1999. 53p

BOXSHALL, G.A.; MONTÚ, M.A.; SCHWARZBOLD, A. *A new species of Lernaea L. (Copepoda: Cyclopoida) from Brazil*, with notes on its ontogeny. *Systematic Parasitology* 37: 195–205, 1997.

BUCKUP, P.A. & N.A. MENEZES [EDS]. *Catálogo dos peixes marinhos e de água doce do Brasil*. 2nd Edition. Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro, UFRJ, Rio de Janeiro, Brasil. 2003

BUSH, A.O., LAFFERTY, K.D., LOTZ, J.M. & SHOSTAK, A.W.. *Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. Revisited*, *Journal of Parasitology* 83 (4): 575-583. 1997

BROWN, E.M. *On Oodinium ocellatum Brown, a parasitic dinoflagellate causing epidemic diseases in marine fish*. *Proceedings of Zoological Society of London*, v.2, p.583-607, 1934.

CECCARELLI, P.S.; FIGUEIRA, L.B.; FERRAZ DE LIMA, C.B.L. & OLIVEIRA, C.A. *Observações sobre a ocorrência de parasitas no CEPTA entre 1983 e 1990*. Boletim Técnico do CEPTA – Pirassununga-SP, 3 (único), p. 43 –54, 1990.

CECCARELLI, P.S.; SENHORINI, J.; VOLPATO, G. *Dicas em Piscicultura Perguntas & Respostas*. Botucatu, São Paulo, p.105 –187, 2000.

CECCARELLI, P.S, SENHORINI, J.A, CANTELMO, O.A, REGO, R.F *Piracanjuba (Brycon orbgnyanus, Valenciennes, 1849) in, BALDISSEROTTO, B, GOMES, L.C. Espécies nativas para piscicultura no Brasil. 2. Ed. rev. e ampl. – Santa Maria: Ed. da UFSM, 2010. 608p 2010.*

CECILIO, E.B & AGOSTINHO, A.A., JULIO JR, H.F. e PAVANELLI, C.S. *Colonização Ictiofaunística do reservatório de Itaipu e áreas adjacentes*. Rev. Bras. Zool., v. 14. 1997

CHUBB, J.C., *Seasonal occurrence of helminths in fishes*. Part IV. Adult Cestoda, Nematoda and Acanthocephala. *Adv. Parasitol.* 20:1-291.

COHEN, SC & KOHN, A.. *South American Monogenea - list of species, hosts and geographical distribution from 1997 to 2008*, Zootaxa 1924, 1-42. 2008

COHEN, S.C.; KOHN, A.; BOEGER, W.A. *Neotropical Monogenoidea. 57. Nine new species of Dactylogyridae (Monogenoidea) from the gill of *Salminus brasiliensis* (Characidae, Characiformes) from the Paraná River, State of Paraná, Brazil*. Zootaxa 3049: 57–68, 2012.

CONTE, L., BOZANO, G.L.N., FERRAZ DE LIMA, J.A., *Influência do sistema de alimentação no crescimento da piracanjuba Brycon orbignyanus, em gaiolas*. Boletim Técnico do CEPTA (Pirassununga) 8, 49-59. 1995.

COMBES, C. *The art of being a parasite*. Chicago, The University of Chicago, pp. 291, 2005.

CORADIN, L.;TORTATO, D.T. *Espécies Exóticas Invasoras: Situação Brasileira*. Brasil. Ministério do Meio Ambiente. 23p. 2006

CORDEIRO, Newton V., *Environmental management issues in the Plata basin*. In: Asit K. BISWAS et al. (Ed.), *Management of Latin American river basins: Amazon, Plata, and São Francisco*. Tokyo: UNU Press. 1999.

CUGLIANNA A. M., CORDEIRO. N. S. LUQUE J. L. *Annulotrematoides bryconi* sp. n. (Monogenea: Dactylogyridae) parasitic on Brycon cephalus (Osteichthyes: Characidae) from Brazil. *folia parasitológica* 50: 272–274, 2003

DIAS, P. G., FURUYA, W. M., PAVANELLI, G. C., MACHADO, M. H., TAKEMOTO, R. M. *Efeito da carga parasitária de Rondonia rondoni Travassos, 1920, (Nematoda, Atractidae) sobre o fator de condição do armado, Pterodoras granulosus Valenciennes, 1833 (Pisces, Doradidae)*. *Acta Scientiarum*, v. no prelo, 2004.

DUNN, R.R.; HARRIS, N.C.; COLWELL, R.K.; KOH, L.P.; SODHI, N.S. *The sixth mass coextinction: are most endangered species parasites and mutualists?* *Proceedings of the Royal Society B*, 276, 3037–3045, 2009.

EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M.; PAVANELLI, G.C. LUQUE, J.L.. *Checklist of*

*protozoan parasites of fishes from Brazil*, Zootaxa, 3221: 1-25. 2012

EIRAS, J.C.; PAVANELLI, G.C.; SOUZA, J.A.; TAKEMOTO, R.M.; RANZANI PAIVA, M.J.T. *Ocorrência de agentes com potencial patogênico em peixes de dois pesque-pagues e uma piscicultura do norte do Estado do Paraná*. Anais do Aquicultura Brasil'98. Volume 2. Recife, 2 a 6 de novembro de 1998.

EIRAS, J.C., *Elementos de ictioparasitologia*. Porto-Portugal. Fundação Eng. Antonio de Almeida. - 339 p. 1994

FELIZARDO, V. de O. *Manejo reprodutivo da piracanjuba (Brycon orbignyianus): congelamento de sêmen e taxas de fertilidade*. Lavras : UFLA, 2008.

FERRAZ DE LIMA, C.L.B., BASÍLIO, M.C. *Técnicas para a preparação de coleções parasitológicas de peixes*. Pirassununga: CEPTA/IBAMA, 10pp. (apostila). 1994

FERRAZ, E.; THATCHER, V.E. *Camallanus acaudatus sp. n. (Nematoda: Camallanidae) é uma descrição do macho de Camallanus tridentatus (D., 1884) parasitas de peixes da Amazônia brasileira*. Amazoniana, v. 11, n. 1-2, p. 135-145, 1990.

FREATO, T. A.; FREITAS, R. T. F.; SANTOS, V. B. dos; OST, P. R.; VIVEIROS, A. T. M. *Efeito do peso de abate nos rendimentos do processamento da piracanjuba (brycon orbignyianus, valenciennes, 1849)*. Ciência e Agrotecnologia, Lavras - MG, v. 29, n. 3, p. 676-682, 2005.

GARUTTI, V. & H.A. BRITSKI. *Descrição de Uma Espécie Nova de Astyanax (Teleostei: Characidae) da Bacia do Alto Rio Paraná e considerações sobre as*

*demais Espécies da bacia. Comunicação do museu de ciências e tecnologia, Série Zoologia, Porto Alegre, 13: 65-88. 2000*

GALEANO, N.A.; TANZOLA, R.D.. *Contracaecum ovale* (Nematoda: Anisakidae) from *Rollandia rolland* Quoy & Gaimard 1824 (Aves, Podicipedidae) in Argentina. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 21 (2), p. 143-147, 2012.

GASTON, K.J. *Biodiversity*, p. 27-42. In: SODHI, N.S. & P.R. EHRlich (Ed.). *Conservation Biology for All*. New York, Oxford University, pp. 344, 2010.

GANECO, L.N. *Análises dos Ovos de Piracanjuba, Brycon orbignyanus (valenciennes, 1849), durante a fertilização e o desenvolvimento embrionário, sob condições de reprodução induzida*. Jaboticabal, 2003

GIBSON, D.I.; BRAY, R.A.; HARRIS, E.A. Host Parasite Database of the Natural History Museum, London. 2005. Disponível em <<http://www.nhm.ac.uk/research-curation/research/projects/host-parasites/database/index.jsp>>, Acesso em julho de 2013.

GILLIES, C. S., M. HEBBLEWHITE, S. E. NIELSEN, M. A. KRAWCHUK, C. L. ALDRIDGE, J. L. FRAIR, J. D. SAHER, C. E. STEVENS; C. L. Jerde.. *Application of random effects to the study of resource selection by animals*. *Journal of Animal Ecology* 75:887–898. 2006

GLOBAL CESTODE DATABASE. Diphyllidea. Disponível em <<https://web2.uconn.edu/tapeworm/result.php>> Acesso em julho de 2013.

GORDON, E.A.; FRANCO, O.E.; TYRRELL, M.L. *Protecting biodiversity: A Guide to Criteria Used by Global Conservation Organization*. Global Institute of Sustainable Forestry Yale School of Forestry & Environmental Studies. 2005, 163pp.

GOVERNO DO ESTADO DE SÃO PAULO, Secretaria de Meio Ambiente, Coordenação de Planejamento Ambiental. Projeto GEF: Gerenciamento Integrado e Sustentável do Aquífero Guarani. 2000.

HUNTER, E.A.; GIBBS, J.P.; CAYOT, L.J.; TAPIA, W. *Equivalency of Galápagos Giant Tortoises Used as Ecological Replacement Species to Restore Ecosystem Functions*. *Conservation Biology*, Volume 27, 4, 701–709, 2013.

IUCN (World Conservation Union). The IUCN policy statement on captive breeding. IUCN, Gland, Switzerland, 1987.

JOHNSON et al. When parasites become prey: ecological and epidemiological significance of eating parasites. *Trends in Ecology and Evolution*. v. 1225, pp.10, 2010.

KABATA, Z. *Parasites and diseases of fish cultured in the tropics*. London: Taylor & Francis, 1985. 318p.

KABATA, Z. & COUSENS, B. *The structure of the attachment organ of lernaepodidae (Crustacea:Copepoda)*. *Journal of Fish Research Bd Canadá*, v.29, p.1015-1023, 1972.

KOH, L.P.; DUNN, R.R.; SODHI, N.S.; COLWELL, R.K.; PROCTOR, H.C.; SMITH, V.S. *Species Coextinctions and the Biodiversity Crisis*. *Science* 305, 1632-1634, 2004.



KOHN, A & COHEN, SC. 1998. South American Monogenea - *list of species hosts and International geographical distribution*, Journal for Parasitology 28: 1517-1554.

KOHN, A & SANTOS, CP. 1989. Brazilian Monogenea – *List of species, hosts and geographical distribution*, Revista Brasileira de Biologia 49 (3): 809-815.

KRITSKY, D.C.; THATCHER, V. E.; BOEGER, W.A.. *Neotropical Monogenea. 8. Revision of Urocleidoides (Dactylogyridae, Ancyrocephalinae)*, Proceedings of the Helminthological Society of Washington 53 (1): 1-37. 1986

KUBITZA, F. *A versatilidade do sal na piscicultura*. Revista Panorama da Aquicultura, setembro/outubro, 2007.

LANG, T. MELLERGAARD, S. The BMB/ICES Sea-Going Workshop “Fish Diseases and Parasites in the Baltic Sea” – *introduction and conclusions*. ICES Journal of Marine Science, Brasil, v. 56, p.129-133, 1999.

LEWINSOHN, T.M. & P.I. PRADO.. *Biodiversity of Brazil: a synthesis of the current state of knowledge*. In: Lewinsohn, T.M. & P.I. Prado [eds.] *Biodiversidade brasileira: síntese do estado do conhecimento atual*. Contexto Acadêmica, São Paulo. Pp 139-144 (in Portuguese). 2002

LEVY. M. G. LITAKER R. W.. GOLDSTEIN R. J. DYKSTRA M J. VANDERSEA M. W. NOGA E. J. *Piscinoodinium, a fish-ectoparasitic dinoflagellate, is a member of the class dinophyceae, subclass gymnodiniphycidae: convergent evolution with amyloodinium*. Source: Journal of Parasitology, 93(5):1006-1015. 2007

LEVSEN, A. *Transmission ecology and larval behaviour of Camallanus cotti (Nematoda, Camallanidae) under aquarium conditions*. *Aquarium Sciences and Conservation*, v. 3, n. 4, p. 315–325, 2001.

LEWINSOHN, T. M.; PRADO, P. I. *Síntese do Conhecimento Atual da Biodiversidade Brasileira*. In.: *Avaliação do Estado do Conhecimento da Biodiversidade Brasileira*, Cap. 1, 21-109. Disponível em <<http://biodiverso.blogspot.com.br/2006/11/publicaes-avaliacao-do-estado-de.html>>. Acesso em agosto de 2013.

LOM, J. *The adhesive disc of Trichodinella epizootica: Ultrastructure and injury to the host tissue*. *Folia Parasitologica (Praha)*. v.20, p.193-202, 1993.

LUQUE, J. L.; AGUIAR, J.C. VIEIRA, F.M.; GIBSON, D.I. & SANTOS, C.P. *Checklist of Nematoda associated with the fishes of Brazil*. *Zootaxa*, 3082: 1–88, 2001.

LUQUE, J. L.; ALVES, D.R.; RIBEIRO, R.S.. *Community ecology of the metazoan parasites of banded croaker, Paralichthys brasiliensis (Osteichthyes: Sciaenidae) from the coastal zone of the State of Rio de Janeiro, Brazil*. *Acta Scientiarum*, v. 25, n.2, p. 273- 278, 2003.

LUQUE J. L. & TAVARES L E. R. *Checklist of Copepoda associated with fishes from Brazil* *Zootaxa* 1579: 1–39 2007

LUQUE J. L., AGUIAR J. C., VIEIRA F. M., GIBSON D. I. & SANTOS C. P. *Checklist of Nematoda associated with the fishes of Brazil*. *Zootaxa* 3082: 1–88 2011

MALTA, JCO & VARELLA, A. *Argulus chicomendensi* sp. n. (Crustacea: Argulidae) parasitas de peixe da Amazônia. Acta Amazonica, vol. 30, PP. 481-498. 2000

MARTINS, M. L. *Doenças infecciosas e parasitárias de peixes*. Boletim Técnico do centro de Aquicultura da UNESP, n. 3, 66p. 1998.

MARTINS, M.L.; MORAES, F.R.; FUJIMOTO, R.Y.; ONAKA, E.M.; SCHALCH, S.H.C.; SILVA, E.D.; NOMURA, D.T.; SILVA, C.A.H. *Parasitic infections in cultivated Brazilian freshwater fishes. A survey of diagnosed cases*. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária, v. 9, n. 1: 23-28, 2000.

MARTINS, M. L.. *Doenças Infecciosas e Parasitárias de Peixes – UNESP*. Boletim Técnico nº 3 – 2ª edição. p. 19-22, 27 e 28. 1998

MEYER, F.P. *Parasites of freshwater fishes*. Part 2. Protozoa 3, *Ichthyophthirius multifiliis*. Washington, DC, Fish Disease Leaflet No.2, United States Department of the Interior, U.S.F.W.S. 1974.

MEDEIROS, E.S.F.; MALTCHIK, L. The effects of hydrological disturbance on the intensity of infestation of *Lernaea cyprinacea* in an intermittent stream fish community. Journal of Arid Environments, Brasil, v. 43, p. 351-356, 1999.

MILANIN, T, EIRAS, J.C.; ARANA, S.; MAIA, A.A.M. ALVES, A.L.; SILVA, M.R.M.; CARREIRO, M.M.; CECCARELLI, P.S.; ADRIANO, E.A. Phylogeny, ultrastructure, histopathology and prevalence of *Myxobolus Oliveirai* sp. Nov., a parasite of *Brycon hilarii* (Characidae) in the Pantanal wetland, Brazil. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, V 105, p 762- 769.2010

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE (MMA). *Livro Vermelho da Fauna Ameaçada de Extinção*. Ângelo Barbosa Monterio Machado, Gláucia Moreira Drummond, Adriano Pereira Paglia (Eds). – 1.ed – Brasília, DF : MMA; Belo Horizonte, MG : Fundação Biodiversitas,. 2v. 1420 p. 2008

MIZELLE JD. KRITSKY DC. Studies on monogenetic trematodes. XXXIX. Exotic species of Monopisthocotylea with the proposal of Archidiplectanum gen n. and Longihaptor gen. n. Am Mid Nat; 81: 370-386. 1969

MOIR, M.L.; VESK, P.A.; BRENNAN, K.E.C.; KEITH, D.A.; HUGHES, L.; MCCARTHY, M.A. Current constraints and future directions in estimating coextinction. Conservation Biology 24, 682–690, 2010.

MURGAS LDS, VIVEIROS ATM, MARIA AN, FREITAS RTF, FREATO TA, SANTOS V. Reprodução/espécies próprias para a piscicultura. Lavras: UFLA/FAEPE,. p.28. 2003

NEVES, R.. Propagation of endangered freshwater mussels in North America. Journal of Conchology Special Publication 3: 69–80. 2004

NOGA, E.J. Fish Disease. Diagnosis and Treatment. St. Louis, Missouri: Mosby-Year Book, Inc.,. 367p. 1996.

OLIVEIRA, C.; AVELINO, G.S.; ABE, K.T.; MARIGUELA, T.C.; BENINE, R.C.; ORTÍ, G.; VARI, R.P.; CASTRO, R.M.C.. Phylogenetic relationships within the speciose family Characidae (Teleostei: Ostariophysi: Characiformes) based on multilocus analysis and extensive ingroup sampling. Evolutionary Biology, 11:275, 2-25, 2011.

- OOSTERHOUT, C.V.; SMITH, A.M.; HANFLING, B.; RAMNARINE, I.W.; MOHAMMED, R.S.; CABLE, J. The Guppy as a conservation model: Implications of parasitism and inbreeding for reintroduction species. *Conservation Biology* 21, 1573-1583, 2007.
- ORTÍ, G.; MEYER, A. The radiation of characiform fishes and the limits of resolution of mitochondrial ribosomal DNA sequences. *Systematic Biology*, 46, 75– 100, 1997.
- OYAKAMA, O.T., AKAMA, A., MAUTARI, K. C & NOBASCO, J.C. Peixes de Riachos da Mata Atlântica nas Unidades de Conservação do Vale do Rio Ribeira de Iguape no Estado de São Paulo. Editora. Neotrópica. 201 pp. 2006.
- PAN, W. *Akaike's Information Criterion in Generalized Estimating Equations*. *BIOMETRICS* 57, 120-125, 2001.
- PAPERNA, I. *Parasites, infections and diseases of fishes in Africa*. CIFA Tech. Pap., n. 7, p.1-216, 1980.
- PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C. & TAKEMOTO, R.M. *Doenças de Peixes – Profilaxia, Diagnóstico e Tratamento* – Maringá: EDUEM: CNPq: Nupélia, 264p.:il, 1998.
- PAVANELLI, G.C, EIRAS J.C, TAKEMOTO. R.M. Sanidade de Peixe, *inf Agrop* 2000, 21 (2003)
- PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C.& TAKEMOTO, R.M. , *Doenças de Peixes – Profilaxia, Diagnóstico e Tratamento* – Maringá: EDUEM: CNPq: Nupélia, 264p.:il, 2008.
- REINCHENBACH-KLINKE, H.H., *Enfermedades de los peces*. Zaragoza, Editorial

Acribia,. 507 p. 1982

ROGERS, W.A. & GAINES, J.L. Lesions of protozoan diseases in fish. In: Pathology of Fishes. Ribelin W.E. & Migaki, G. Wisconsin Press, Madison, , p.117-141. 1975.

ROBERTS, R.J. *Patologia de los peces*. Version Española de M. Carmem Blanco Cachafeiro. Madrid, Ediciones Mundi-Prensa, 366p. 1981

SANTOS C. P., GIBSON D. I, TAVARES L. E. R. & LUQUE J. L. Checklist of Acanthocephala associated with the fishes of Brazil. *Zootaxa* 1938: 1–22 2008

SCHMIDT, G.D.; ROBERTS, L.S. **Foundations of parasitology**. New York, The McGraw-Hill Companies, pp. 720, 2009.

SHIMURA, S. Seasonal occurrence, sex ratio and site preference of *Argulus coregoni* Thorell (Crustacea:Branchiura parasitic on cultured freshwater salmonids in Japan. *Parasitology*, 86(3): 537-552, 1983.

SILVA JMA. Características reprodutivas de curimba (*Prochilodus lineatus*), Pacu (*Piaractus mesopotamicus*) e Piracanjuba (*Brycon orbignyanus*). 2007. 75f. Dissertação (Mestrado em Zootecnia) Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2007.

STRONA, G.; GALLI, P.; FATTORINI, S. Fish parasites resolve the paradox of missing coextinctions. *Nature Communications*, 4:1718, 2013.

STRAYER, D.L.; DUDGEON, D. Freshwater biodiversity conservation: recent progress and future challenges. *J. N. Am. Benthol. Soc.*, , 29(1):344–358 2010

THATCHER, V. E (Ed). *Amazon Fish Parasites*. 2 ed. Sofia-Moscow: Pensoft Publishers IV+508.2006

TRAVASSOS, L. Esboço de uma chave geral dos nematóides parasitas. *Rev. Vet. Zoot.* 10 (2): 59-70, 1920.

TRAVASSOS, L.; ARTIGAS, P. & PEREIRA, C., Fauna Helminológica dos Peixes de Água Doce do Brasil. *Arch. Inst. Biol.*, 1: 5-68, 1928.

TOJO J. L. SANTAMARINA M. T. Oral pharmacological treatments for parasitic diseases of rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. 11: *Gyrodactylus* sp. *Diseases of aquatic organisms Dis Aquat Org.* Vol. 33: 187-193, 1998.

VALLADARES-PADUA, C. B, MARTINS, C. S, RUDRAN, R, “Manejo integrado de espécies ameaçadas”, in Laury Cullen Jr., Rudy Rudran, Cláudio Valladares-Padua (orgs.), *Biologia da Conservação & Manejo da Vida Silvestre*. Curitiba: UFPR, 633-648. 2006

VAZ, M.M., TORQUATO, V.C., BARBOSA, N.D.C. (org.). Guia Ilustrado de peixes da bacia do Rio Grande, Belo Horizonte: CEMIG/CETEC. 2000

WOO, P.T.K. (Ed.) *Fish diseases and disorders*. Oxon: CAB Internacional. V.1: Protozoan and metazoan infections. 1995.

WOO, P.T.K. *Fish diseases and disorders Infections*.--2nd ed. Oxfordshire, UK 639.3 2006

WOYNAROVICH, E. HORVÁTH, L. Propagação artificial de Peixes de águas tropicais: Manual de Extensão. Brasília, FAO/ CODEVASF/CNPQ, 225p. 1989

**7 – Anexo I**

**MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE  
INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE  
CENTRO NACIONAL DE PESQUISA E CONSERVAÇÃO DE PEIXES  
CONTINENTAIS**

**Protocolo sobre manejo e aspectos sanitário de espécies de peixes  
ameaçados de extinção**

Elaborado por :  
Paulo Sérgio Ceccarelli  
Julio Cesar Censi de Aguiar  
Carla Natacha Marcolino  
William Silva Oliveira

Pirassununga – SP, Agosto de 2013



## Sumário

<b>1 - introdução .....</b>	<b>75</b>
1.1 - ALGUMAS INFORMAÇÕES SOBRE A BIOLOGIA DA ESPÉCIE SURUBIM-DO-PARAÍBA....	78
1.2 - CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS E BIOLÓGICAS DA PIRACANJUBA, B. ORBIGNYAUS: ESPÉCIE-ALVO .....	81
1.3 - MANUTENÇÃO DA PIRACANJUBA EM VIVEIROS E TANQUES EX SITU <b>ERRO! INDICADOR NÃO DEFINIDO.</b>	
<b>2 - etapas do manejo de espécies de peixes ameaçadas de extinção em viveiros .....</b>	<b>84</b>
<b>2.1 - PREPARO DOS TANQUES/VIVEIROS .....</b>	<b>84</b>
2.2 – DESINFECÇÃO .....	84
2.3 - ENCHER O TANQUE/VIVEIROS .....	85
2.4 - QUALIDADE DA ÁGUA .....	85
2.5 - VARIÁVEIS FÍSICAS .....	86
2.6 - VARIÁVEIS QUÍMICAS .....	87
2.7 - AMÔNIA .....	89
<b>3 - DESINFETANTES COMUMENTE UTILIZADOS EM PISCICULTURA.....</b>	<b>90</b>
3.1 - PROFILAXIA, CONTROLE DE INFECÇÕES E INFESTAÇÕES EM PEIXES.....	91
3.2 - NORMAS PARA UM MANEJO ADEQUANDO EM TANQUES.....	92
3.3 - PRODUTOS COMUMENTE EMPREGADOS NO TRATAMENTO DE ENFERMIDADES DE PEIXES	93
3.4 - SOMBREAMENTO DA SUPERFÍCIE DO TANQUE/VIVEIRO.....	94
3.5 - ABRIGO PARA OS BAGRES.....	94
<b>4 – ALIMENTAÇÃO .....</b>	<b>95</b>
4.1 – ARMAZENAMENTO .....	97
<b>5 - TRANSPORTE (ETAPAS QUE PRECEDEM O TRANSPORTE).....</b>	<b>97</b>

5.1 - CAPTURA DE ALEVINOS EM TANQUES/VIVEIROS.....	98
5.2 - TRANSPORTE DE ALEVINOS E JUVENIS .....	98
5.2.1 - Condicionamento de alevinos e juvenis nas embalagens. ....	98
5.2.2 - <i>Captura e transporte dos peixes em rios</i> .....	100
<b>5.3 - TRATAMENTO LOGO APÓS A CAPTURA .....</b>	<b>104</b>
5.4 - TRANSPORTE DOS PEIXES .....	104
5.4.1 - <i>Transportes longos de 06 a 24 horas.</i> .....	105
5.4.2 - <i>Cuidados que devem ser tomados na chegada dos peixes ao novo ambiente</i> .....	106
<b>5.5 - QUARENTENA EM LABORATÓRIO .....</b>	<b>107</b>
<b>6 - ENFERMIDADES VERIFICADAS EM VIVEIROS EX SITU NOS SURUBINS DO PARAÍBA.....</b>	<b>107</b>
6.1 - POSSÍVEIS CAUSAS DA MANIFESTAÇÃO DAS ENFERMIDADES .....	112
6.2 - CONTROLE DAS ENFERMIDADES.....	113
6.3 - ENVIO DE AMOSTRAS DE PEIXES PARA ANÁLISE .....	116
<b>8 - MEDIDAS PRÁTICAS PARA COLETA E FIXAÇÃO DE PARASITOS .....</b>	<b>123</b>
<b>9 - BIBLIOGRAFIA CONSULTADAS .....</b>	<b>128</b>

## **1 - Introdução**

A ictiofauna da região Neotropical é a mais diversificada no mundo, com aproximadamente 5.000 espécies descritas (Reis et al., 2003; Buckup et al., 2007). Entretanto as estimativas atuais para esse número de espécies tendem a aumentar, pela ampla diversidade de ambientes presentes e razões que envolvem fatores históricos e ecológicos na América do Sul (Schaefer, 1998; Vari & Malabarba, 1998).

Por estarem restritos a corpos d'água limitados por barreiras geográficas, os peixes de água doce constituem um excelente grupo para investigar eventos biogeográficos e evolutivos (Castro, 1999). Entre os vertebrados, os peixes de água doce oferecem um registro único dos eventos biogeográficos pretéritos, devido ao tipo de limitação à dispersão imposta por seu meio ambiente.

Com o crescimento demográfico vertiginoso, nas últimas duas décadas o meio ambiente que na sua formação demorou milhões de anos vem sofrendo impactos por atividades antrópicas ilícitas e conflituosas, que de maneira muito rápida está desestabilizando esse sistema e, nesse momento é impossível de prever com precisão as magnitudes desse desarranjo.

A exploração indevida dos recursos naturais contribui para redução da cobertura florestal e aceleração do processo erosivo com carreamento de nutrientes minerais e orgânicos para os mananciais, o que diminui a qualidade das águas e pode causar assoreamento dos sistemas aquáticos. Este processo promove a redução de populações, a perda da variabilidade genética e o aumento da probabilidade de extinção em cadeia de espécies de peixes.

Os demais animais da fauna aquática e terrestres também são afetados, portanto, a manutenção da biodiversidade está comprometida, ao nível de despertar uma preocupação mundial que deve ser discutida em busca de alternativas e, ações sustentáveis possam ser propostas.

Uma das maneiras para preservação dessas espécies ameaçadas é a formação e manutenção em viveiros ““ex situ”” mantendo todas suas características genéticas e comportamentais para uma possível reintrodução dessas espécies em seus ambientes de origem. Porém a manutenção de espécies de peixes em cativeiro não é uma tarefa fácil exigindo um conhecimento do comportamento das espécies em seu ambiente natural e sua adaptação em ambientes controlados.

A formação e manutenção de peixes em viveiros ““ex situ”” não têm somente importância para preservação da variabilidade genética da espécie para um possível reforço de estoque no ambiente natural de origem; mas também é utilizado para investigar melhores condições sanitárias para as espécies criadas em cativeiro, que quando selecionadas para produção ficam vulneráveis quanto a sua rusticidade ao meio e, por conseguinte a sua resistência a enfermidades comuns do manejo em cativeiro, muitas vezes provocadas por estresse de manipulação. Fato este, pode ser comprovado na expansão industrial da aquicultura, aonde as enfermidades vêm emergindo com desastrosas conseqüências econômicas. As perdas por enfermidades estimadas para aquicultura mundial são da ordem de US\$ 8 Bilhões por ano, o qual representa 15% do valor gerado pela produção aquícola mundial (Enright, 2003).

No Brasil a falta de trabalhos sobre prevenção e tratamento das enfermidades de peixes tem sido um dos principais entraves no desenvolvimento da atividade. Esse problema da falta de tecnologia no controle das enfermidades na aquicultura é muito mais grave quando se trata de espécies de peixes nativos brasileiros mantidos em cativeiro, pois pouco se conhece sobre a biologia dessas espécies. Durante esta fase de adaptação os peixes ficam mais estressados, porém menos resistentes, e com isso mais susceptíveis a contraírem enfermidades. As mortandades verificadas neste período têm inviabilizado a manutenção, em viveiros “ex-situ”, da maioria das espécies de peixes ameaçadas.

São dados como estes que fazem com que sejam feitos trabalhos de controle de enfermidades, principalmente em peixes mantidos em cativeiros que sofrem qualquer tipo de ameaça de extinção. Os desdobramentos destes problemas terminam na elaboração de um manual para procedimentos de manejo, transporte e manutenção de espécies ameaçadas mantidas em cativeiro.

Estudos que visem à implementação de medidas de conservação, tais como a formação de bancos genéticos e a elaboração de Planos de Ação para as espécies ameaçadas de extinção, tornam-se fundamentais para a manutenção da biodiversidade. Porém uma das maiores dificuldades na manutenção de espécies ameaçadas em cativeiros é a alta mortalidade observada durante as etapas de captura no ambiente natural, manutenção dos peixes na beira do rio, acondicionamento e transporte, adaptação em tanques ou viveiros.

Este protocolo visa aumentar a sobrevivência de espécies ameaçadas de extinção quando mantido em tanques e viveiros com vistas à formação de planteis de reprodutores. Para isso propomos neste protocolo alguns procedimentos para melhorar a sobrevivência desses peixes tanto de couro quanto de escama durante a fase de adaptação em laboratório (quarentena) e, nos viveiros de manutenção ex situ no CEPTA/ICMBio e nos viveiros da Estação de Hidrobiologia e Aquicultura da CESP, ou; outros locais onde esses peixes possam ser mantidos com objetivo de formar reprodutores. Os resultados obtidos até o momento evidenciaram que o maior entrave para a manutenção dessa espécie em cativeiro é a inexistência de trabalhos com a identificação de enfermidades de *Steindachneridion*, *Parahybae* e *Brycon orbignyianus* na falta de tecnologia desenvolvida para o diagnóstico e controle dessas enfermidades, especialmente no decorrer do período de adaptação.

Para se obter sucesso na sobrevivência de uma espécie ameaçada de extinção durante a captura até a manutenção em viveiros é preciso considerar a biologia e comportamentos da espécie e, do habitat de ocorrência da espécie.

### 1.1 - Algumas informações sobre a biologia da espécie Surubim-do-paraíba

O Surubim-do-paraíba *Steindachneridion parahybae* (Steindachner, 1876) é vulgarmente conhecido como surubim-do-paraíba (Figura 1), é um bagre de grande porte, podendo atingir mais de 60 centímetros de comprimento padrão<sup>1</sup> (OLIVEIRA E MORAES, 1997). É endêmico da bacia do rio Paraíba do Sul, com biologia pouco conhecida (HONJI *et al.*, 2009), possui características de espécie migratória (GARAVELLO, 2005), seu hábito alimentar é carnívoro bentófago (peixes e crustáceos). Pertence à ordem dos Siluriformes, família Pimelodidae, que abrange todas as espécies de bagres. Tem corpo achatado, com o dorso escuro marcado por muitas manchas pequenas e alongadas, hábitos noturnos, repousando durante o dia ficando ativo à noite. Devido à predominância de atividade noturna, seus olhos são pequenos e pouco eficientes, e a percepção do ambiente é auxiliada pelos barbilhões (bigodes) (GARAVELLO, 2005).



**Figura 1** – Exemplos de *Steindachneridion parahybae* (Steindachner, 1876), o surubim-do-paraíba, coletados na calha do rio Paraíba do Sul. Fotos: Guilherme Souza e Carla N. M. Polaz (2008)

Segundo o Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção (MMA, 2008), *S. parahybae* recebe o status de “ameaçada”. É sabido que o surubim prefere aqueles poções profundos, com mais de três metros de profundidade, o que dificulta a pesca da espécie.

No início da década de 50 foi registrada a captura do surubim-do-paraíba em dez municípios do vale do Paraíba paulista, desde a região do alto Paraíba, em Paraibuna, passando pelos municípios de Caçapava, Pindamonhangaba, Aparecida do Norte, Guaratinguetá, Lorena, Cachoeira Paulista, Cruzeiro, Lavrinhas e Queluz. A configuração do rio nos quatro últimos municípios citados se assemelha muito às características ambientais mais propícias à ocorrência da espécie, tendo ocorrido nestas regiões à captura mais expressiva (MACHADO E ABREU, 1952). Acredita-se que a espécie tenha tido uma distribuição geográfica pretérita em toda a bacia do rio Paraíba do Sul, estando mais presente em ambientes que se apresentavam originalmente com corredeiras e poções (MMA, 2008) (Figura 2).

Bizerril (1999) associa sua existência a áreas intermediárias (que tem sua continuidade interrompida), tais como as encontradas no remanso do domínio das ilhas fluviais e nos encontros de rios. No rio Pomba, próximo à cidade de Laranjal (MG), entre janeiro e outubro de 2002, foi registrado, junto a pescadores locais, 30 exemplares da espécie.



**Figura 2** – Mapa de distribuição atual e pretérita da espécie *Steindachneridion parahybae*. Fonte: MMA (2008)

Registros da espécie vêm sendo efetuados na calha principal do rio Paraíba do Sul (RJ) e nos rios Pomba e Paraibuna (MG), na maioria das vezes a partir de dados da pesca profissional. Capturas expressivas mais recentes foram realizadas pela equipe do CEPTA/ICMBio no rio Muriaé afluente do rio Paraíba do Sul em outubro de 2011.

O lote de reprodutores disponível em viveiros na estação da CESP em Piraibuna/SP, e no CEPTA é inferior ao ideal para o desenvolvimento de um programa de repovoamento geneticamente sustentável, já foram dados os primeiros passos no sentido de se dominar as técnicas de reprodução induzida, larvicultura e alevinagem da espécie.

Além disso, a manutenção dessas espécies em cativeiro tem deparado com a falta de tecnologia desenvolvida somada a falta de treinamento de pessoas para o manejo adequado especialmente para o período de adaptação, quando os peixes são acometidos por uma série de doenças provocadas por diferentes microrganismos. Isso pode trazer grandes prejuízos aos bancos genéticos devido à perda de planteis em formação e de reprodutores. Em se tratando



de espécies ameaçadas de extinção, como o surubim-do-paraíba, a situação agrava-se ainda mais, vista a dificuldade desses exemplares serem repostos.

## **1.2 - Características morfológicas e biológicas da Piracanjuba, *B. orbignyaus*: espécie-alvo**

Segundo o Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção (MMA, 2008), *B orbignyanus* recebe o status de “ameaçada”. Isso pela combinação de quatro fatores, as construções de barragens, poluição dos rios, introdução de espécies exóticas e destruição das florestas ciliares.

A “piracanjuba” (*B. orbignyaus*) (Figura 3) está incluída atualmente na família Bryconidae (OLIVEIRA et al. 2011), da ordem Characiformes. Entretanto sua disposição sistemática não é unânime, pois até recentemente, esta espécie estava alocada dentro de Bryconinae (BRITISKI ET AL. 1984, 1988), uma subfamília de Characidae, hoje elevada ao status de família.



**Figura 3** – Exemplar de Piracanjuba *B. orbignyanus* (Valenciennes, 1849), coletado nos viveiros do CEPTA/ICMBio. Foto: William Silva Oliveira, 2012

Espécimes de *B. orbignyanus* apresentam coloração levemente alaranjada com a cauda avermelhada com uma faixa preta que vai desde o começo do pedúnculo caudal e se estende posteriormente até a furca dessa nadadeira. É uma espécie omnívora, alimentando-se eventualmente de peixes e insetos. O macho reproduz-se a partir de dois anos de idade, com 20 cm de comprimento, apresentando como característica sexual secundária aspereza na nadadeira anal, resultante de pequenas espículas que aparecem na época da reprodução. Já a fêmea, se reproduz a partir do terceiro ano de idade, com 25 cm de comprimento (VAZ et al., 2000). Apresenta rápido crescimento, podendo atingir até 80 centímetros de comprimento corporal e 10 quilogramas de massa e a carne, além de aspecto convidativo, apresenta finíssimo sabor (FREATO, 2005). É uma espécie arisca, mas muito apreciada na pesca esportiva, motivo pelo qual tem sido muito procurada para o povoamento de tanques em

pesque-pagues. Esta espécie é sensível a mudanças na dinâmica da água, tendo sua sobrevivência ameaçada pela escassez de alimento alóctone, uma das consequências impostas pelo represamento na proporção entre as áreas terrestres com vegetação e lâmina de água (CECÍLIO et al., 1997).

Segundo FELIZARDO (2008) a piracanjuba é uma espécie reofilica encontrada na bacia do Paraná-Uruguaí, principalmente nos rios Grande e Paraná (VAZ et al., 2000). Assim, as grandes barragens constituem obstáculos intransponíveis na rota migratória desses peixes (BEDORE et al., 1999). Essa interrupção no ciclo natural da espécie interfere diretamente no processo reprodutivo, podendo, levar à sua extinção. Além disso, o segmento do rio abaixo da barragem torna-se regulável para atender às necessidades de geração de energia elétrica, atenuando a ocorrência de grandes cheias em planícies antes alagáveis. Dessa forma, esses habitats não podem mais cumprir seu papel de maternidade e berçário para os peixes de piracema. Dentro do gênero *Brycon* são oito espécies que sofrem com essa condição (Quadro 1).

A reprodução da maioria dos peixes é sazonal, estando geralmente sincronizada com fatores ambientais necessários para incrementar a viabilidade dos gametas e favorecer o desenvolvimento inicial da prole (MURGAS et al., 2003; OYAKAMA et al., 2006). Essa condição fisiológica que favorece a reprodução é alcançada após eventos migratórios realizados pelos peixes reofílicos, que realizam um deslocamento de centenas de quilômetros que afeta toda sua fisiologia, desencadeando processos essenciais para a reprodução.

Quadro 1 – Distribuição geográfica das espécies do gênero *Brycon* ameaçadas de extinção. Fonte: CEPTA/ICMBio

<b>Espécie</b>	<b>Bacia</b>
<i>Brycon devillei</i>	Bacias do rio Doce e do rio Jequitinhonha
<i>Brycon insignis</i>	Rio Paraíba do Sul

<i>Brycon opalinus</i>	Rios Doce e Paraíba do Sul
<i>Brycon ferox</i>	Rio Mucuri
<i>Brycon vermelha</i>	Rio Mucuri
<i>Brycon nattereri</i>	Bacia do alto Paraná, ocorrendo nos sistemas do Paranapanema, Tietê, Grande e Paranaíba, alto rio Tocantins (bacia dos rios Tocantinzinho e Maranhão) e rio São Francisco (bacia do rio das Velhas, e rio Urucuia)
<i>Brycon orthotaenia</i>	Bacia do rio São Francisco
<i>Brycon orbignyanus</i>	Bacias dos rios Paraná e Uruguai

## 2 - Etapas do manejo de espécies de peixes ameaçadas de extinção em viveiros

São descritas, a seguir, as especificidades e os procedimentos para a manutenção dos peixes em tanques e viveiros.

### 2.1 - Preparo dos tanques/viveiros

O preparo dos tanques/viveiros para receber os exemplares das espécies alvo exige cuidado e cautela. Para receberem os peixes devem estar prontos (livre de parasitos, sem vegetação e com água) de 2 a 3 semanas antes do recebimento dos animais, assim não há tempo para o surgimento de predadores naturais e desenvolvimento de patógenos. Esse tempo é suficiente para a estabilização das condições física e química da água adequada para a espécie. O tempo e a forma de preparo do tanque ou viveiro poderá sofrer alteração dependendo do tamanho dos peixes.

### 2.2 – Desinfecção

Os tanques ou viveiros deverão ser esvaziados e se necessário retirar ao excesso de matéria orgânica do fundo dessas instalações. Para a desinfecção deverá ser aplicado cal virgem pulverizada na razão de 100g/m<sup>2</sup> quando o tanque/viveiro não apresentou problemas anteriores, caso contrário, usar 200g/m<sup>2</sup>, sendo que a eficiência do expurgo é maior quando a

aplicação da cal for realizada com o fundo do ambiente estiver úmida. Após esse procedimento deixar de três a cinco dias de exposição ao sol antes de começar o enchimento com água.

### **2.3 - Encher o tanque/viveiros**

Com o tanque/viveiro parcialmente cheio, movimentar a água do fundo com o cuidado de não deixar pedra de cal intacta; pois a dissolução dessa pedra posteriormente com a passagem de redes poderá elevar repentinamente o pH provocando a morte dos peixes. Para remover o fundo para desintegrar pedras de cal poderá ser utilizada uma corrente grossa com cordas amarradas em cada extremidade para puxar passando por toda extensão do ambiente.

### **2.4 - Qualidade da água**

A qualidade da água nos viveiros deve ser monitorada em dias intercalados quando em situação de normalidade, a água deve ser medida as segundas, quartas e sextas-feiras de cada semana, de preferência entre 6 e 8 horas da manhã. Os parâmetros a serem monitorados são: oxigênio dissolvido, temperatura, pH, transparência da água e concentração de amônia, e os dados devem ser registrados em fichas apropriadas. Em situações extraordinárias como exemplo ocorrência de mortalidades, ou comportamento anormal dos peixes, os parâmetros de qualidade de água devem ser monitorados diariamente no mesmo horário acima citado.

O requisito prévio para se dispuser de uma população da aquicultura sadia, é cuidar da água do próprio afetivo de peixes. Entre os cuidados com a água, encontra-se especialmente o controle dos deságues residuais, evitar a proliferação de ervas daninhas e eliminar bancos de limo que consumam oxigênio.

Nos ecossistemas aquáticos, existe uma inter-relação completa das variáveis físicas e químicas da água, com os organismos. A maioria dos parâmetros físicos e químicos da água

influi na homeostase dos peixes, repercutindo no seu crescimento, reprodução, sobrevivência, etc.

Em tanques adaptação para as espécies ameaçadas de extinção é necessário manter um monitoramento constante das variáveis físicas e químicas, a fim de se tornar medidas pertinentes em caso em que estas se distanciem dos valores normais das espécies em ambiente “ex situ”

Toda e qualquer anormalidade observada deve ser comunicada ao técnico responsável pelos tanques/viveiros, que deverá adotar as providências cabíveis junto ao pesquisador ou a pessoa responsável pela espécie afetada.

## **2.5 - Variáveis Físicas**

Temperatura - é a variável independente mais importante, pois interfere diretamente na solubilidade dos gases, nas velocidades das reações químicas, na circulação da água e no metabolismo dos peixes. A temperatura exerce uma influência considerável nas atividades totais dos peixes, funcionalismo cardíaco, respiração, processos fisiológicos vitais, crescimento, reprodução, digestão, defesa frente a enfermidades, formação de hormônios, reações sensoriais, etc. Os peixes possuem limites de tolerância térmica, e são classificados em: peixes de água fria (aqueles que vivem em temperatura próxima 15° C); peixes de águas temperadas (aqueles que vivem em águas entre 15 e 20°C), e peixes de água quente (aqueles que vivem em águas com temperaturas superiores 20°C).

Apesar de possuírem uma tolerância térmica, os peixes são capazes de se adaptarem paulatinamente a temperaturas altas ou baixas.

A relação direta temperatura/peixe se vê influída não só pelo oxigênio, dióxido de carbono e contaminações, como também por enfermidades e parasitos. Muitas enfermidades estão ligadas a queda ou elevação da temperatura. Já se sabe que a formação de anticorpos nos

peixes só tem lugar a partir de 15°C alcançando seu ótimo a 22°C, assim sendo, os combates contra as causas das enfermidades só são eficazes a ditas temperaturas. Até certo grau pode ser aumentada a capacidade de defesa do hospedeiro, aumentando-se a temperatura não excedendo porem a 25°C, pois os aumentos acima de 28°C atuam de forma contraproducente provocando carências de oxigênio.

Certos parasitos preferem águas frias, enquanto outros preferem águas quentes, como é o caso do *Ichthyophthirius multifiliis* 20-25°C e dactilogirídeos como o *Dactylogyrus vastator* 24-28°C. Assim sendo uma temperatura superior da água pode favorecer a presença de enfermidades parasitárias nos peixes.

Luz – a pouca penetração de luz causada por produtos contaminantes como barro, restos carbônicos e dejetos de papel, fazem diminuir a proliferação de algas, e, portanto, pode diminuir o nível de alimento disponível para o peixe. Em sistema de criação intensiva, em tanques com pouca profundidade, a luz ultravioleta, procedente da excessiva luz solar, pode ocasionar queimaduras sobre a cabeça e o dorso dos peixes.

As alterações devidas a carência de luz são comumente muito difíceis de serem determinadas, geralmente, trata-se de ações onde os peixes sentem seus efeitos de forma indireta; como por exemplo anulando o sentido da visão.

## **2.6 - Variáveis Químicas**

Oxigênio dissolvido – O conteúdo de oxigênio na água é de importância fundamental para os peixes. Ele como todos os gases dissolvidos em equilíbrio ou saturação em um líquido dissolvem-se segundo a pressão parcial no ar e seu coeficiente de solubilidade, o conteúdo de sais dissolvidos e a temperatura.

Os peixes como todos os seres vivos, não sobrevivem se o nível de oxigênio no sangue não resultar-se suficientemente para garantir seu metabolismo. Na determinação de tal

limitante, é preciso considerar as necessidades metabólicas de cada espécie. As maiorias dos peixes absorvem o oxigênio dissolvido da água, não podendo utilizar o da atmosfera, entretanto, existem espécies que possuem adaptações que lhes permitem obtê-lo de ambas as formas.

A quantidade de oxigênio consumido pelo peixe não é estável. A intensidade de seu consumo relaciona-se com a temperatura da água, sendo menor quando esta é mais baixa e vice versa. O requerimento de oxigênio para cada espécie de peixe é diferente; para os Cyprinideos reporta-se um requerimento de 6,0 – 7,0 mg/l, podendo resistir até 3,0 mg/l.

Um déficit prolongado de oxigênio conduz os peixes a perda de apetite e, portanto provoca deficiências alimentares que podem conduzir o peixe á morte por anorexia, embora que níveis de sobressaturação de oxigênio, provocam a morte do peixe por embolia gasosa, alteração conhecida como enfermidade da borbulha, e que se manifesta externamente pela presença de borbulhas nas nadadeiras e na superfície corporal.

Os peixes com sinais de asfixia apresentam um comportamento característicos: sobem á superfície e a bloqueiam, concentram-se na entrada d'água e desenvolvem o lábio superior (prolapso labial). Quando é detectada esta situação deve-se ventilar a água mediante aeradores, ou construir cascatas artificiais na entrada da água.

O requerimento de oxigênio dos ovos fecundados pode ser maior que o do peixe adulto. Tais requerimentos aumentam significativamente com o desenvolvimento embrionário, sendo preciso para a maturação, água quase saturada de oxigênio.

Existe uma marcada flutuação de oxigênio dissolvido, cuja concentração é menor na saída do sol, aumentam durante as horas do dia, chega a um máximo no último período da tarde, para declinar durante a noite.

pH – O pH da água indica o grau de acidez ou alcalinidade da água, e é determinado pela concentração de íons livres de hidrogênio contidos na água.



A faixa de tolerância do índice de pH para os peixes está compreendida entre 4,0 e 9,0, enquanto que o índice ideal está entre 6,0 e 8,0. Poderá ser feito o peixamento, desde que o pH da água de onde o peixe for capturado estiver próximo a esses valores.

Quando a água apresenta valores de pH ácido (6,0 ou menos) ou muito alcalino (acima de 9,0), os peixes se confrontam com sérios problemas, como por exemplo: necrose das nadadeiras e dos lóbulos branquiais, tais transtornos afetam a respiração dos peixes. Quando pH se desvia do ótimo para a espécie durante muito tempo pode ocorrer mudanças de coloração das brânquias, abundante produção de muco, ruborização e queimadura cáustica das brânquias.

O fitoplâncton e outras vegetações aquáticas, removem o dióxido de carbono da água durante a fotossíntese, por isso, o pH de um corpo de água aumenta durante o dia e diminui durante a noite.

Alcalinidade e dureza – O efeito tampão da água doce está determinado por sua alcalinidade, e, se expressa normalmente em mg/l de carbono de cálcio. As águas são classificadas, segundo seu grau de dureza em:

0 – 75 mg/l – água branda

75 – 150 mg/l – água moderadamente dura

150 – 300 mg/l – água dura

+ de 300 mg/l água muito dura

Para o cultivo de peixes são bons os valores de alcalinidade e dureza total entre 20 e 300 mg/l, sendo as águas mais produtivas para eles, aquelas cuja alcalinidade e dureza apresentam valores semelhantes entre si.

## **2.7 - Amônia**

A amônia livre ( $\text{NH}_3$ ) é um veneno orgânico muito forte, que mesmo em doses pequenas desenvolve ação mortal. Origina-se de produtos de desintegração das proteínas (decomposição de restos alimentares, plantas podres, excrementos) decomposição de adubos, águas residuais, drenagem. Normalmente, se produz a transformação da amônia em amônio ( $\text{NH}_4$ ) que não é tóxico, Esta transformação depende do valor do pH.

Pesquisas realizadas mostram que com pH 7,0, a transformação total da amônia se realiza em pouco tempo.

Com temperaturas baixas, a taxa de amônia é menor do que com temperaturas altas. A amônia ataca as mucosas e especialmente a braquial e a intestinal, destruindo-as; atua através dos nervos sobre o sangue. Os peixes com transtorno por amônia exibem quando as lesões são muitos pronunciados, hemorragias externas e nos órgãos internos. As intoxicações muito fortes são percebidas pelo cheiro. Quanto menor o peixe, mais sensível ele é.

Não se recomenda um nível superior a 0,02 mg/l.

### **3 - Desinfetantes Comumente Utilizados em Piscicultura**

Cal – A cal viva ( $\text{CaO}$ ) tem grande poder desinfetante, em forma de pó seco não tem poder desinfetante, é agregar-lhe água. Para realizar a desinfecção deve-se preparar a cal apagada (solução a 10-20%) e utiliza-la no mesmo momento, já que passadas 10 horas de preparação, a solução não tem poder desinfetante algum. Recomenda-se combinar em um recipiente, quantidades iguais de cal e água. Uma forma de preparação consiste em adicionar a 1Kg de cal 1L de água, e, posteriormente 4 ou 9 litros mais, segundo se utilizará a 10 ou 20%.

Formalina – Sua Forma comercial é a solução de formalina a 38-40% de formaldeído e 15% de álcool metílico e água. Quando seu armazenamento é prolongado, ele se polimeriza formando um precipitado branco de paraformaldeído, que inibe seu poder desinfetante, além

de ser tóxico. O produto deve ser conservado em frasco bem tampado para impedir o escape de gás. Como possui 40% de substância ativa, sua preparação a 1% é feita utilizando-se 1 parte de formalina para 39 de água. Geralmente se emprega a 2-4%.

### **3.1 - Profilaxia, Controle de Infecções e Infestações em Peixes**

A Prevenção é a melhor maneira de se garantir a saúde dos peixes. Em piscicultura, há uma série de medidas que, se tomadas oportunamente, podem reduzir muito o surgimento de enfermidades.

Os canais que alimentam os viveiros (canaletas), assim como as telas na sua entrada de água devem permanecer sempre limpos, para que não penetrem nos tanques elementos indesejáveis.

Para desinfetar matérias como: baldes, redes, botas, incubadoras, etc., deve-se utilizar uma solução de formol a 3% ou seja, 30ml de formol para 1000ml de água.

O fundo dos tanques e viveiros quando estão secos devem ser muito bem limpos e sem vegetação, para que não sirvam de substrato para parasitos e predadores. Existem predadores que depositam seus ovos no barro como, por exemplo, a sanguessuga e alguns odonatas. Para Evitar futuras perdas é necessário fazer uma desinfecção periódica (expurgo), neste caso, com cal viva.

O processo de expurgo segue os seguintes passos:

- esvaziamento do tanque;
- exposição ao sol por 3 dias;
- aplicação de cal viva pulverizada na razão de 100g/m<sup>2</sup>, quando o tanque não apresentou problemas anteriores, caso contrário, usar 200g/m<sup>2</sup> e dependendo do problema, até 1kg/m<sup>2</sup>; no mínimo 1 vez ao ano;
- mais 3 dias de exposição ao sol;

- encher o volume de água do tanque lentamente;
  - com o tanque praticamente cheio, remover o fundo com cuidado para não deixar pedra de cal intacta, tornando a cor da água marrom-leitosa (passar o correntão);
  - deixar o tanque cheio por 15 dias;
  - esvaziar o tanque e tornar a enchê-lo;
- Obs: os dois últimos tópicos só podem ser feito em caso de necessidade.
- se o pH estiver em torno de 7.0, fazer o peixamento.

### **3.2 - Normas Para Um Manejo Adequado Em Tanques**

- não lavar nenhum material nas canaletas de abastecimento de água dos tanques ou viveiros.

- todo e qualquer material ou apetrecho de pesca que entrar em contato com tanques ou viveiros que estiverem com algum problema, automaticamente deverá ser desinfetado.

- Antes de usar o material e apetrechos novamente, estes devem ser lavados com água limpa em abundância, objetivando eliminar todo o resto do desinfetante.

- Em condições normais, a solução desinfetante pode ser preparada 1 vez por semana, em casos de muito uso da solução é conveniente preparar nova solução segundo o requerimento normal.

- Expurgar todo o tanque ou viveiro que for esvaziando, quando necessário.

- Todo peixe morto deverá ser enterrado juntamente com cal viva.

- Usar anestésico e tratamento preventivo nas amostragens.

- Ficar alerta a toda e qualquer anormalidade observada nos tanques, como peixes sem reflexos, na superfície, peixes acumulados na entrada ou na saída de água, peixes mortos, etc.

- Usar vestuários adequados para o manuseio de substâncias químicas, tóxicas ou corrosivas.

- Todo o peixe originário de outras pisciculturas ou meio ambiente deverá ser submetido a um tratamento preventivo.

- Evitar ao máximo o manejo e transporte desnecessários dos peixes, pois estes podem causar-lhes ferimentos que, por menores que sejam, vão ensejar o estabelecimento de organismos patogênicos e o início de enfermidades.

- Visando evitar a colonização de bactérias e outros microorganismos na superfície externa dos ovos em incubação, as incubadoras, canaletas, caixas d'água e tubos devem ser desinfetados com solução recém-preparada de formol 3% (3 litros de formol 100 l de água). O período de exposição deve ser de 5-10 min. Na solução desinfetante.

- Uma vez desinfetado efetivamente o conjunto incubação, deve ser enxaguado com abundante água limpa, objetivando eliminar qualquer vestígio da substância desinfetante empregada.

### **3.3 - Produtos Comumente Empregados no Tratamento de Enfermidades de Peixes**

Sal Comum – Este Produto é muito útil para tratamentos profiláticos e terapêuticos contra diversos protozoosis, além de ser muito econômico em uso. Os tratamentos com sal não devem ser aplicados em recipientes de zinco ou de ferro galvanizados, dado que pode se tornar tóxico para os animais devido a liberação de zinco. Emprega-se no tratamento de parasitas externos, fundamentalmente protozoos. É importante comprovar a concentração final do banho, posto que, por ser muito higroscópico (substância que tem grande afinidade pelo vapor d'água) seu peso pode estar alterado e, portanto não se obterá êxito na concentração desejada.

### 3.4 - Sombreamento da superfície do tanque/viveiro.

É recomendado cobrir no mínimo 1/3 da superfície do viveiro utilizando-se de sombrite a 20% ou outro tipo de material que promova sombra. No caso de viveiros com dimensões acima de 500 m<sup>2</sup> é recomendável que seja sombreado uma parte maior ou diversas porções do viveiro conforme figuras 3 e 4. Na figura 4 pode-se observar ainda linhas de nylon interlaçadas a aproximadamente 50 cm da superfície da água para evitar predação dos peixes por pássaros. Em caso de caixas em laboratório ou pequenos tanques deve ser sombreado toda a superfície do ambiente.



**Figuras 4 e 5** – Fotos mostrando detalhes da tela sombrite; à direita, tanque já pronto com tela e fios de nylon. Foto: Carla N. M. Polaz (2010)

### 3.5 - Abrigo para os bagres.

Antes da soltura dos peixes deverá ser colocado no fundo destes ambientes pedaços de tubos de polietileno ou outro material com superfície lisa com comprimento de 40 a 60 cm para servir de abrigo para os peixes, devido esses bagres ser de habito noturno eles apresentam fotofobia (aversão à luz) e, por isso passam durante todo o dia dentro desses abrigos saindo durante a noite para se alimentarem. Esse procedimento tanto deverá ser adotado em viveiros/tanques como em caixas no laboratório. É necessário que retire esses tubos e faça a limpeza deles a cada 15 dias, ou, no caso de viveiros uma vez ao mês para

evitar a manifestação de doenças. Para facilitar a limpeza desses tubos nos viveiros pode amarra-los com uma linha ou corda fina para tira-los da água quando necessário.

A figura 5 apresenta tubos de PVC no fundo do tanque de azulejo para servirem de refúgio para os bagres, e na figura 6 mostra bagres mantidos em tanques de quarentena.



**Figura 6 e 7** – Fundo de tanque de quarentena com tubos de PVC para abrigo contra a luminosidade (à esquerda); exemplar juvenil de *Steindachneridion parahybae* (à direita).  
Foto: Lizandra C. R. Dolfini (2010)

#### **4 – Alimentação**

O desenvolvimento e rentabilidade da criação de peixes dependem inevitavelmente da obtenção de dietas comerciais que satisfaçam requerimentos de nutrientes essenciais e energia, e sejam aceitos, em quantidades adequadas, para assegurar um crescimento esperado. Portanto, nada é mais importante em peixes criados em cativeiro, que uma boa dieta balanceada e um adequado manejo alimentício. Se não houver um consumo de alimento adequado para o peixe, não haverá crescimento e eventualmente ocorrerão mortes. Um manejo alimentício por si só, dificilmente manterá os peixes em boas condições de saúde, sendo que nas formas mais tradicionais de criação animal, é indispensável o conhecimento de genética, reprodução, controle de doenças, meio ambiente e mercado.

Essas áreas estão intimamente ligadas entre si, e somente através da manipulação propícia e o controle de todos os aspectos da operacionalização da cultura, é que os peixes podem ser criados com sucesso e vendidos.

Uma dieta mal elaborada pode influenciar negativamente o crescimento dos peixes, induzindo a deficiência de nutrientes, a toxidez ou servir de veículo de contaminação de agentes infectantes para o animal. Uma dieta bem balanceada, no entanto, não somente resulta numa alta produção, mas também fornece os nutrientes necessários para a recuperação rápida de doenças bem como ajuda o peixe vencer os efeitos do estresse social e/ou do ambiente. Portanto, dietas nutricionalmente balanceadas e associadas a um bom manejo da criação e alimentar, são de importância fundamental para a produção de peixes saudáveis.

Peixes selvagens: No caso de peixes capturados nos rios e transportados para viveiros, esses ambientes deverão conter uma boa quantidade disponível de lambaris, ou outra espécie de peixe forrageiro para servir de alimento, também deverão ser fornecidas pequenas porções de peixes cortados em pequenos pedaços de acordo com o tamanho dos surubins. Esse tipo de alimento deverá ser substituído gradativamente iniciando com ração que afunda e depois com ração extrusada com diâmetro de 4 a 6 mm, composta de 32 a 45% de proteína bruta, 10% de extrato estéreo, 4000 cal., 4% de fibra bruta, 20% de matéria mineral, 10% de umidade e 600 mg de vitamina C, fornecida diariamente de 2 a 3% da biomassa total dos peixes e durante o período de inverno essa quantidade poderá ser reduzida para 1%. Essa ração deverá ser substituída de acordo com o tamanho dos peixes e com a estação do ano.

Para juvenis a ração extrusada ou peletada poderá ter diâmetro de 2,0 a 2,6 mm, 45% de proteína bruta, 10% de extrato estéreo, 4000 cal., 4% de fibra bruta, 20% de matéria mineral, 10% de umidade e 600 mg e vitamina C, fornecida diariamente 3%.

É importante considerar que o surubim-do-Paraíba tem habito noturno, portanto, durante o período de adaptação a alimentação deve ser feita nas ultimas horas da tarde, ou



seja, das 17 as 19 horas e, depois que os peixes estiverem aceitando o alimento fornecido o horário da alimentação poderá ser condicionado aos poucos ao horário desejado.

#### **4.1 – Armazenamento**

Deve-se reconhecer de imediato, que o maior inimigo da ração durante o armazenamento, é o acúmulo de umidade o qual pode facilitar o crescimento dos fungos. A umidade se move do pélete quente para o frio, criando condições favoráveis para o desenvolvimento de “focos de calor”, que permitem o acúmulo de umidade com o desenvolvimento de fungos e insetos. A solução a este problema é manter a temperatura uniforme na sacaria, através da aeração, podendo esta ser natural ou forçada.

A aeração pode ser realizada no ambiente, tomando alguns cuidados em não deixar a ração em contacto com o solo e paredes, e não fazer pilha muito alta. Lembrar sempre que o ambiente deve ser seco e ventilado.

Caso haja necessidade de fazer uma aeração forçada, esta deve ser de baixo volume (0,1 cfm/bushel), destinada a manter uma temperatura e umidade uniforme. A aeração evita os movimentos de massa de ar quente e frio dentro do local e ajusta a dissipar o calor acumulado nas paredes durante o dia.

#### **5 - Transporte** (etapas que precedem o transporte)

O transporte do surubim do Paraíba do Sul e da Piracanjuba assim como todas as espécies de peixes selvagens (capturadas no ambiente natural) ou até mesmo de primeira geração (F1) requerem cuidados para suportarem o manejo do transporte, e cheguem em boas condições de saúde, isso é fundamental para a adaptação dos peixes no novo ambiente em que é submetido. Para isso o cuidado deve ser tomado em todas as fases que envolvem o manejo

do peixe para que se realize o transporte dês da captura no ambiente de origem até a soltura no novo ambiente.

### **5.1 - Captura de alevinos em tanques/viveiros.**

A captura de alevinos deve ser feita com redes de malha adequada (3 mm entre nós da extremidade) e, nunca deverá ser utilizada rede com tamanho de malha que possibilite do peixe se emalhar. O comprimento da rede para a captura do surubim-do-paraíba deve ser a mesma dos outros peixes variando de acordo com o tamanho do viveiro, mas deve ter o comprimento de uma vez e meia a largura e duas vezes a profundidade do viveiro para possibilitar a formação de um “colo” na hora da despesca. Os puçás usados para alevinos devem ser confeccionados com redes e malhas semelhantes a especificação anterior.

Obs. Tanto a rede como o puçá a “panagem”, ou seja, o material de confecção não deve ter nós, a linha tem que ser entrelaçada, passando um fio por dentro do outro para evitar que os nós causem algum ferimento aos peixes.

A alimentação dos peixes deve ser suspensa no mínimo 24 horas antes da captura que sempre deve ser realizada logo ao amanhecer ou um pouco antes do anoitecer, evitando as horas mais quentes do dia e claridade excessiva sobre os peixes.

### **5.2 - Transporte de alevinos e juvenis**

#### **5.2.1 - Condicionamento de alevinos e juvenis nas embalagens.**

Os juvenis devem ser condicionados em sacos plásticos de 1,0 m de altura x 0,70 de largura contendo 10 litros de água e o restante do volume do saco preenchido com oxigênio. Para redução do metabolismo dos peixes visando a redução do estresse dos peixes no transporte, deve ser colocado 10 gramas de sal grosso (NaCl) (uma grama de sal para cada

litro de água). Para transportes longos em cada embalagem pode ser colocado 50 alevinos variando de 5 a 6 cm, alevinos de 11 a 15 cm deve utilizados 25 exemplares por embalagem. As embalagens sempre devem ser em sacos duplos, ou seja, um saco dentro do outro sendo que entre os dois sacos devem ser colocados folhas de jornal abertas para evitar claridade e estresse pela aproximação de pessoas. Geralmente os peixes toleram bem esse tipo de transporte de 12 a 24 horas.

As figuras de 7 e 8 mostram os principais passos envolvidos em transporte de surubins-do paraíba, desde a captura dos juvenis até a sua soltura nas caixas de quarentena em laboratório.



**Figura 8** – Para o transporte, os peixes são colocados em sacos plásticos resistentes contendo água com sal, que serve para redução de estresse nos peixes (à direita). Foto: Carla N. M. Pola (2010)



**Figura 9** – Sacos inflados com oxigênio para transporte; à direita, amarração dos sacos com tira de borracha. Foto: Carla N. M. Polaz (2010)

### **5.2.2 - Captura e transporte dos peixes em rios**

Deve ser realizado contato com pescadores profissionais, ribeirinhos e moradores locais para levantar informações sobre locais de ocorrência da espécie alvo, histórico de ocorrência, tipo de pesca realizada para captura da espécie alvo, época do ano, horário em que ocorrem as capturas, apetrecho utilizado etc.

Após a seleção dos locais de pesca, explicar aos pescadores da importância de não machucar os peixes durante a captura, inclusive de cortar as malhas da rede para retirada dos peixes, colocar os mesmos o mais rápido possível em um recipiente com água e ir trocando parcialmente essa água até o que se chegue ao local onde foi preparado para acondicioná-los da melhor maneira possível. Esse local vai depender muito de quantas horas, ou dias, vai demorar para ocorrer o transporte até o destino final. Esse local poderá ser um tanque rede, caixotes ou balaios todo furado que os ribeirinhos usam para manutenção de peixes vivo instalado no próprio rio. Se houver alguma piscicultura por perto de onde estiver sendo realizadas as capturas, o ideal seria que os peixes ficassem condicionados em viveiros por alguns dias para superar o estresse de captura (o ideal seria no mínimo por 10 dias).

Para a captura dos surubins do paraíba-do-sul os melhores resultados foi utilizando-se de rede de espera com malhas de 08 a 10 cm de abertura entre nós com linha 0,25 a 0,30mm variando o comprimento de 10 a 50 metros de comprimento por 1,5m de altura. Uma inovação para a captura dos surubins foi que as redes de espera não tinham chumbo e nem bóias e eram armadas em locais de 1,0 a 1,30m e na posição horizontal colocando pedras dos dois lados da rede para que ela ficasse no fundo do rio sobre as locas nas pedras. Dessa maneira os peixes ao saírem das locas emalhavam-se nas redes.

Esse comportamento nos surubins do parai-do-sul não é normal, pois segundo os pescadores antes da entrada do bagre Africano no rio Muriaé, os surubis ficavam em locais mais profundos de 3,0 m ou mais, hoje estes bolsões mais profundos são ocupados por bagres Africanos (espécie invasora) e para sua defesa os surubins deslocaram-se para locais de corredeira mais rasa, onde dificulta a permanência do bagre Africano.

A piracanjuba é um dos peixes mais sensíveis para o transporte, devido à fragilidade de perda de escamas e morte dos peixes. Considerando que as escamas e, principalmente o muco que as reveste a superfície do corpo e brânquias são as principais barreiras de proteção contra agentes patogênicos existentes naturalmente no meio aquático, a perda destes vai possibilitar a manifestação de fungos, bacterioses e outras enfermidades.

A seguir descrevemos alguns dos procedimentos que devem ser adotados para o transporte da piracanjuba:

1 - De três a quatro semanas antes da captura dos peixes fornecer diariamente ração de boa qualidade acrescentando vitamina C (= ácido ascórbico) na proporção de 1,0 a 1,5 g/kg ração com o objetivo de reduzir o estresse desses peixes no manejo de captura e transporte.

2 - Um ou dois dias antes da captura dos peixes deve ser realizado exame macro e microscópico dos peixes através de esfregaço de brânquias e pele de cinco peixes escolhidos ao acaso para verificação do estado sanitário do lote. Caso seja constatada a presença de parasitos deve ser realizado banho de sal ou formol de acordo com o tipo e quantidade de parasitos encontrados;

3 - Deve ser checada a qualidade da água do viveiro, principalmente quanto ao oxigênio dissolvido, pH, alcalinidade e amônia. Os níveis de oxigênio devem estar acima de 6 mg/l, pH = 6,5 a 7,5, NH<sub>3</sub> ( não dissociada) menor que 0,2 mg/l e alcalinidade acima de 30 mg/l. Caso a água do viveiro não esteja nestes limites devera ser feita a correção antes da

captura;

4 - A captura deve ser realizada nas primeiras horas do dia, de preferência entre 5:30 e 10:00 horas, sempre evitando o manuseio dos peixes nas horas mais quentes e forte incidência da luz solar sobre os peixes; as 5:30 horas é o pior horário de oxigênio.

5 - A rede para a captura deve ser do tipo sem nós entre uma malha e outra, ter tamanho de malha que não possibilite emalhar os peixes, evitando ferimentos nos mesmos. A rede deve ter uma vez e meia a largura do viveiro, sendo a parte do meio mais alta que as laterais, possibilitando formar um colo, evitando assim que os peixes pulem e facilitando assim a captura;

6 - Logo após a captura, os peixes devem ser mantidos em um local que possibilite a renovação constante de água para manter a oxigenação. Os peixes capturados deverão ser transferidos para um tanque de quarentena ou de depuração, onde permanecerão por um período de no mínimo uns dez dias recebendo ração apropriada e banhos preventivos ou curativos à base de sal, formol ou permanganato de potássio, dependendo do caso específico.

7 - Suspenda a alimentação dos peixes de 72 a 24 horas antes do carregamento, esse período de jejum vai depender da temperatura da água;

8 - A quantidade de piracanjubas a serem transportadas vai depender principalmente do tamanho dos peixes e tempo de transporte. De toda forma os peixes deverão estar com o tamanho mais homogêneo possível. No caso de peixes acima de 0,5 kg, não deverá passar de 200 kg para caixa contendo 1000 litros de água, suprida de oxigenação constante (quanto maior for o volume da caixa de transporte, menor deverá ser a biomassa a ser transportada);

9 - Se a temperatura for superior a 27oC, baixá-la com adição de gelo (contidos em sacos plásticos) até que atinja ao redor de 21 a 23oC, diminuindo assim o metabolismo dos peixes, com a redução de movimentação, consumo de oxigênio e conseqüentemente liberação

de gás carbônico e amônia na água através da respiração e excreção;

10 - Na água do transporte devem ser adicionados 0,5 g de sal (cloreto de sódio = sal grosso) por litro de água a fim de reduzir o trabalho osmótico dos peixes e, portanto, reduzir o consumo de oxigênio. Além disso, o sal não deixa a amônia dissociar e inibe a toxicidade do nitrito,

11 - Durante o transporte, se perceber cheiro ruim na água e notar que os peixes estão na superfície, é importante trocar no mínimo 1/3 da água do recipiente. Essa água pode ser obtida de poços naturais ou em postos de gasolina que possuam poço artesiano (água sem cloro);

12 - Antes de descarregar os peixes no ambiente de destino é necessário estabilizar a água em que os peixes foram transportados com a água onde serão soltos. Para isso deve ser bombeada água do novo ambiente para dentro das caixas de transporte por 10 a 15 minutos até a estabilização total destas quanto à temperatura, pH, alcalinidade etc;

13 - Para capturar e descarregar os peixes é conveniente anestesiá-los, evitando assim que estes se debatam e se machuquem.

14 - Usualmente os juvenis e larvas são transportados em sacos plásticos inflados com oxigênio, sendo 1 parte de água para 4 partes de oxigênio: podem ser empregadas também caixas de lona montadas sobre molduras de madeira e adaptadas em cima da carroceria de reboques ou caminhões, caixas de fibra de vidro, etc. Não devem ser empregadas caixas de metal, pois estas se aquecem rapidamente, colocando em risco a vida dos animais. Para o transporte, a densidade das larvas pode variar de 3 a 5 mil por litro de água, sendo o saco plástico inflado o meio mais comum e mais prático.

É conveniente que no viveiro o qual receber as piracanjubas adultas a água seja limpa e com vazão abundante, pois esses peixes tem como comportamento no ambiente

natural, ficar em corredeiras.

### **5.3 - Tratamento logo após a captura**

Para reduzir o estresse dos peixes durante o manuseio de captura e transporte é aconselhável logo após a captura dos peixes, aplicar injeção intramuscular de complexo vitamínico anti estresse (Potenay ou Potenfort ou algum produto similar) na proporção de 0,1 ml/kg. Para evitar a manifestação de fungos e bactérias deve ser aplicado no local onde houver ferimento com auxílio de algodão embebido de solução de iodo a 2%. Logo após, os peixes devem ser condicionados em sacos plásticos com capacidade para 40 litros, contendo 10 litros de água e o restante do volume completado com oxigênio puro.

### **5.4 - Transporte dos peixes**

O sucesso da sobrevivência dos peixes depende em parte da eficácia das operações de transporte do seu ambiente natural para os viveiros. Bastam algumas operações do transporte mal sucedidas para perca desses animais em um ambiente “ex situ”. Alguns simples procedimentos e cuidados podem melhorar em muito a qualidade do transporte de peixes.

Esses procedimentos consistem em nunca transportar peixes que passaram por situações frequentes de estresse durante a coleta, sendo que a coleta tem que ser minuciosa para que os peixes não se estressem, peixes debilitados podem não tolerar o estresse das operações envolvidas.



As figuras de 7 a 10 mostram os principais passos envolvidos em transporte de surubins-do paraíba, desde a captura dos juvenis até a sua soltura nas caixas de quarentena em laboratório.

#### **5.4.1 - Transportes longos de 06 a 24 horas.**

Esse tipo de transporte requer de cuidados especiais, pois não basta os peixes chegarem vivos, mas em condições de permanecerem vivos até sua adaptação completa ao novo ambiente onde será submetido. Peixes pequenos poderão ser condicionados em sacos plásticos conforme já mencionado. No caso de peixes acima de 500 gramas tem se obtido melhores resultados em transportes com caixas de preferência térmicas de 1000 litros ou superiores a esse volume. Também podem ser utilizados outros tipos de caixas próprias para transporte de peixes, ou utilizando-se caminhão tipo baú equipado com suprimento de oxigênio puro distribuído no fundo da caixa por mangueira toda furada a laser. O baú ajuda a manter a temperatura durante o transporte, mantém o ambiente escuro e permite uma melhor observação dos peixes.

A água deve estar livre de detritos orgânicos, pesticidas e outros produtos nocivos, ou seja, o mais limpo possível, por tanto, não pode ser utilizado água tratada principalmente contendo cloro. O carregamento e os transportes dos peixes devem ser feitos nos horários mais frescos do dia geralmente pela manhã ou no final da tarde

A concentração de oxigênio durante o transporte deve ser mantido de 7 a 10 mg/l e a temperatura de 22,0 a 26,0°C, para isso deve-se medir o oxigênio da água uma hora após o início do transporte e depois em cada duas e duas horas. Com objetivo de reduzir o metabolismo nos peixes e manter a qualidade da água, deve ser adicionado 1 quilo de sal

grosso (NaCl) para cada 1000 litros de água

Em transportes de mais de 24 horas dependendo da qualidade da água é aconselhável a realização de troca parcial de água.

#### **5.4.2 - Cuidados que devem ser tomados na chegada dos peixes ao novo ambiente**

No caso dos peixes estarem condicionados em sacos plásticos, estes sacos deve ser colocado diretamente na água do novo ambiente devendo permanecer por cerca de quinze minutos, ou até a temperatura de dentro do saco estiver igual à temperatura de fora do saco. Após esse procedimento os sacos devem ser abertos e vagarosamente deixando a água das caixas entrarem nos sacos para o equilíbrio das variáveis químicas principalmente do pH da água.

Antes da vinda dos peixes é preciso medir alguns parâmetros da água sendo os mais importantes oxigênio dissolvido, temperatura e pH.

Na chegada dos peixes dever ser checado a temperatura e pH da água do transporte e do viveiro de soltura o ideal é que as condições físicas e químicas estejam iguais ou sejam iguais, no caso de estarem diferentes adicionem vagarosamente água do viveiro na caixa de transporte até que as condições se igualem após capturar os peixes com sacos plásticos ou coma ajuda de puçás de multifilamento sem nós ou de tecidos não abrasivos colocando de um a um no viveiro de soltura, no caso de peixes pequenos, pode ser colocado quantidades menores de cada vez.

Para receber os juvenis, o tanque já deve estar previamente preparado, conforme as descrições feitas no item “a”, com a tela de sombrite e os fios de nylon devidamente instalados, para evitar insolações provocadas por incidência direta de raios de ultravioleta sobre a pele provocando queimaduras solares, e predação de aves.

## 5.5 - Quarentena em laboratório

Quando for possível realizar quarentena em laboratórios ou pavilhões utilizando caixas de polipropileno, tanques de fibra de vidro, ou de alvenaria de preferência azulejado com renovação constante de água e se for o caso supridos de aeração artificial. Os peixes devem permanecer nestas caixas por aproximadamente 30 dias, salvo casos de manifestação de doenças ou problemas de aclimatação.

Essas caixas devem ser abastecidas com água de boa qualidade passando se possível sistema de filtros de areia com circulação constante não permitindo acumulação de resíduos. A limpeza desses recipientes (Figura 11 e 12) deverá ser realizada diariamente ou a cada dois dias.

Após a limpeza é recomendável adicionar 0,5 gramas de sal grosso por litro de água mantendo a renovação constante.



**Figura 10** – À esquerda, laboratório de quarentena contendo caixas de polipropileno de mil litros com circulação de água constante. Figura 10 à direita, escoamento de água para limpeza. Foto: Carla N. M. Polaz (2010)

## 6 - Enfermidades verificadas em viveiros ex situ nos surubins do Paraíba.

### Fungos ou Micoses

Foram verificados provocando infecções tegumentares ou branquiais, o sinal clínico tem a aparência de “algodão” o que lhe confere o nome de doença do algodão quando se manifesta no tegumento do peixe, sendo que a mais comum é a saprolegniose.

### Protozoários

São parasitos de peixes, e pode ser considerado entre os principais grupos de microorganismos que causam danos consideráveis em sistemas de criação e, talvez um dos principais entraves na manutenção de espécies de peixes ameaçadas de extinção, já que, no caso especial da manutenção de espécies selvagens em cativeiros estas se tornam mais susceptíveis a enfermidades. A relação parasito-hospedeiro é afetada por condições ambientais e de manejo dos peixes.

Durante a fase de adaptação de espécies de peixes ameaçados em viveiros “ex situ” são observados com maior incidência dos protozoários: *Ichthyophthirius multiphiliis*, *Apiossoma* sp. e *Trichodina* sp..

### *Apiossoma* sp.

Protozoários em forma de cone ciliado que vive na pele e brânquias dos peixes, nos surubins do Paraíba, o *Apiossoma* (figura 11) foi observado nos exemplares que estavam em viveiros com uma grande quantidade de matéria orgânica depositada no fundo dos mesmos, principalmente de sobra de ração, o que pode ter facilitado a proliferação destes organismos. Vale lembrar que estes animais dificilmente tem contato com a matéria orgânica depositada no fundo do ambiente natural.



**Figura 11** – Indivíduos de *Apiosoma* sp. na superfície da epiderme de peixe. Foto: Google Images, sem atribuição de crédito.

#### *Ichthyophthirius multiphiliis*

Este protozoário conhecido popularmente com enfermidade do ponto branco (ictiofitiríase) ocorre no *S. paraybae* com maior frequência no período de inverno quando a temperatura da água está próxima ou inferior a 21°C. Nesta temperatura qualquer carga estressora em que o peixe é submetido, manifesta esta enfermidade. Primeiramente os peixes deixam de comer, adquirem um nado errático vagando na superfície, aglomerados na entrada da água, emagrecimento, excessiva produção de muco seguida de morte.

#### *Trichodina* sp

Os surubins do Paraíba *S. paraybae* parasitados apresentam-se debilitados, nadando para a superfície da água e apresentavam pequenas hemorragias. Em exames macroscópicos observou-se excessiva produção de muco, que formavam um delgado filme esbranquiçado sobre o corpo do peixe. As lesões observadas são algumas petéquias (pontos hemorrágicos) e desintegração do epitélio, freqüentemente dando margem a infecções secundárias por fungos e bactérias.

Foi observada também hiperplasia e necrose da epiderme, bem como nadadeiras erodidas ou desgastadas e perda de apetite.

São organismos que podem estar normalmente presentes no tanque de cultivo, mas proliferam em águas com excesso de material em decomposição, sendo encontrados em peixe. Quando encontram ambiente favorável, podem parasitar a superfície do corpo, nadadeiras e brânquias dos animais.

#### Classe Monogenea

São ectoparasitas (Ecto=externo, parasito externo); organismos que completam seu ciclo de vida em um único hospedeiro, neste caso o peixe. Geralmente se localizam nas brânquias e superfície do corpo, uma alta infestação pode levar o peixe à morte por asfixia.

A localização dos monogênias incomodam muito os peixes, que chocam-se contra as paredes dos tanques ou contra objetos no fundo do aquário e sobem subitamente à superfície da água. Ocorre anorexia, hemorragias cutâneas, branquiais, inchaço nos filamentos branquiais, emagrecimento do animal e morte. Pelo modo de fixação no corpo ou nas brânquias do hospedeiro, com ganchos, causam hiperplasia ou hipertrofia branquial, hemorragias extensas e necroses do tecido. Poucos indivíduos podem ser responsáveis, desde que haja queda na qualidade da água e do oxigênio dissolvido. Esta infestação, que nitidamente incomoda o peixe, pode resultar em infecções secundárias por bactérias e fungos, que no Brasil são favorecidas pelo clima tropical. Dessa forma, não é descartada a hipótese de mortalidade em peixes adultos quando as condições aquáticas são inadequadas (Martins, 1998).

#### Helmintos

Digenéticos: são endoparasitos (Endo=interno, parasito interno); organismos que precisam de um hospedeiro intermediário, ou seja, são transmitidos por um peixe, molusco ou uma ave piscívora. Uma alta infestação desse patógeno pode levar o peixe à morte.

### Diplostomum sp.

Ceccarelli e colaboradores (2010), observaram mortalidade de infestação por Digenea *Diplostomum* sp. em *Steindachneridion parahybae* mantidos em cativeiro. Nesse trabalho, o comportamento de nado desordenado apresentado por juvenis de *S. parahybae* deveu-se à ocorrência de diplostomíase encefálica.

Surubins parasitados nadam realizando movimentos espirais do fundo para a superfície e vice-versa sistematicamente, demonstrando alteração em seu comportamento.

As metacercárias encontradas nos olhos, que estavam opacos devido à formação de catarata (Figura 12), estavam livres no humor vítreo sem encapsulamento.



**Figura 12** – Opacidade no olho de *Steindachneridion parahybae* provocada por *Diplostomum* sp. Foto: Lincoln Corrêa (2007)

### Hirudíneos: Sanguessuga

Manifestou em *S. parahybae* juvenis mantidos em tanques de poliepropileno e em tanques de alvenaria revestidos com azulejo. Peixes com maiores incidência morreram e alguns se apresentaram moribundo. A ocorrência de sanguessuga em *S. parahybae* (figura 13) mantidos em tanques/viveiros tem relação com as condições sanitárias do ambiente.



**Figura 13** – Exemplar de *Steindachneridion parahybae* com sanguessugas no couro (à esquerda); coleta Foto: Carla N. M. Polaz (2010)

### **6.1 - Possíveis Causas da Manifestação das Enfermidades**

Com os resultados apresentados e com as observações realizadas podemos constatar que o bagre do Paraíba do sul, assim como todos os peixes selvagens quando submetidos a cativeiro apresenta-se bastante susceptíveis a ocorrência de enfermidades que geralmente são causadas pela falta ou queda da resistência dos peixes. Segundo Roberts (1981), em muitos casos, isso decorre de agressões sobre organismos e essas agressões geralmente provocam estresse nos peixes.

O estresse pode ser causado por vários agentes, entre eles: variação de temperatura, redução de oxigênio, variação de pH da água e aumento nos níveis de amônia e manejo inadequado dos peixes. No manejo destaca-se a captura fora de hora ou período, uso de apetrechos impróprios, excessiva permanência do peixe fora da água, danos físicos, exposição dos peixes a incidência solar, etc. Entre outros estressores podemos citar a deficiência nutricional (alimentação ou ração não balanceada), alta densidade populacional de estoque dos animais, excesso de alimentos (afeta a qualidade da água), contaminação por produtos químicos etc.

A presença de produtos químicos na água pode causar envenenamento que vai reduzir a resistência dos peixes, tornando-os susceptíveis a doenças. Podem agir também



como estressores. Além disso, a combinação equivocada de dois ou mais produtos químicos pode, ao invés de auxiliar, prejudicar ainda mais os peixes, permitindo que as doenças se manifestem.

A etiologia das enfermidades bióticas são vírus, bactérias, fungos, protozoários, tumores, parasitos e deficiências nutricionais; das abióticas são: pH, temperatura, salinidade, oxigênio, contaminações e envenenamentos por substâncias tóxicas e/ou nocivas (Santacan, 1984).

### Temperatura

O conhecimento da zona de conforto térmico é fundamental a manutenção de peixes em sistema de cativeiros, pois é um fator determinante para saber quando pode ou não realizar o manuseio desses peixes. A temperatura da água afeta tanto o hospedeiro quanto o parasito, no CEPTA as mortalidades dos surubins do Paraíba foram registradas quando a temperatura da estava inferior a 20°C. Durante este período os surubins praticamente param de comer, não aceitam ração fornecida, e nesta fase manifestam a maioria dos parasitos como o *Ichthyophthirius*, *Apiossoma* e *Trichodina* sp.

## **6.2 - Controle das Enfermidades**

Embora algumas doenças de peixes apresentem cura, a terapia não desempenha um papel importante como profilaxia e a higiene. Descobrir a tempo a enfermidade é condição para que o tratamento terapêutico obtenha êxito.

As observações de rotina numa piscicultura são essenciais e delas podem vir a solução de muitos problemas, antes que atinjam níveis catastróficos. Diariamente é muito importante fazer a vistoria dos viveiros entre 6 e 8 horas observando e anotando numa planilha os seguintes itens:

O nível de entrada de água nos viveiros esta suficiente?

O nível de saída de água dos viveiros não esta adequado?

Há peixes mortos?

Há anormalidade no comportamento dos peixes (estão na superfície, a peixes isolados do grupo etc.)?

Os peixes estão poucos reativos aos estímulos externos?

Há indícios de falta de oxigênio na água?

Há algas em demasia?

Os peixes estão concentrados próximos à entrada ou saída de água do viveiro?

A qualidade da água, principalmente em termos de oxigênio, pH, amônia, nitrito e alcalinidade.

No momento da alimentação, deve-se jogar inicialmente um pouco de ração e observar se é rapidamente consumida. Caso não haja essa aceitação, é indício de que algo pode estar errado com esses animais/ambiente.

Sal grosso - NaCl

É comum encontrar indivíduos mortos ao longo da etapa de adaptação (quarentena), frequentemente durante a limpeza das caixas de acondicionamento dos animais, realizada periodicamente. Nesses casos, aplica-se tratamento preventivo, de manutenção, feito com sal marinho.

Dentre suas características, o sal é uma substância amplamente disponível, de baixo custo, seguro para os peixes e para quem o manipula. Composto basicamente por cloreto de sódio (NaCl), pode ser usado em diversas situações da criação de peixes: na prevenção e controle de doenças; como alívio do estresse relacionado às despescas, biometrias,

classificações por tamanho, transferências dos indivíduos e confinamento durante a depuração; no alívio do estresse do transporte de curta e longa duração; e como amenizador de condições ambientais adversas (toxidez por nitrito, inflamação das brânquias, entre outros) (KUBITZA, 2007).

A figura 14 mostra a aplicação de sal como medida preventiva em viveiros do surubim.



**Figura 14** – Aplicação de sal em viveiros com surubim-do-paraíba como medida preventiva. Foto: Carla N. M. Polaz (2010).

#### Controle de Protozoários

Para o controle do *Apiosoma*, do *Ichthyophthirius* e da *Trichodina* bons resultados foram observados com o surubim-do-paraíba quando o nível da água dos tanques foi abaixado e o fundo e as laterais foram limpos e, em seguida da limpeza foi aplicado em cada tanque formaldeído na proporção de proporção de 1 ml para cada 50 litros de água mantendo a renovação de água. Esse tratamento deve ser repetido por duas vezes ao dia, por três dias consecutivos. O emprego do formaldeído quando consorciada com sal grosso tem surtido bons resultados. Obs. Antes da utilização do formaldeído (37 a 40%) verifique no fundo do

frasco se tem um precipitado branco, se tiver não agite o frasco e esse precipitado deve ser descartado devido ser altamente tóxico para os peixes.

#### Sanguessugas

Para o controle da sanguessuga é preciso manter o fundo do tanque ou viveiro e os tubos de abrigos sempre limpos, e livres de vegetação para evitar a presença da sanguessuga.

Qualquer anormalidade observada com o comportamento dos peixes, peixes moribundos ou peixes mortos deverá ser preenchida o formulário abaixo que será de grande valia para se chegar a causa do problema e de como solucioná-lo.

### **6.3 - Envio de amostras de peixes para análise**

Amostras de peixes destinadas a estudos de laboratório devem ser manejadas de forma rápida para evitar as modificações autópticas ou degenerativas que dificultam ou impossibilitam os procedimentos de diagnósticos correspondentes. No caso de peixes não poderem ser levados vivos ao laboratório, devem ser mantidos em gelo durante um período não superior a 24 horas. É de suma importância que toda amostra seja tomada antes de iniciar-se qualquer operação de controle ou terapia.

Para o envio de amostras de peixes ao laboratório, recomendam-se os seguintes procedimentos:

Envio de exemplares vivos: sempre que possível, os peixes vivos devem ser transportados em recipientes adequados, contendo água limpa e aerada, ou em bolsas duplas de plástico, também aeradas. Para o envio de peixes vivos, pode ser utilizado o emprego de produto químico tranquilizante com o objetivo de reduzir as necessidades de oxigênio.

Recomenda-se também a adição de pequenas quantidades de sal comum (0,5 a 1,0 g/l). Em transportes que transcorram num prazo máximo de 4 horas, não recomendamos a adição de produtos químicos, pelo fato de que estes podem mascarar o resultado dos exames.

Envio de exemplares moribundos: devem ser transportados da mesma forma que exemplares vivos. É importante que as amostras sejam recebidas no mesmo dia do envio.

Envio de exemplares mortos: os exemplares mortos deverão ser remetidos envoltos em bolsas de gelo, sempre que possível, imediatamente após sua morte, pois no peixe morto o processo de putrefação ocorre a uma velocidade muito rápida, e dessa forma a decomposição que o peixe sofre "post-mortem" pode mascarar os sinais clínicos que causaram sua morte. Os peixes que já exibem sinais de putrefação inicial não servem para estudo. Somente em casos muito excepcionais, pode a presença de sinais clínicos inconfundíveis permitir o estabelecimento de um diagnóstico.

Envio de exemplares congelados: embora seja preferível contar com amostras de peixes vivos ou moribundos, é possível levar a cabo determinados procedimentos de laboratório com base em material congelado (por exemplo - alguns estudos virológicos); neste sentido, os peixes devem ser empacotados individualmente em bolsas plásticas, as quais são colocadas dentro de um recipiente devidamente estocado com gelo seco, assegurando uma ventilação adequada, evitando assim uma acumulação de pressão gasosa dentro do recipiente. Embora este método não seja o mais adequado, serve como último recurso em casos de viroses e de mixosporidioses, já que a maioria dos vírus piscícolas sobrevive pelo menos por um período não muito longo em tecidos mantidos a uma temperatura de - 20°C, assim como os esporos dos mixosporídios. Sempre que possível os peixes devem ser transportados

inteiros, e somente em casos excepcionais podem ser eviscerados, e amostras de rim, baço, fígado etc reunidas em lotes de não mais de cinco amostras por bolsa.

Envio de exemplares preservados: para estudo histopatológico, é indispensável que o material a ser examinado tenha sido devidamente fixado previamente a seu envio ao laboratório; animais moribundos mostrando sinais clínicos de enfermidade ou anormalidade que se deseja investigar, devem ser colocados em um recipiente que contenha uma solução aquosa de formaldeído a 4% tamponada; tal solução é preparada agregando-se 10 ml de formol a 40% para cada 90 ml de água, e segundo a origem do peixe a água com a qual se efetuará a diluição pode ser doce, salobra ou salgada.

Peixes que tenham comprimento padrão superior a 2 cm devem sofrer uma incisão na parte ventral do abdômen para facilitar a penetração da solução fixadora na cavidade abdominal, assegurando assim a fixação correspondente dos diferentes órgãos e demais tecidos internos.

É conveniente que o volume do material e do líquido fixador tenha uma relação de 1:10; também pode ser agregada uma pequena quantidade de carbonato de cálcio ao líquido fixador, com o objetivo de mantê-lo com um pH perto do neutro (7,0).

## 7 - Formulário Anamnésico

FORMULÁRIO ANAMNÉSICO N°

DATA:

### I – DADOS GERAIS

- |  |   |
|--|---|
| 1 - Data:                              | 13 - Idade:                             |
| 2 - Local:                             | 14 - Sexo:                              |
| 3- Experimento:                        | 15 - Comprimento total:                 |
| 4 - Setor ou pessoa responsável:       | 16 - Peso total:                        |
| 5 - Tanque n°:                         | 17 - Densidade de estocagem: -          |
| 6 - Área do tanque:.....m <sup>2</sup> | 18 - Data das primeiras mortes:         |
| 7 - Comprimento:.....m                 | 19 - Mortes diárias (% do cardume):     |
| 8 - Largura:.....m                     | 20 - Medicamentos utilizados:           |
| 9 - Profundidade:.....m                | 21 - Doses:                             |
| 10 - Origem da água:                   | 22 - Frequência:                        |
| 11 - Fluxo da água (l/s):              | 23 - Eficácia do medicamento utilizado: |
| 12 - Nome da espécie:                  |   |

### II – CONDIÇÕES FÍSICO-QUÍMICA DA ÁGUA

- |                                    |                                     |
|------------------------------------|-------------------------------------|
| 1 – Coloração: Clara ( ) Turva ( ) | 5 – Alcalinidade:                   |
| 2 – Temperatura: ( °C)             | 6 – Nitrito:                        |
| 3 – pH:                            | 7 – Amônia (NH <sup>3</sup> ): mg/l |
| 4 – OD: mg/l                       | 8 – CO <sup>2</sup> : mg/l          |

### III – COMPORTAMENTO DOS PEIXES

- |  |  |
|--|--|
| 1 – Normal: ( )                          | 7 – Nadando de lado: ( )                               |
| 2 – Agrupados nas laterais do tanque:( ) | 8 – Nadando em círculos: ( )                           |
| 3 – Agrupados na entrada da água: ( )    | 9 – Chocando-se no fundo e nas laterais do tanque: ( ) |
| 4 – Agrupados na saída de água: ( )      | 10 – Sinais de esgotamento: ( )                        |
| 5 – Boqueando na superfície: ( )         |  |
| 6 – Distribuídos na superfície ( )       |  |

### IV – EXAME CLÍNICO

#### A) Superfície do corpo

- |  |  |
|--|--|
| 1 - Aspecto normal: ( )  | 6 - Lesões mecânicas presente: ( )                 |
| 2 - Coloração esbranquiçada: ( )   | 7 - Ulceras: a) aguda ( ) b) crônica ( )           |
| 3 - Sinais de micoses: ( )   | 8 - Zonas de necroses: a) aguda ( ) b) crônica ( ) |
| 4 - Pontos pequenos na derme: ( )  | 9- Anormalidade do tipo tumor ( )                  |
| a) brancos ( ) b) vermelhos ( ) c) pretos ( )                            | especificar e indicar a distribuição               |
| d) escurecimento ( )   |  |
| 5 - Quantidade de muçus: a) normal ( ) b) diminuído ( ) c) aumentado ( ) |  |

B) Pedúnculo caudal

- 1 - Normal ( )
- 2 - Sinais de micose ( )
- 3 - Inflamação ( )
- 4 - Necroses ( )

C) Nadadeiras (especificar qual)

- 1 - normal ( )
- 2 - necrotizadas ( )
- 3 - epitélio
- 4 - partes da nadadeira ( )

D) Olhos

- 1 - normal ( )
- 2 - opacos ( )
- 3 - exoftalmia: a) unilateral ( ) b) bilateral (...)
- 4 - com pontos brancos ( )
- 5 - com pontos vermelhos na córnea ( )

E) Brânquias e Opérculo

- 1 - opérculos muito abertos ( )
- 2 - coloração das brânquias: a) normal ( ) b) vermelho escuro ( ) c) rosado ( )
- 3 - aspecto anêmico ( )
- 4 - hemorragia ( )
- 5 - inchamento ( )
- 6 - necroses ( )
- 7 - fusão dos filamentos ( )
- 8 - micoses aparente ( )
- 9 - presença de mucos abundante ( )
- 10 - presença de areia ( )
- 11 - acumulação de restos de alimentos ( )
- 12 - presença de parasitos ( )

F) Musculatura

- 1 - normal ( )
- 2 - furunculoses ( )
- 3 - quistos
- 4 - necroses ( )
- 5 - hemorragias ( )
- 6 - abscessos ( )

G) Cavidade abdominal

- 1 - aspecto normal ( )
- 2 - com presença de líquido: a) incolor ( ) b) opaco ( ) c) hemorrágico ( )
- 3 - com presença de namatodos ( )
- 4 - quistos ( )
- 5 - adesões ( )
- 6 - cor da gordura: a) branca ( ) b) opaca ( ) c) brilhante ( )
- 7 - peso de gorduras:.....g

H) Fígado

- 1 - normal ( )
- 2 - coloração: a) vermelho escuro ( ) b) marrom ( ) c) amarelado ( ) d) pálido ( )
- 3 - presença de quistos ( )
- 4 - marmorado ( )
- 5 - consistência: a) normal b) mole c) duro ( ) d) pastoso ( )
- 6 - hemorragias ( )

I) Vesícula biliar

- 1 - normal ( )
- 2 - inchada ( )
- 3 - bÍlis cor amarelo-verdoso ( )
- 4 - bÍlis de aspecto aquoso ( )
- 5 - bÍlis de cor preto-azulado ( )

J) Baço

K) Coração



- 1 - normal ( )
- 2 - inchado ( )
- 3 - atrofiado ( )
- 4 - presença de quistos ( )
- 5 - congestão ( )
- 6 - coloração: a) normal ( ) b) vermelho ( ) c) cereja ( ) d) escurecido ( )
- 7 - consistência: a) normal ( ) b) dura ( ) c) mole ( ) d) pastoso ( )

L) Rim

- 1 - normal ( )
- 2 - inchado ( )
- 3 - atrofiado ( )
- 4 - necrotizado ( )
- 5 - congestão ( )
- 6 - presença de pontos brancos ( )
- 7 - presença de pontos pretos ( )
- 8 - consistência cremosa ( )
- 9 - consistência dura ao tato ( )

N) Intestino

- 1 - normal ( )
- 2 - vazio ( )
- 3 - cheio de alimentos normal ( )
- 4 - cheio de mucos ( )
- 5 - hemorragias ( )
- 6 - avermelhado ( )
- 7 - presença de nematódeos ( )
- 8 - presença de trematódeos ( )
- 9 - presença de cestódeos ( )
- 10 - presença de acantocéfalos ( )

P) Bexiga natatória

- 1 - normal ( )
- 2 - hemorragias ( )
- 3 - presença de líquido ( )
- 4 - presenças de nematódeos
- 5 - deformações ( )

- 1 - normal ( )
- 2 - inchado ( )
- 3 - atrofiado ( )
- 4 - presença de quistos ( )
- 5 - congestão ( )
- 6 - coloração: a) normal ( ) b) vermelho cereja ( ) c) hemorragias ( )

M) Estômago

- 1 - normal ( )
- 2 - vazio ( )
- 3 - cheio de alimento normal ( )
- 4 - cheio de mucos ( )
- 5 - hemorragias ( )
- 6 - coloração amarelada ( )
- 7 - congestão ( )
- 8 - incolor ( )
- 9 - avermelhado ( )
- 10 - presença de trematódeos ( )
- 11 - presença de acantocéfalos ( )

O) Cecos pilóricos

- 1 - normais ( )
- 2 - unidos ( )
- 3 - inchados ( )
- 4 - hemorrágicos ( )
- 5 - necroses ( )
- 6 - presença de parasitos ( )

Q) Gônadas (especificar)

- 1 - normal ( )
- 2 - atrofia ( )
- 3 - hemorragias ( )
- 4 - estado de desenvolvimento ( )

**V – EXAME PARASITOLÓGICO (com microscópio)**

1. olhos:
2. pele:

3. mucos:
4. nadadeiras:
5. brânquias:
6. estômago:
7. intestino:
  
8. a) materiais retirados para exames bacteriológicos ( ) b) virológicos c) histologia( )

**Anotações:**

---

Responsável pelas informações acima descritas

---

Data

## **8 - Medidas Práticas para Coleta e Fixação de Parasitos**

### **Monogenea**

Das brânquias

#### Como coletar

- Excisar as brânquias e coloca-las em um frasco de tamanho proporcional ao tamanho das brânquias contendo formalina 4% a ~65°C.

- Agitar

- Aguardar 1 – 3h, dependendo da temperatura ambiente.

- Retirar as brânquias e examinar o líquido em microscópio estereoscópico e coletar os espécimes utilizando pipeta.

#### Como fixar

- Os monogenóides devem ser fixados em formalina a 4%

### **Digenea**

#### Como coletar

- Cada órgão deve ser aberto em placa de Petri individual.

- O conteúdo de cada órgão deve ser passado através de uma peneira de coleta com malha 154 µm de abertura.

- Após a lavagem do conteúdo do órgão e da parede do órgão, todo material deve ser transferido para uma placa de Petri contendo água.

- O órgão deve ser transferido para uma outra placa de Petri contendo água.

- Com pipeta, transferir os helmintos para placas de Petri limpas, contendo solução salina fisiológica 0,65% ( para hospedeiros pecilotérmicos) ou 0,85% (para hospedeiros homeotérmicos).

- Comprimir entre lâminas os helmintos grandes (Exemplo: *Hirudinella*).

- Comprimir entre lâmina e lamínula os helmintos pequenos.

- Quando a compressão for entre lâminas, estas devem ser amarradas com linha, e deixadas na posição vertical, em um recipiente com o fixador.

- O tempo de compressão pode variar de 30 min á 4h.

- Os helmintos pequenos devem ser comprimidos com peso de um pequeno vidro, o qual pode ser preenchido com água ou chumbinhos de caça ou de pesca até que se obtenha o peso ideal para espécie, ou seja, o parasita tem que ficar achatado sem rompimento.

- Esta preparação deve ser montada dentro de um placa de Petri funda, onde o fixador frio deve ser colocado com cuidado.

- Os helmintos extremamente pequenos devem ser mortos antes que se coloque o fixador.

#### Como fixar

- Os digenéticos podem ser fixados em AFA (85 partes de álcool etílico á 85%, – 10 partes de formol e 5 partes de ácido acético) frio, ou em Raillet – Henry que é um liquido fixador e conservante.

- Se utilizar AFA, os espécimes devem permanecer no máximo 48h no fixador, e depois, transferidos para álcool 70º glicerinado onde pode ficar por tempo indeterminado.

## **Cestoda**

### Como coletar

- Devem ser mortos sobre a ação do frio no refrigerador e em água destilada, para que haja o relaxamento da musculatura.

- Após a morte, todo o cestóide quando for pequeno o secções contendo a escólise, porções imaturas, maduras e grávidas devem ser comprimido entre lâminas e colocados no fixador frio.

- Dependendo do grupo, será necessário o estudo de cortes histológicos transversais dos proglótides maduros. Neste caso, não comprima o espécime

### Como fixar

- Devem ser fixados em AFA frio ou em Ralliet Henry.

- Se utilizar AFA os espécimes devem permanecer no maximo 48h no fixador, e depois, transferidos para álcool 70% glicerinado onde podem ficar por tempo indeterminado

## **Nematoda**

### Como coletar

- Os nematóides são, parcialmente coletados vivos.

- Com pincel são transferidos para solução salina fisiológica na concentração 0,85 a 0,90%.

- Ainda na solução salina fisiológica, agitar fortemente para limpeza dos lábios e abertura bucal assim como da superfície da cutícula.

- Nematóides extremamente pequenos, como as larvas, devem ser coletados e mantidos em recipientes pequenos.

- Nematóides mortos devem ser coletados diretamente para fixador frio.

#### Como fixar

- Os nematóides vivos são transferidos da solução salina fisiológica para uma placa de Petri funda, com pouco líquido.

- Aquecer o fixador AFA a 65° C e derramar rapidamente sobre os nematóides.

- Deixar o fixador esfriar na própria placa de Petri.

- Deixar os nematóides no fixador por 48h.

- Os nematóides devem ser conservados em etanol 70°C GL, com ou sem 5 – 10 % de glicerina.

### **Acanthocephala**

#### Como coletar

- Após a retirada do espécime, lavar em solução salina fisiológica para retirar as mucosidades aderidas e depois coloca-las em placa de Petri, contendo água destilada e levar a geladeira para que a probócide extrovertida.

### Como fixar

- Podem ser fixados após a morte em AFA ou etanol em 70% frio

### **Crustaceos**

#### *Ergasilus e Lernaea*

#### Coleta e preparação

Os ergasilídeos são coletados cortando os filamentos nos quais estão fixos e fixando-os em formol 5%. Depois de algumas horas de fixação é possível remover os ergasilídeos dos filamentos com uma agulha de dissecação, tendo o cuidado de não quebrar as antenas conservando-os em álcool 70% GL.

Os lerneídeos devem ser retirados dos peixes com o auxílio de um pinça com cuidado para não quebrar sua probólide e colocados diretamente em formol a 5% ou álcool 70%.

## 9 - Bibliografía Consultadas

Agência Nacional de Águas – ANA. Página oficial. Disponível em <<http://pbs.ana.gov.br>>. Acesso em outubro de 2010.

AMLACHER, E. **Manual de enfermedades de los peces**. Zaragoza: Editorial Acribia, 1964 - 319 p.

BIZERRIL, C.R.S.F. (1999), “A Ictiofauna da Bacia do Rio Paraíba do Sul”. Biodiversidade e Padrões Biogeográficos. *Brasilian Archives of Biology and Technology*. 42 (2):233-250.

CECCARELLI, P. S. *et al.* Infecção Natural por *Diplostomum* sp. Nordmann, 1832 (Trematoda, Diplostomidae) em *Steindachneridion parahybae* Steindachner, 1876 (Siluriformes, Pimelodidae) em cativeiro. *In: Anais do XI ENBRAPOA – Encontro Brasileiro de Patologia de Organismos Aquáticos*, 19 a 22 de julho de 2010, Campinas, SP.

CECCARELLI, P. S. *et al.* *Pesquisa Patológica e Genética em Recursos Pesqueiros da Bacia do Alto Paraguai: Levantamento Quali-Quantitativo da Fauna Parasitológica de Peixes do Pantanal Mato-Grossense*. 2ª Ed. Pirassununga: IBAMA, 2007. 169 p.

CECCARELLI, P. S., SENHORINI, J. A., VOLPATO, G. (2000) **Dicas em Piscicultura – Perguntas e Respostas**. Botucatu, SP. p. 154-158.

CHUBB, J.C., Seasonal occurrence of helminths in fishes. Part IV. Adult Cestoda, Nematoda and Acanthocephala. *Adv. Parasitol.* 20:1-291.

CORRÊA, L. L. *et al.* Mortalidade de *Steindachneridion parahybae* (Steindachner, 1876) (Siluriformes: Pimelodidae), por infecção natural de *Ichthyophthirus multifiliis* (Ciliophora). *In: Anais do XI ENBRAPOA – Encontro Brasileiro de Patologia de Organismos Aquáticos*, 19 a 22 de julho de 2010, Campinas, SP.

DOLFINI, L. C. R; *et al.* Subsídios para Elaboração de Plano de Ação do Surubim-do-Paraíba (*Steindachneridion parahybae*), Espécie Ameaçada da Bacia do Rio Paraíba do Sul. *In: Anais*



do II Seminário de Pesquisa e Iniciação Científica do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. Brasília, 17 a 19 de agosto de 2010.

EIRAS, J.C., Elementos de ictioparasitologia. Porto-Portugal. Fundação Eng. Antonio de Almeida. 1994 - 339 p.

EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M.; PAVANELLI, G.C. Métodos de Estudos e Técnicas Laboratoriais em Parasitologia de Peixes. EDUEM, Maringá, 199pp.

FERRAZ DE LIMA, C.L.B., BASÍLIO, M.C. **Técnicas para a preparação de coleções parasitológicas de peixes.** Pirassununga: CEPTA/IBAMA, 1994, 10pp. (apostila).

Fundação Christiano Rosa - Plano da bacia hidrográfica do Paraíba do sul - UGRHI 02 - 2009-2012. Comitê das Bacias Hidrográficas do Rio Paraíba do Sul - CBH-OS. Financiamento: Fundo Estadual de Recursos Hídricos – FEHIDRO. Dezembro/2009.

GARAVELLO, J. C. (2005). Revision of genus *Steindachneridion* (Siluriformes: Pimelodidae). *Neotropical Ichthyology* **3** (4): 607–623. [doi:10.1590/S1679-62252005000400018](https://doi.org/10.1590/S1679-62252005000400018).

HONJI, R.M, Caneppele, D, Hilsdorf, A. W. S, Moreira, R. G. 2009. Treathened fishes of the Word: *Steindachneridion parahybae* (Steindachner, 1877) (Siluriformes: Pimelodidae). **Environ Biol Fish** (2009) 85: 207 – 208. doi 10.1007/s10641-009-9480-9.

INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE – ICMBio. Página oficial: Disponível em: [www.icmbio.gov.br](http://www.icmbio.gov.br). Acesso em novembro de 2010.

Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis – IBAMA. **Curso de produção de Iscas Vivas.** Brasília, 2002 – p. 47, 50,51, 52.

KABATA, Z. Parasites and diseases of fish cultured in the tropics. London: Taylor & Francis, 1985. 318p.

KUBITZA, F. A versatilidade do sal na piscicultura. *Revista Panorama da Aqüicultura*, setembro/outubro, 2007.

MACHADO, C.E.M. & H.C.F. Abreu. 1952. Notas Preliminares Sobre a Caça e a Pesca no Estado de São Paulo – I. A Pesca no Vale do Paraíba. *Bol. de Indústria Animal*. 13:145-160.

MARTINS, M. L. (1998). **Doenças Infecciosas e Parasitárias de Peixes** – UNESP. Boletim Técnico nº 3 – 2ª edição. p. 19-22, 27 e 28.

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE (MMA). **Livro Vermelho da Fauna Ameaçada de Extinção**. Ângelo Barbosa Monterio Machado, Gláucia Moreira Drummond, Adriano Pereira Paglia (Eds). – 1.ed – Brasília, DF : MMA; Belo Horizonte, MG : Fundação Biodiversitas, 2008. 2v. 1420 p.

Museu de Zoologia João Moojen – MZJM. Página oficial. Disponível em <<http://www.museudezoologia.ufv/bichodavez>>. Acesso em agosto de 2010.

OLIVEIRA, J.C. & D.F. Moraes Júnior. 1997. Dados adicionais à descrição de *Steindachneridion parahybae* (Steindachner, 1876) (Teleostei, Siluroidei, Pimelodidae). *Bol. Mus. Nac., Sér. Zool.* 384:11.

PAPERNA, I. Parasites, infections and diseases of fishes in Africa. CIFA Tech. Pap., n. 7, p.1-216, 1980.

PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C.& TAKEMOTO, R.M. , Doenças de Peixes – Profilaxia, Diagnóstico e Tratamento – Maringá: EDUEM: CNPq: Nupélia, 264p.:il, 1998.

REINCHENBACH-KLINKE, H.H., Enfermedades de los peces. Zaragoza, Editorial Acribia, 1982. 507 p.

ROBERTS, R.J. Patología de los peces. Version Española de M. Carmem Blanco Cachafeiro. Madrid, Ediciones Mundi-Prensa, 1981. 366p.

TRAVASSOS, L. Esboço de uma chave geral dos nematóides parasitas. **Rev. Vet. Zoot.** 10 (2): 59-70, 1920.

TRAVASSOS, L.; ARTIGAS, P. & PEREIRA, C., Fauna Helminológica dos Peixes de Água Doce do Brasil. *Arch. Inst. Biol.*, 1: 5-68, 1928.

VALLADARES-PADUA, C. B, MARTINS, C. S, RUDRAN, R (2006), “Manejo integrado de espécies ameaçadas”, in Laury Cullen Jr., Rudy Rudran, Cláudio Valladares-Padua (orgs.), *Biologia da Conservação & Manejo da Vida Silvestre*. Curitiba: UFPR, 633-648.

ZANIBONI-FILHO, E, TATAJE, D. R, SILVA, S. H. 2010. Cultivo de bagres do gênero *Steindachneridion*. In Bernardo Baldisserotto e Levy de Carvalho Gomes (orgs.), *Espécies nativas para piscicultura no Brasil*. Santa Maria: UFSM, 363-377.