

UNIVERSIDADE ESTADUAL DE MARINGÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA COMPARADA

ANTONIO MATARELIO ANTONUCCI

**Parasitofauna de ciclídeos ornamentais brasileiros oriundos de
ambientes natural e de cativeiro**

Maringá
2014

ANTONIO MATARELIO ANTONUCCI

Parasitofauna de ciclídeos ornamentais brasileiros oriundos de ambientes natural e de cativeiro

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia Comparada do Departamento de Biologia, Centro de Ciências Biológicas da Universidade Estadual de Maringá, como requisito parcial para obtenção do título de Doutor em Biologia das Interações Orgânicas. Área de Concentração: Ciências Biológicas.

Orientador: Prof. Dr. Gilberto Cezar Pavanelli

Coorientador: Dr. Ricardo Massato Takemoto

Maringá
2014

"Dados Internacionais de Catalogação-na-Publicação (CIP)"
(Biblioteca Setorial - UEM. Nupélia, Maringá, PR, Brasil)

A635p Antonucci, Antonio Mataresio, 1979-
Parasitofauna de ciclídeos ornamentais brasileiros oriundos de ambientes natural e de
cativoiro / Antonio Mataresio Antonucci. -- Maringá, 2014.
111 f. : il. color.
Tese (doutorado em Biologia Comparada)--Universidade Estadual de Maringá, Dep.
de Biologia, 2014.
Orientador: Prof. Dr. Gilberto Cezar Pavanelli.
Coorientador: Dr. Ricardo Massato Takemoto.
1. Ciclídeos ornamentais - Parasitos - Brasil. 2. Peixes de água doce - Parasitos -
Brasil. 3. Ectoparasiticida. I. Universidade Estadual de Maringá. Departamento de
Biologia. Programa de Pós-Graduação em Biologia Comparada.

CDD 23. ed. -571.99917760981
NBR/CIP - 12899 AACR/2

ANTONIO MATARELIO ANTONUCCI

Parasitofauna de ciclídeos ornamentais brasileiros oriundos de ambientes natural e de cativeiro

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia Comparada do Departamento de Biologia, Centro de Ciências Biológicas da Universidade Estadual de Maringá, como requisito parcial para obtenção do título de Doutor em Biologia das Interações Orgânicas pela Comissão Julgadora composta pelos membros:

COMISSÃO JULGADORA

Prof. Dr. Gilberto Cezar Pavanelli
Nupélia/Universidade estadual de Maringá (Presidente)

Dr.^a Maria de Los Angeles Perez Lizama
Bolsista Pós-Doc/PEA - Nupélia

Prof.^a Dr.^a Gabriela Tomas Jerônimo
Universidade Estadual de Santa Catarina (UDESC)

Prof.^a Dr.^a Marion Haruko Machado
DBI/ Universidade Estadual de Maringá

Prof.^a Dr.^a Evanilde Benedito
DBI/ Universidade Estadual de Maringá

Aprovada em: 27 de fevereiro de 2014.

Local de defesa: Anfiteatro Prof. "Keshiyu Nakatani", Nupelia, Bloco G90, *campus* da Universidade Estadual de Maringá.

Aos organismos aquáticos,
fascinantes, que me motivam a
continuar pesquisando-os

AGRADECIMENTOS

- À minha mãe Alba, meus familiares e meus amigos Rômulo, Wagner e João que me deram incentivo e suporte para alcançar meus objetivos nesta etapa.
- Ao Prof. Dr. Gilberto Cezar Pavanelli e ao Dr. Ricardo Massato Takemoto pela orientação, apoio, ensinamentos e por todas as oportunidades de crescimento pessoal e profissional oferecidas.
- Ao CNPq pela bolsa e auxílio concedidos.
- À UEM e ao NUPELIA pelo espaço concedido para o desenvolvimento dos trabalhos.
- Aos funcionários, Márcia, Salete, João e Estela por colaborarem com o crescimento dos alunos, sempre nos oferecendo o suporte necessário.
- À Dra. Elizabeth Gusmão e sua aluna Amanda Trentin pelo apoio em Manaus, cedendo o laboratório no INPA para realização de algumas análises.
- Ao Dr. Frantisek Moravec pelo auxílio na identificação de parasitos quando foi solicitado.
- Ao biólogo Amauri D'Ambros por prontamente ceder os peixes de sua propriedade.
- Às amigas Geza Souza, Silvia Napoleão, Eliane Fernandes e Mary Lizama pela amizade, apoio profissional e pessoal além da disponibilidade incondicional para ajudar no que fosse preciso.
- Aos amigos Guilherme Pomaro e Thamy Ribeiro pela inestimável ajuda durante o desenvolvimento dos trabalhos, além da amizade.
- Aos demais integrantes e amigos do laboratório de Ictioparasitologia, Janaina, Priscilla, Ana Paula I, Ana Paula II, Letícia, Bruno, Michelle, Fabrício, Rodrigo e Flávia que, de alguma forma, contribuíram para meu crescimento.
- Aos Doutores Cláudia Maris, Márcio Hipólito, Maria José Ranzani-Paiva, Ana Carolina Lacerda, Fábio Yamada, Luiza Lopes, Adriana Saciotto, Patrícia Teixeira e Fernanda França pela amizade e apoio ao longo destes anos de doutorado.
- Aos Doutores Leandro Portz e Maurício Laterça pelas conversas esclarecedoras durante o desenvolvimento de parcerias de trabalho.
- Ao amigo veterinário Renato Leite Leonardo pelos trabalhos em parceria.
- À cidade de Maringá por me acolher e me mostrar uma capacidade de adaptação que eu não conhecia.

*"Afinal de contas, o que é um cientista?
É um curioso que espia pelo buraco da fechadura,
a fechadura da natureza, na tentativa de saber
o que está acontecendo."*

(Jacques Cousteau)

Esta tese está dividida em Introdução Geral e Revisão Bibliográfica que seguem as normas da ABNT (<http://www.bce.uem.br/nupelia/RefABNT.pdf>), desenvolvimento escrito na forma de dois artigos científicos. O primeiro intitulado "Identificação de agentes potencialmente patogênicos protozoários e metazoários de três espécies de peixes ornamentais nativos do Brasil" segue as normas da revista científica Memórias do Instituto Oswaldo Cruz (<http://memorias.ioc.fiocruz.br/instructions-to-authors>) e o segundo intitulado "Avaliação da eficácia de dois métodos de controle de protozoários cutâneos em peixes ornamentais brasileiros" segue as normas da revista científica Veterinary Parasitology (<http://www.elsevier.com/journals/veterinary-parasitology/0304-4017/guide-for-authors>) e as considerações finais, também segundo as normas da ABNT..

Parasitofauna de ciclídeos ornamentais brasileiros oriundos de ambientes natural e de cativeiro

RESUMO

Os peixes são os vertebrados mais parasitados, devido à sua longa história evolutiva. Além disso, as características do ambiente aquático facilitam a propagação, reprodução e complementação do ciclo de vida dos parasitos, gerando índices elevados de infestação nos peixes. A composição da parasitofauna dos peixes depende de fatores relacionados ao ambiente (qualidade da água, alterações do pH, concentração de amônia, disponibilidade de oxigênio dissolvido, variações na temperatura, níveis da água e efeitos da sazonalidade); ao hospedeiro (habitat, comportamento alimentar, fisiologia, idade, sexo e imunologia); ao parasito (disponibilidade de larvas infectantes e de hospedeiros intermediários e/ou definitivo) e à história evolutiva da relação entre o peixe e seu parasito. E, quando um ou mais destes fatores se desequilibram, ocorre enfermidade dos hospedeiros. Porém, em exposições repentinas, como ocorre nas situações de introdução de espécies de parasitos em um ambiente, onde a história evolutiva entre parasito e hospedeiro é curta ou inexistente, as patologias surgem com expressões mais severas. Estas características são de suma importância para o desenvolvimento de atividades aquícolas com finalidade comercial. A piscicultura ornamental é um dos ramos mais lucrativos da produção mundial de peixes, que compreende tanto peixes criados em fazendas especializadas como também peixes provenientes da pesca extrativista. A ictiofauna brasileira apresenta peixes de formato e coloração bastante apreciados pelo mercado tanto nacional quanto internacional, como é o caso de *Astronotus ocellatus* (Aparari), *A. crassipinnis* (Aparari), *Pterophyllum scalare* (Acará-bandeira) e *Symphysodon aequifasciatus* (Acará-disco), que são, intensamente pescados, mas também são criados em escala comercial devido à existência de pacotes tecnológicos especializados. Entretanto, a questão sanitária envolvendo estes animais não é bem elucidada, existindo lacuna de conhecimento sobre os parasitos que acometem estas espécies tanto em ambiente natural, quanto em criatório, tampouco há conhecimento sobre formas de controle de possíveis patógenos que os acometem. Portanto, objetivou-se com este trabalho de tese o conhecimento sobre a parasitofauna dos peixes ornamentais brasileiros *A. crassipinnis*, *A. ocellatus*, *P. scalare* e *S. aequifasciatus* assim como estabelecer a eficácia de duas possíveis formas de controle de infestações parasitárias nestas espécies.

Palavras-chave: *Astronotus crassipinnis*, *Astronotus ocellatus*, *Pterophyllum scalare*, *Symphysodon aequifasciatus*, parasitos, tratamento.

Parasite fauna of Brazilian ornamental ciclides coming from the natural environment and from captivity

ABSTRACT

Fishes are the most infected vertebrates due to their long evolutionary history. Moreover, the characteristics of the aquatic environment facilitate the propagation, the reproduction and the complementation of the parasites life cycle, generating high infestation rates in fishes. The composition of the fish parasite fauna depends on factors related to the environment (water quality, pH changes, ammonia concentrations, dissolved oxygen available, variations in temperature, water levels and seasonal effects), to the host (habitat, eating behavior, physiology, age, sex and immunology), to the parasite (availability of infective larvae and intermediate and / or definitive hosts) and the co-evolutionary history between fish and their parasites. And when one or more of these factors unbalance, illness occurs on the hosts. But in sudden exposures, as it occurs in cases of introduction of parasite species to an environment where the evolutionary history between parasite and host is short or non-existent, pathologies arise on most severe expressions. These biological characteristics are of prime importance for the development of aquaculture activities with commercial purposes. The ornamental fish farming is one of the most lucrative branches of world fish production, comprising both fishes raised on specialized farms and fishes from the extractive fishing. The Brazilian ichthyofauna has fish shape and coloration much appreciated by both national and international market as is the case of *Astronotus ocellatus* (Apariari), *A. crassipinnis* (Apariari), *Pterophyllum scalare* (Acará-bandeira) and *Symphysodon aequifasciatus* (Acará-disco) which are heavily fished, but are also bred on a commercial scale due to the existence of specialized technological packages. However, the sanitary issue involving these animals is not quite elucidated, existing a knowledge gap on the parasites that affect these species both in natural environment and in breeding; there is also no knowledge about the ways of controlling the pathogens that affect the environment in captivity. The objective of this thesis was to increase the knowledge about the parasite fauna of Brazilian ornamental fish species *A. crassipinnis*, *A. ocellatus*, *P. scalare* and *S. aequifasciatus*, as well as possible forms to control parasitic infestations on these fish.

Keywords: *Astronotus crassipinnis*, *Astronotus ocellatus*, *Pterophyllum scalare*, *Symphysodon aequifasciatus*, parasites, treatment.

Sumário

| | | |
|-------|---|-----|
| 1 | INTRODUÇÃO GERAL | 10 |
| 1.1 | REFERÊNCIAS..... | 14 |
| 2 | REVISÃO BIBLIOGRÁFICA | 19 |
| 2.1 | REFERÊNCIAS..... | 24 |
| 3 | PROTOZOÁRIOS E METAZOÁRIOS POTENCIALMENTE PATOGÊNICOS EM QUATRO ESPÉCIES DE CICLÍDEOS ORNAMENTAIS NATIVOS DO BRASIL - <i>ASTRONOTUS CRASSIPINNIS</i> (HECKEL, 1840); <i>ASTRONOTUS OCELLATUS</i> (AGASSIZ, 1831); <i>PTEROPHYLLUM SCALARE</i> (SCHULTZE, 1823) E <i>SYMPHYSODON AEQUIFASCIATUS</i> PELEGRIN 1904..... | 28 |
| 3.1 | INTRODUÇÃO | 30 |
| 3.2 | MATERIAL E METODOLOGIA..... | 33 |
| 3.2.1 | Coleta de peixes em ambiente natural | 33 |
| 3.2.2 | Coleta de peixes em criatório | 34 |
| 3.2.3 | Pesquisa de protozoários | 35 |
| 3.2.4 | Pesquisa de metazoários | 37 |
| 3.3 | RESULTADOS | 38 |
| 3.3.1 | Pesquisa de protozoários ectoparasitos..... | 39 |
| 3.3.2 | Pesquisa de metazoários parasitos..... | 40 |
| 3.4 | DISCUSSÃO | 42 |
| 4 | EFICÁCIA DE DOIS MÉTODOS DE CONTROLE DE PROTOZOÁRIOS CUTÂNEOS EM PEIXES ORNAMENTAIS BRASILEIROS | 69 |
| 4.1 | INTRODUÇÃO | 70 |
| 4.2 | MATERIAL E METODOLOGIA:..... | 75 |
| 4.2.1 | Aquisição e aclimação dos peixes | 75 |
| 4.2.2 | Delineamento Experimental | 77 |
| 4.2.3 | Momento Zero | 78 |
| 4.2.4 | Tratamento 1..... | 79 |
| 4.2.5 | Tratamento 2..... | 79 |
| 4.2.6 | Avaliação dos parâmetros parasitológicos | 80 |
| 4.2.7 | Destinação dos materiais utilizados..... | 81 |
| 4.3 | RESULTADOS: | 81 |
| 4.3.1 | Qualidade da água | 81 |
| 4.3.2 | Avaliação parasitológica..... | 83 |
| 4.3.3 | Morbidez e Mortalidade | 92 |
| 4.3.4 | Eficácia dos tratamentos | 93 |
| 4.4 | DISCUSSÃO: | 95 |
| 4.5 | CONCLUSÃO | 101 |

| | | |
|---|----------------------------|-----|
| 5 | CONSIDERAÇÕES FINAIS | 111 |
|---|----------------------------|-----|

1 INTRODUÇÃO GERAL

A Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação (Food and Agriculture Organization -FAO) define a aquicultura como toda a criação de organismos aquáticos. Atividade esta que se desenvolve a cada ano, pois representa uma alternativa de produção de alimentos para a crescente população humana mundial, Também a produção de peixes, com finalidades esportivas e de ornamentação faz parte da aquicultura (NOTTINGHAM; RAMOS, 2006).

A aquicultura pode ser classificada conforme as estratégias de desenvolvimento da atividade. Ela pode ser industrial, quando existem empresas financiando a atividade, e onde, na maioria das vezes, o produto aquícola é processado e exportado, ou pode ser classificada como rural, quando envolve pequenos empreendimentos, geralmente para subsistência da família do aquicultor ou para comércio do produto em seu estado bruto (ARANA, 2004). No entanto, por ser uma atividade emergente, requer grandes esforços científicos e desenvolvimentos tecnológicos para sua melhor viabilidade (PORTZ et al., 2013).

Os organismos aquáticos mais utilizados para a criação são peixes, moluscos, crustáceos, anfíbios e plantas aquáticas (ARANA, 2004). E, para o melhor desenvolvimento destes, a qualidade da água para criação deve ser ótima. Para que o organismo cultivado não sofra muitos danos eminentes a uma criação com altas densidades, um conjunto de fatores físicos e químicos deve ser observado constantemente, respeitando-se as variabilidades inter-específicas (SCORVO FILHO, 2000; ARANA, 2004; MARTINS, 2004).

A piscicultura teve início quando o homem retirou peixes de seu habitat natural e transferiu-os à um ambiente controlado, o que já era exercido pelos romanos e pelos egípcios. Há registros deste último povo transportando tilápias para tanques ornamentais dois mil anos antes de Cristo. Porém, a piscicultura como atividade zootécnica só foi desenvolvida na China em 475 a.C. (PROENÇA; BITTENCOURT, 1994).

No Brasil a piscicultura surgiu com a invasão holandesa no nordeste, e era praticada de forma rudimentar (BORGHETTI et al., 2003). Já a piscicultura ornamental, datada da década de 1920, quando um imigrante japonês introduziu aproximadamente 50 espécies de peixes asiáticos para criação (REZENDE, 2010). Hoje a piscicultura é desenvolvida de forma controlada, tanto com organismos nativos quanto com

introduzidos (BORGHETTI et al., 2003), e, além de atividade econômica, é também considerada uma forma de conservação da natureza (GARUTTI, 2003).

A comercialização de animais vivos pela indústria da aquariorfilia está em expansão ao redor do mundo, e atualmente milhares de pessoas adotam esta atividade como lazer (REYNOSO et al., 2012). O cultivo de peixes ornamentais, assim como a produção extrativista, abastece um enorme mercado consumidor mundial (LIMA et al., 2001; ZUANON et al., 2011). Segundo LIMA et al. (2001) a piscicultura ornamental está em plena expansão, cresce anualmente e apresenta índices superiores aos demonstrados pelo crescimento médio da aquicultura de corte, muito acima dos apresentados para a pesca extrativista. Contudo, a aquicultura ornamental é uma atividade que funciona de forma interligada entre a produção e o extrativismo de peixes (ZUANON et al., 2011).

A América do Sul possui grande diversidade de peixes com potencial ornamental, mas, porém, apenas a bacia amazônica é fortemente explorada para esta finalidade (PELICICE; AGOSTINHO, 2005). Grande parte dos peixes ornamentais comercializados ainda é proveniente do extrativismo e destinado à exportação, entretanto, a cada dia as restrições para captura tornam-se mais rigorosas, favorecendo o crescimento de criações comerciais (TLUSTY, 2002; PELICICE; AGOSTINHO, 2005; ZUANON et al., 2011). Além do aspecto legal, os estoques nativos são finitos e já mostram sinais de diminuição (LIVENGOOD; CHAPMAN, 2011). Na Amazônia, onde o extrativismo é intenso, das 2.500 espécies existentes na bacia, 1.300 possuem potencial ornamental, porém apenas 700 espécies podem ser legalmente exploradas (IBAMA, 2014).

Três dos peixes mais capturados e comercializados da bacia amazônica são os ciclídeos Acará disco ou Peixe-disco, *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin 1904, Acará bandeira ou Peixe-anjo, *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823) e o Oscar ou Apaiari, *Astronotus ocellatus* (Agassiz, 1831) (LIMA et al., 2001). Entretanto, atualmente há pacotes tecnológicos para a produção destes peixes em escala comercial (MORAIS, 2005; SILVA, 2010; CHELLAPPA et al., 2010). Segundo COLATRELLI et al. (2012) a espécie *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840) também é fortemente criada comercialmente, porém muitas vezes classificada erroneamente como *A. ocellatus* devido a enormes semelhanças entre as espécies.

No entanto, independente da espécie de peixe criada, existem fatores físicos, químicos e biológicos que podem ocasionar estresse nos animais propiciando o

desenvolvimento de doenças parasitárias (VAL et al., 2004; BALDISSEROTTO, 2009). De modo geral, as patologias e os surtos epizooticos causados por agentes parasitários ocorrem majoritariamente em animais confinados, onde o equilíbrio entre hospedeiro e patógeno é alterado devido a manejos inadequados, altas densidades entre outros fatores que geram estresse aos animais diminuindo sua imunidade (MARTINS, 2004; PAVANELLI et al., 2008; PORTZ et al., 2013).

Hoje, os diagnósticos em peixes são realizados através do envio de animais moribundos ou recentemente mortos para laboratório especializado onde são feitas as coletas e observações necessárias (NOGA, 2010). Em grandes plantéis, de peixes de corte, o sacrifício amostral para acompanhamento sanitário é a prática mais adequada, já que, devido à carência de material bibliográfico de apoio para identificação, a avaliação clínica de peixes, no que se refere a parasitos, torna-se prejudicada (NOGA, 2010).

Todos os organismos animais podem relacionar-se entre si, porém, a relação de parasitismo desempenhada principalmente por metazoários e protozoários junto aos animais de cativeiro, acarretam problemas que podem levar ao baixo desempenho do hospedeiro (PAVANELLI et al., 2008) e, no caso dos peixes ornamentais, podem diminuir sua atratividade (PORTZ et al., 2013).

Os protozoários, constituem-se de organismos unicelulares cujas funções vitais são exercidas por organelas especializadas, sendo que a forma e a localização das organelas propiciam a identificação taxonômica destes organismos (GOMES, 2009). Os protozoários parasitos de peixes encontram-se, principalmente na superfície corporal, e possuem reprodução assexuada, o que promove rápida proliferação (EIRAS, 1994). A rápida proliferação e alimentação constante destes parasitos pode provocar estresse no peixe hospedeiro e conseqüentemente o surgimento de doença parasitária (MARTINS, 2004; PAVANELLI et al., 2008).

Parasitos internos também podem acometer os peixes, dentre eles os principais são os helmintos, que apresentam interesse sócio-econômico, pela alta prevalência em animais domésticos e selvagens; são os nematóides, acantocéfalos, cestóides, trematóides e mononéticos (PAVANELLI et al., 2008). A patologia desenvolvida pelos parasitos depende do órgão afetado, de seus mecanismos de ação, da intensidade do parasitismo e da contaminação bacteriana secundária (PAVANELLI et al., 2008; NOGA, 2010). Desse modo, a simples presença de alguns parasitos, não indica que os hospedeiros estão sanitariamente prejudicados.

Estes parasitos agem sob vários mecanismos, como obstrução, compressão, traumatismo, espoliação e liberação enzimática, resultando em menor absorção e digestão de nutrientes, interferência no fluxo dos alimentos, lesões teciduais, perda de sangue e proteínas e obstrução da passagem de ar, alterando as funções orgânicas do hospedeiro (WOO, 2006; NOGA, 2010).

O parasitismo em peixes produzidos comercialmente causa prejuízos, com isto, métodos de combate começaram a ser estudados e avaliados (PORTZ et al., 2013). Segundo REINEMEYER e COURTNEY (2001), devido à sua natureza macroscópica, os helmintos estiveram entre os primeiros organismos infectantes para os quais as invenções terapêuticas foram tentadas. Os antropólogos comprovaram que muitas culturas primitivas identificavam parasitos internos e empregavam ervas e outros remédios naturais para expeli-los dos pacientes humanos e animais. O controle de helmintos baseia-se, quase que totalmente, na utilização dos anti-helmínticos. A finalidade do tratamento é limitar a eliminação de ovos e larvas nas fezes e, conseqüentemente, reduzir o número de estágios infectantes no meio onde vivem os hospedeiros (ALMEIDA; AYRES, 2011). Foi na década de 60 que surgiram novos processos no desenvolvimento de medicamentos anti-helmínticos, permitindo avanço no tratamento das helmintoses.

Na pecuária mundial os ectoparasitos são a causa dos maiores problemas, fato este que levou ao desenvolvimento de drogas para o combate de ectoparasitos. Para este combate, a indústria farmacêutica veterinária tomou por base substâncias usadas inicialmente como inseticidas e as transformou em ectoparasiticidas (SARTOR; BICUDO, 2011). Não diferente da pecuária, em produções piscícolas, os ectoparasitos causam enormes prejuízos (PAVANELLI et al. 2008; NOGA, 2010), por isso, hoje, encontram-se facilmente para a piscicultura indicações destes produtos, porém, em doses previamente estabelecidas para peixes (VIANA, 2003; BASSLEER, 2011).

Atualmente diversos medicamentos indicados para combater parasitoses em animais de produção são comumente extrapolados para uso na piscicultura, porém de maneira desordenada, diminuindo sua eficiência. Porém, o emprego ordenado e consciente de tratamentos em peixes ornamentais vem aumentando devido à proximidade destes com o homem. Contudo, devido à diversidade apresentada pela piscicultura, os tratamentos estão sujeitos a generalizações (SMITH et al., 2010), e, mediante a estes fatos, estudos sobre biologia parasitária, patogenia e tratamento de parasitoses em peixes devem ser realizados.

Mediante estas informações, este trabalho de tese dividido em duas etapas em forma de artigos. Na primeira etapa, intitulada, "Identificação de agentes potencialmente patogênicos protozoários e metazoários em três espécies de peixes ornamentais nativos do Brasil" objetivou-se conhecer a ictioparasitofauna de quatro espécies de peixes ornamentais endêmicos da América do Sul, provenientes de ambiente natural e de criatório, a fim de comprovar as hipóteses de que 1) a fauna endoparasitária é diferente nos dois ambientes, mesmo em se tratando dos mesmos hospedeiros e 2) os ectoparasitos presentes em ambiente natural são semelhantes aos encontrados em cativeiro, provavelmente por serem transportados, junto aos peixes, para os locais de comercialização. Em uma segunda etapa, intitulada "Eficácia de dois métodos de controle de protozoários cutâneos em peixes ornamentais brasileiros", foi verificada a eficácia de dois tratamentos de controle para ectoparasitos previamente descritos em bibliografia (VIANA, 2003; BASSLER, 2011). Porém estes nunca foram testado em peixes ornamentais brasileiros, e avaliar a hipótese de que os tratamentos são eficazes para o controle de ectoparasitos que acometem *A. crassipinnis*, *P. scalare* e *S. aequifasciatus*.

1.1 REFERÊNCIAS

ALMEIDA, M.A.; AYRES, M.C. Considerações gerais sobre anti-helmínticos. In: SPINOSA, H.S.; GÓRNIK, S.L.; BERNARDI, M.M. (Ed). **Farmacologia Aplicada à Medicina Veterinária**. São Paulo: 5 ed. Editora Guanabara, 2011. cap 43, p 437-443.

ARANA, L.V. **Fundamentos de Aquicultura**. Florianópolis: Editora UFSC, 2004. 348p.

BALDISSEROTTO, B. **Fisiologia de peixes aplicada a piscicultura**. Santa Maria: Editora UFSM, 2009. 350p.

BASSLER, G. **Guia Prático de Doenças de Peixes ornamentais tropicais e de lagos (e de camarões ornamentais)**. Westmeerbeek: Editora Bassler, 2011. 104p.

BORGHETTI, N.R.B.; OSTRENSKY, A.; BORGHETTI, J.R. **Aquicultura: uma visão geral sobre a produção de organismos aquáticos no Brasil e no Mundo**. Curitiba: Editora Fundação Biblioteca Nacional, 2003. 128p.

CHELLAPPA, S.; YAMAMOTO, M.E.; CACHO, M.S.R.F. Biologia, comportamento e reprodução do peixe ornamental acará-bandeira (*Pterophyllum scalare*) In: BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L. C. **Espécies nativas para piscicultura no Brasil** Santa Maria: Editora UFSM, 2010. cap18, p: 477 - 488.

COLATRELI, O.P.; MELICIANO, N.V.; TOFFOLI, D.; FARIAS, I.P.; HRBEK, T. Deep phylogenetic divergence and lack of taxonomic concordance in species of *Astronotus* (Cichlidae). **International Journal Evolutionary of Biology**, v. 2012, n.2012, p. 1-8. 2012.

EIRAS, J.C. **Elementos de ictioparasitologia**. Porto. Editora Universidade do Porto, 1994. 324p.

GARUTTI, V. **Piscicultura ecológica**. São Paulo: Editora UNESP, 2003. 276p.

GOMES, C.F.L. Protozoologia. In: NEVES, D.P. **Parasitologia Dinâmica**. São Paulo Atheneu, 2009. cap 11. p -55-77.

IBAMA. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. Disponível em: <http://www.ibama.gov.br/areas-tematicas-recursos-pesqueiros/listas-de-especies-de-peixes-permitidas-aguas-continentais>. Acesso em 05 de Janeiro de 2014

LIMA, A.O.; BERNARDINO, G.; PROENÇA, C.E.M. Agronegócio de peixes ornamentais no Brasil e no mundo. **Panorama da Aquicultura**. São Paulo. Maio/Junho 2001, p. 14-24.

LIVENGOOD, E.J.; CHAPMAN, F.A. **The Ornamental fish trade: an introduction with perspectives for responsible aquarium fish owner ship**. Flórida: Department of Fisheries and Aquatic Sciences, 2011, Apostila, 8p.

MARTINS, M.L. Manejo sanitário na Piscicultura. In: RANZANI-PAIVA, M.J.; TAKEMOTO, R.M. e LIZAMA, M.A.P. **Sanidade de Organismos Aquáticos**. São Paulo: Editora Varela, 2004. cap 15, p 323 -332.

MORAIS, F.B. **Sistema intensivo de incubação e manejo de cria de Acará Disco, *Symphysodon* spp.** Recife, 2005. 60 F., il. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) -

Departamento de Pesca e Aquicultura, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2005.

MORAVEC, F. **Nematode of Freshwater Fishes of the Neotropical Region**. Branisovka: Editora Fundação de Ciências Acadêmicas da Republica Tcheca, 1998. 464p.

NOGA, E.J. **Fish Disease Diagnosis and Treatment**. Iwoa: Editora Wiley-Blackwell, 2010. 538p.

NOTTINGHAM, M.C.; RAMOS, H.A.C. **Exploração de peixes ornamentais no Brasil com ênfase sobre a introdução de espécies exóticas**. Brasília: IBAMA -MMA. 2006, Apostila, 26p.

PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M. **Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento**. Maringá: Editora EDUEM, 2008. 305p.

PELICICE, F.M.; AGOSTINHO, A.A. Perspectives on ornamental fisheries in the upper Paraná river floodplain, Brazil. **Fisheries Research**. v. 72, p. 109–119, 2005.

PORTZ, L.; ANTONUCCI, A.M.; UEDA, B.H.; DOTTA, G.; GUIDELLI, G.; ROUMBEDAKIS, K.; MARTINS, M.L.; CARNIEL, M.K.; TAVECHIO, W.L.G. Parasitos de peixes de cultivo e ornamentais. In: PAVANELLI, G.C.; TAKEMOTO, R.M.; EIRAS, J.C. **Parasitologia: peixes de água doce do Brasil**. Maringá: EDUEM, 2013. cap 5, p 85-114.

PROENÇA, C.E.M.; BITTENCOURT, P.R. **Manual de piscicultura tropical**. Brasília: Editora IBAMA, 1994. 196p.

REINEMEYER, C.R.; COURTNEY, C.H. Quimioterapia das doenças parasitárias. In: JONES, L.M., **Farmacologia e Terapêutica em Veterinária**. Rio de Janeiro: Editora Koogan, 2001. 1000p.

REYNOSO, F.L.; CASTAÑEDA-CHÁVEZ, M.; ZAMORA-CASTRO, J.E.; HERNÁNDEZ-ZARATE, G.; RAMÍREZ-BARRAGÁN, M.A. e SÓLIS- MORÁN, E. La acuariofilia de especies ornamentales marinas: um mercado de retos y oportunidades. **Latin American Journal of Aquatic Research**. 2012, v. 40, n.1, p. 12-21.

REZENDE, F.P. **Intensificação da coloração de peixes ornamentais com o uso de rações enriquecidas com pigmentos naturais**. Viçosa, 2010. 128F. il., Tese (Doutorado em Zootecnia) - Departamento de Zootecnia, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2010.

SARTOR, I.F.; BICUDO, P.L. Agentes empregados no controle de ectoparasitas. In: SPINOSA, H.S.; GÓRNIK, S.L.; BERNARDI, M.M. **Farmacologia Aplicada à Medicina Veterinária**. São Paulo: 5 ed. Editora Guanabara, 2011. cap 47. p 480 - 492.

SCORVO FILHO, J.D. **Panorama da Aqüicultura Nacional**. Disponível em: <http://www.pesca.sp.gov.br/textos.php>. Acesso em 2000.

SILVA, J.W.B Biologia e cultivo do Apaiari (*Astronotus ocellatus* Cuvier, 1829) Swainson, 1839. In: BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L.C. **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: UFSM, 2010. cap 16. p: 429 - 457.

SMITH, P.R.; BRETON, A.L.; HORSBERG, T.E.; CORSIN, F. Orientações para o uso de antimicrobianos em aquicultura. In: GUARDABASSI, L.; JENSEN, L.B.; KRUSE, H. **Guia de Antimicrobianos em Veterinária**. Tradução Agueda Castagna de Vargas. Porto Alegre: Editora Artmed, 2010. cap 12, p 250 -262.

TLUSTY, M..The benefits and risks of aquacultural production for the aquarium trade. **Aquaculture**. v. 205, p. 203– 219, 2002.

VAL,A.L; PAULA DA SILVA, M.N.; ALMEIDA-VAL, V.M.F. Estresse em peixes: ajustes fisiológicos e distúrbios orgânicos. In: RANZANI-PAIVA, M.J.; TAKEMOTO, R.M.; LIZAMA, M.A.P. **Sanidade de Organismos Aquáticos**. São Paulo: Editora Varela, 2004. cap. 3, p 75 – 88.

VIANA, F.A.B. **Guia Terapêutico Veterinário**. Sete Lagoas: Editora CEM, 2003. 324p.

WOO, P.T.K. **Fish disease and disorders: protozoan and metazoan infections**. Cambridge. 2°ed. Editora CABI. 2006. 775p.

ZAR, J. H. **Biostatistical analysis**. New Jersey. 5° ed. Editora Prentice-Hall, Englewood Cliffs. 2010. 499p.

ZUANON, J.A.S.; SALARO, A.L.; FURUYA, W.M. Produção e nutrição de peixes ornamentais. **Revista Brasileira de Zootecnia** v. 40 (Suplemento especial), p. 165-174, 2011.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Os peixes são os vertebrados mais parasitados devido sua longa história evolutiva. As características do ambiente aquático facilitam a propagação, reprodução e complementação do ciclo de vida dos parasitos, gerando índices elevados de infestação/infecção nos peixes (MALTA, 1984). Os parasitos podem influenciar a reprodução, o comportamento e padrões de migração dos hospedeiros, e podem ainda atuar na regulação das populações ictiológicas (BARBER, 2007). Por este motivo, o estudo da parasitofauna de peixes em ambiente natural é importante, pois permite levantar conhecimentos acerca dos fenômenos, patológicos ou não, que acometem os organismos aquáticos, permitindo também o conhecimento da biologia dos hospedeiros (AZEVEDO et al., 2007; BARBER, 2007).

A composição da parasitofauna dos peixes depende de fatores relacionados ao ambiente (qualidade da água, alterações do pH, concentração de amônia, disponibilidade de oxigênio dissolvido, variações na temperatura, níveis da água e efeitos da sazonalidade); ao hospedeiro (habitat, comportamento alimentar, fisiologia, idade, sexo e imunologia); ao parasito (disponibilidade de larvas infectantes e de hospedeiros intermediários e/ou definitivo) e à história evolutiva da relação entre o peixe e seu parasito (POULIN; CRIBB, 2002; TAKEMOTO et al., 2004). Quando um ou mais destes fatores se desequilibram, ocorre enfermidade dos hospedeiros (PAVANELLI et al., 2008). Porém em exposições repentinas, como ocorre nas situações de introdução de espécies de parasitos à um ambiente, onde a história evolutiva entre parasito e hospedeiro é curta ou inexistente, as patologias surgem com expressões mais severas (DOVE; O'DONOGUE, 2005; GALLI et al., 2007)

A infestação\infecção parasitária em peixes está diretamente envolvida com o desenvolvimento, com a ecologia e com a cadeia alimentar de seu hospedeiro. Este pode ser contaminado tanto pela própria água quanto pelo alimento, ingerindo a forma parasitária encistada presente no substrato ou no corpo de um hospedeiro intermediário (POULIN; CRIBB, 2002). Segundo os mesmos autores, alterações no comportamento e hábito alimentar, devido ao aumento do tamanho do peixe, influenciam a diversidade de parasitos. Peixes maiores tendem a ter aumento na incidência e intensidade de infecção, já que possuem maior área corporal para o estabelecimento do parasito e têm aumento na quantidade de alimento consumido e na diversidade de suas presas, que por sua vez podem ser hospedeiros intermediários de muitos parasitos (ESCH, 1988).

Entretanto existem os parasitos monoxênicos, o qual necessita de apenas um hospedeiro para sobreviverem, mesmo que mantenham uma fase de vida livre-natante, como é o caso de alguns protozoários parasitos (CARVALHO-VARELA, 2005). Estes são organismos unicelulares cujas funções vitais são exercidas por organelas especializadas, sendo que a forma e a localização destas organelas propiciam a identificação taxonômica destes organismos (GOMES, 2009). Os protozoários parasitos de peixes encontram-se, principalmente na superfície corporal e brânquias, possuem reprodução assexuada, o que promove rápida proliferação (EIRAS, 1994). A rápida proliferação e alimentação constante destes parasitos podem provocar estresse no peixe hospedeiro e conseqüentemente o surgimento de doença parasitária (MARTINS, 2004; PAVANELLI et al., 2008).

Além dos protozoários, os peixes são comumente parasitados por metazoários que se fixam tanto na parte externa do organismo, os ectoparasitos, quanto na parte interna, os endoparasitos (PAVANELLI et al., 2008). Os monogenéticos são ectoparasitos monoxênicos que estão geralmente presentes nas brânquias, mas também podem se fixar na pele, nadadeiras, narinas e inclusive, algumas espécies já foram descritas parasitando órgãos internos como bexiga natatória e estômago. Pode-se destacar que os monogenéticos são parasitos bastante específicos quanto aos hospedeiros e que em altas infestações provocam danos respiratórios aos peixes, podendo levar os animais acometidos à morte (TAKEMOTO et al., 2013).

Em relação aos digenéticos, são parasitos geralmente hermafroditas incompletos, que possuem ciclo de vida heteroxeno, e podem utilizar dois ou mais hospedeiros para se desenvolver. Estes parasitos geralmente são encontrados na forma larval em peixes, sendo este estágio de vida mais patogênico que o estágio adulto devido às migrações e\ou à formação de cistos ocasionadas pelas larvas. Os digenéticos podem ser considerados endoparasitos quando adultos ou quando encistados em musculatura e vísceras, mas também é frequente a visualização de metacercárias na superfície corporal (KOHN et al., 2013).

Os cestóides também são parasitos hermafroditos heteroxenos, sendo que os adultos encontram-se no intestino e as larvas encistadas em vísceras e mesentério. São endoparasitos obrigatórios e podem provocar danos aos hospedeiros dependendo da espécie de cestóide envolvido, já que algumas possuem escólex perfurante. A quantidade de parasitos envolvidos na infecção é fator essencial para a instalação da doença provocada por cestóides (PAVANELLI et al., 2013).

Como os cestóides, os acantocéfalos são endoparasitos obrigatórios encontrados no intestino quando adultos. Estes possuem probóscide recoberta por ganchos, o que torna este grupo mais patogênico que os demais. São de ciclo de vida heteroxeno podendo fazer de peixes hospedeiros definitivos ou intermediários. O Filo Acanthocephala apresenta indivíduos machos e fêmeas que fazem reprodução sexuada (SANTOS et al., 2013).

Outros endoparasitos obrigatórios, são algumas espécies de nematóides, que geralmente são encontrados no lúmen do trato gastrintestinal dos hospedeiros. A grande maioria dos nematóides apresenta ciclo heteroxeno podendo os peixes servirem, além de hospedeiros definitivos, de hospedeiros intermediários ou paratênicos, pois as larvas podem se encistar em vísceras, mesentério ou musculatura (MORAVEC, 2000). Os indivíduos machos e fêmeas adultos que estão no trato gastrintestinal dos hospedeiros fazem reprodução sexuada e os ovos são lançados diretamente no lúmen das vísceras, alcançando o meio externo juntamente com as fezes dos peixes (MORAVEC, 1998).

Quanto aos crustáceos parasitos de peixes, sabe-se que compreendem um grupo grande e bastante diversificado de organismos completamente adaptados à vida parasitária. São animais de ciclo monoxeno e altamente patogênicos devido às suas estruturas abrasivas de fixação e de obtenção de alimento. São ectoparasitos, apesar de alguns organismos se instalarem em orifícios dos peixes (LIMA et al., 2013), ocasionando estresse agudo e lesões que podem servir de porta de entrada para outros patógenos. Alguns crustáceos podem inclusive ser vetor de doenças virais e bacterianas e até mesmo fonte de infecção para outros parasitos como os nematóides (CARVALHO-VARELA, 2005)

Um grupo de parasitos pouco registrado em peixes são os pentastomídeos. Estes são conhecidos parasitos de trato respiratório de répteis e utilizam os peixes como hospedeiros intermediários. Seus ovos são lançados no ambiente pelas fezes ou até mesmo pelo espirro dos répteis, sendo posteriormente ingeridos pelos peixes. As larvas, ao se desenvolverem, migram para a cavidade celomática e bexiga natatória, onde permanecem até o peixe ser predado por um hospedeiro definitivo para o pentastomídeo. A patogenicidade destes parasitos é bastante discutível dependendo das espécies de peixes e pentastomídeos observadas, além da quantidade de larvas e sítio de infecção no hospedeiro intermediário (LIZAMA et al., 2013).

No entanto, independente da atividade aquícola praticada, extrativista ou de cultivo, fatores físicos e químicos como transporte e qualidade de água podem ocasionar

estresse nos peixes, propiciando a manifestação de agentes biológicos (VAL et al., 2004; BALDISSEROTTO, 2009), que, em relação aos parasitos, promovem doença parasitária (WOO, 2006; PAVANELLI et al., 2008; NOGA, 2010). De modo geral, as patologias e os surtos epizoóticos causados por agentes parasitários ocorrem majoritariamente em animais confinados, onde o equilíbrio entre hospedeiro e patógeno foi alterado devido a manejos inadequados, altas densidades, entre outros fatores que também geram estresse aos animais diminuindo sua imunidade (MARTINS, 2004; PAVANELLI et al., 2008; PORTZ et al., 2013). Entretanto, a observação de doença parasitária é dificultada em ambiente natural pois, os animais mais debilitados são facilmente predados (PAVANELLI et al., 2008).

Uma das principais características para agregação de valor aos peixes ornamentais é a atratividade de suas cores, inclusive, este é o alvo de muitos comerciantes e criadores, que investem em tecnologias para exacerbá-las (REZENDE et al., 2012). Porém, esta característica, pode ser comprometida, assim como o desempenho do peixe, devido a presença de protozoários cutâneos (PORTZ et al., 2013).

Alguns levantamentos já registraram protozoários parasitando peixes ornamentais no Brasil, como *Piscinoodinium pillulare* (Schäperclaus, 1954) Lom, 1981 e *Ichthyophythirius multifiliis* Fouquet, 1875, que foram relatado em peixes exóticos, comercializados normalmente em loja de aquarismo, como o kinguio, *Carassius auratus* Linnaeus, 1758, plati, *Xiphophorus maculatus* (Günther, 1866), e o espada, *Xiphophorus helleri* Heckel, 1848 (PIAZZA et al., 2006), e o peixe ornamental nativo neon cardinal *Paracheiroduon axelrodi*.(Schultz, 1956) de ambiente natural (TAVARES-DIAS et al., 2009). *Ichthyophythirius multifiliis* também foi registrado para peixes exóticos *Poecilia sphenops* Valenciennes, 1846 de lojas de aquarismo (PIAZZA et al., 2006) e para o nativo *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823) de ambiente natural (TAVARES-DIAS et al., 2010).

Já em relação aos protozoários *Trichodina*, estes foram relatados em *P. axelrodi* (TAVARES-DIAS et al., 2009) e para *P. scalare* (TAVARES-DIAS et al., 2010) ambos de ambiente natural. Posteriormente *Trichodina acuta* Lom, 1961, *Trichodina nobilis* Chen, 1963 foram registradas em *X. maculatus*, *X. helleri*, *C. auratus* e *Betta splendens* Regan, 1919; *T. nobilis* registrada em *Poecilia reticulata* Peters, 1859 e *Trichodina reticulata* Hirschmann e Partsch, 1955 parasitando *C. auratus*, todos provenientes de loja de aquarismo (MARTINS et al., 2010; MARTINS et al., 2012).

Ectoparasitos são de enorme importância econômica e sanitária para qualquer criação animal e devido a isto, a produção de fármacos para controle e eliminação destes é intensamente estudada. Muitos destes fármacos, entretanto, são baseados em substâncias praguicidas de uso agrícolas (SARTOR; BICUDO, 2011). Sendo assim, hoje, para piscicultura, não é difícil encontrar indicações destes produtos para controle de ectoparasitos (VIANA, 2003; BASSLEER, 2011).

Existe um mercado em expansão de produtos orgânicos para a aquicultura, competindo diretamente com os produtos alopáticos. Há também preocupação em comercializar produtos sem contaminações, especialmente no que diz respeito à piscicultura de corte. No que tange à piscicultura ornamental as principais preocupações relativas ao uso de produtos químicos são os potenciais riscos ao ambiente e os danos que esses produtos podem causar nos organismos e nos profissionais que os manuseiam. (PORTZ et al, 2013). Segundo estes autores, tanto produtos fitoterápicos, quanto produtos alopáticos ainda devem ser muito estudados para aplicação em empreendimentos aquícolas, não só na questão de dosagens, mas também no que se refere a formas de aplicação.

Atualmente diversos medicamentos indicados para combater parasitoses em animais de produção são comumente extrapolados para uso na piscicultura, entretanto, de maneira desordenada, diminuindo sua eficiência (SMITH et al., 2010) mas, o emprego ordenado e consciente de tratamentos em peixes ornamentais vem aumentando devido à proximidade destes com o homem e ao crescente interesse comercial. Contudo, segundo os autores, devido à grande diversidade apresentada pela piscicultura, os tratamentos estão sujeitos a generalizações. Mediante a estes fatos, estudos sobre biologia parasitária, patogenia e tratamento de parasitoses devem ser realizados

Contudo, muita ênfase é dada a procedimentos profiláticos e preventivos para o controle de agentes patogênicos e limitando as possibilidades de doenças infecciosas e parasitárias em qualquer que seja a produção de organismos aquáticos, pois, além de, não existirem atualmente formas legais de tratamento, estas também são bastante onerosas para a maioria das produções comerciais de organismos aquáticos.

2.1 REFERÊNCIAS

AZEVEDO, R.K.; ABDALLAH, V.D.; LUQUE, J.L. Ecologia da comunidade de metazoários parasitos do apaiarí *Astronotus ocellatus* (Cope, 1872) (Perciformes: Cichlidae) do Rio Guandu, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.16, n.1, p. 15-20, 2007.

BALDISSEROTTO, B. **Fisiologia de peixes aplicada a piscicultura**. Santa Maria: Editora UFSM, 2009. 350p.

BARBER, I. Parasites, behaviour and welfare in fish. **Applied Animal Behaviour Science**, 104 (2007): 251-264. 2007.

BASSLEER, G. **Guia Prático de Doenças de Peixes ornamentais tropicais e de lagos (e de camarões ornamentais)**. Westmeerbeek: Editora Bassleer, 2011. 104p.

CARVALHO-VARELA, M. **Parasitas e Parasitoses em Piscicultura**. Lisboa: Editora Ordem dos Médicos veterinários, 2005. 580p.

DOVE, A.D.M.; O'DONOGHUE, P.J. Trichodinids (Ciliophora: Trichodinidae) from native and exotic Australian freshwater fishes. **Acta Protozoologica**, 44: 51-60. 2005.

EIRAS, J.C. **Elementos de Ictioparasitologia**. Porto: Editora Universidade do Porto, 1994. 324p.

ESCH, G.W. Patterns in helminthes communities in freshwater fish in Great Britain: Alternative strategies for colonization. **Parasitology**, 96: 1-14. 1988.

GALLI, P.; STRONA, G.; BENZONI, F.; CROSA, G.; STEFANI, F. Monogenoids from freshwater fish in Italy, with comments on alien species. **Comparative Parasitology**, 74 (2): 264- 272. 2007.

GOMES, C.F.L. Protozoologia. In: NEVES, D.P. **Parasitologia Dinâmica**. São Paulo: Editora Atheneu, 2009. cap 11. p -55-77.

KOHN, A.; COHEN, S.C.; JUSTO, M.C.N.; FERNANDES, B.M.M. Digenea. In: PAVANELLI, G.C.; TAKEMOTO, R.M.; EIRAS, J.C. **Parasitologia: peixes de água doce do Brasil**. Maringá: Editora EDUEM, 2013. cap 16, p 301-316.

LIMA, F.S.; CASALI, G.P.; TAKEMOTO, R.M. Crustacea. In: PAVANELLI, G.C.; TAKEMOTO, R.M.; EIRAS, J.C.. **Parasitologia: peixes de água doce do Brasil**. Maringá: Editora EDUEM, 2013. cap 20, p 371 - 398.

LIZAMA, M.A.P.; MONKOLSKI, J.C.; CARNIEL, M.K.; COSTA, A.P.L. Mollusca, Hirudinea, Pentastomida e Acari parasitos de peixes. In: PAVANELLI, G.C.; TAKEMOTO, R.M.; EIRAS, J.C. **Parasitologia: peixes de água doce do Brasil**. Maringá: Editora EDUEM, 2013. cap 21, p 399 - 435.

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

MARTINS, M.L. Manejo sanitário na Piscicultura. In: RANZANI-PAIVA, M.J.; TAKEMOTO, R.M. e LIZAMA, M.A.P. **Sanidade de Organismos Aquáticos**. São Paulo: Varela, 2004. cap 15, p 323 -332.

MARTINS, M.L., MARCHIORI, N., NUNES, G., RODRIGUES, M.P. First record of *Trichodina heterodentata* (Ciliophora: Trichodinidae) from channel catfish, *Ictalurus punctatus* cultivated in Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, 70:637–644. 2010.

MARTINS, M.L., MARCHIORI, N., ROUMBEDAKIS, K., LAMI, F. *Trichodina nobilis* Chen, 1963 and *Trichodina reticulata* Hirschmann et Partsch, 1955 from ornamental freshwater fishes in Brazil. **Brazilian Journal Biology**. 72(2), 281-286. 2012.

MORAVEC, F. **Nematode of Freshwater Fishes of the Neotropical Region**. Branisovka: Editora Fundação de Ciências Acadêmicas da Republica Tcheca, 1998. 464p.

MORAVEC, F. Nematodes as parasites of inland fishes in Mexico. In: SALGADO-MALDONADO, G.; GARCÍA ALDRETE, A.N.; VIDAL-MARTINEZ, V.M. **Metazoan parasites in the neotropics: A systematic and ecological perspective**. Cidade do México: Editora Universidade Nacional Autónoma de México, 2000. cap 8., p 155-164.

NOGA, E.J. **Fish Disease Diagnosis and Treatment**. Iwoa: Editora Wiley-Blackwell, 2010. 538p.

PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M. **Doenças de Peixes: Profilaxia, Diagnóstico e Tratamento**. Maringá: Editora EDUEM, 2008. 305p.

PAVANELLI, G.C.; PIZANI, A.P.C.L.; MENDES, P.B. Cestoda. In: PAVANELLI, G.C.; TAKEMOTO, R.M.; EIRAS, J.C. **Parasitologia: peixes de água doce do Brasil**. Maringá: Editora EDUEM, 2013. cap 17, p 317-332.

PIAZZA, R.S.; MARTINS, M.L.; GUIRALDELLI, L.; YAMASHITA, M.M. Parasitic diseases of freshwater ornamental fishes commercialized in Florianópolis, Santa Catarina, Brazil. **Boletim do Instituto de Pesca**, 32 (1): 51 - 57. 2006.

POULIN, R., CRIBB, T.H. Trematode lifecycles: short or sweet?, **TRENDS in Parasitology**, 18 (4): 176-183. 2002

PORTZ, L.; ANTONUCCI, A.M.; UEDA, B.H.; DOTTA, G.; GUIDELLI, G.; ROUMBEDAKIS, K.; MARTINS, M.L.; CARNIEL, M.K.; TAVECHIO, W.L.G. Parasitos de peixes de cultivo e ornamentais. In: PAVANELLI, G.C.; TAKEMOTO, R.M.; EIRAS, J.C. **Parasitologia: peixes de água doce do Brasil**. Maringá: Editora EDUEM, 2013. cap 5, p 85-114.

REZENDE, F.P., VIDAL, JR., M.V., ANDRADE, D.R., MENDONÇA, P.P., SANTOS, M.V.B. Characterization of a new methodology based on the intensity of skin staining of ornamental fish with applications in nutrition. **Journal of Agricultural Science and Technology**. B2 (2012), 606-613. 2012.

SANTOS, C.P.; MACHADO, P.M.; SANTOS, E.G.N. Acanthocephala. In: PAVANELLI, G.C.; TAKEMOTO, R.M.; EIRAS, J.C. **Parasitologia: peixes de água doce do Brasil**. Maringá: Editora EDUEM, 2013. cap 19, p 353- 370.

SARTOR, I.F.; BICUDO, P.L. Agentes empregados no controle de ectoparasitas. In: SPINOSA, H.S.; GÓRNIAC, S.L.; BERNARDI, M.M. **Farmacologia Aplicada à Medicina Veterinária**. São Paulo: 5 ed. Guanabara, 2011. cap 47. p 480 - 492.

SMITH, P.R.; BRETON, A.L.; HORSBERG, T.E.; CORSIN, F. Orientações para o Uso de Antimicrobianos em Aquicultura. In: GUARDABASSI, L.; JENSEN, L.B.; KRUSE, H. **Guia de Antimicrobianos em Veterinária**. Tradução Agueda Castagna de Vargas. Porto Alegre: Editora Artmed, 2010. cap 12, p 250 -262.

TAKEMOTO, R.M.; LIZAMA, M.L.A.P.; GUIDELLI, G.M.; PAVANELLI, G.C. Parasitos de Peixes de Águas continentais. In. RANZANI-PAIVA, M.J.T.; TAKEMOTO, R.M.; LIZAMA, M.L.A.P. **Sanidade de Organismos Aquáticos**. São Paulo: Editora Varela, 2004. cap 8, p 179- 198.

TAKEMOTO, R.M.; LUQUE, J.L.; BELLAY, S.; LONGHINI, C.E.; GRAÇA, R.J. Monogenea. In: PAVANELLI, G.C.; TAKEMOTO, R.M.; EIRAS, J.C. **Parasitologia: peixes de água doce do Brasil**. Maringá: Editora EDUEM, 2013. cap 15, p 273- 299.

TAVARES-DIAS, M., BRITO, M.L.S., LEMOS, J.R. Protozoários e metazoários parasitas do cardinal *Paracheirodon axelrodi* Schultz, 1956 (Characidae) provenientes de um exportador de Manaus, Estado do Amazonas, Brasil, **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, 31(1): 23-28. 2009

TAVARES-DIAS, M., LEMOS, J.R.G., MARTINS, M.L. Parasitic fauna of eight species of ornamental freshwater fish species from the middle Negro river in the Brazilian Amazon region, **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**,19 (2): 103-107. 2010.

VAL,A.L; PAULA DA SILVA, M.N.; ALMEIDA-VAL, V.M.F. Estresse em Peixes: Ajustes Fisiológicos e Distúrbios Orgânicos. In: RANZANI-PAIVA, M.J.; TAKEMOTO, R.M.; LIZAMA, M.A.P. **Sanidade de Organismos Aquáticos**. São Paulo: Editora Varela, 2004. cap. 3, p 75 – 88.

VIANA, F.A.B. **Guia Terapêutico Veterinário**. Sete Lagoas: Editora CEM, 2003. 324p.

WOO, P.T.K. **Fish Disease and Disorders: Protozoan and Metazoan Infections**. Cambridge. 2°ed. Editora CABI. 2006. 775p.

3 PROTOZOÁRIOS E METAZOÁRIOS POTENCIALMENTE PATOGÊNICOS EM QUATRO ESPÉCIES DE CICLÍDEOS ORNAMENTAIS NATIVOS DO BRASIL - *ASTRONOTUS CRASSIPINNIS* (HECKEL, 1840); *ASTRONOTUS OCELLATUS* (AGASSIZ, 1831); *PTEROPHYLLUM SCALARE* (SCHULTZE, 1823) E *SYMPHYSODON AEQUIFASCIATUS* PELEGRIN 1904

Resumo

O comércio de peixes ornamentais conta com animais provenientes de pesca extrativista e pisciculturas especializadas. O Brasil é o terceiro maior exportador de peixes ornamentais do mundo, porém pouco se sabe sobre os agentes parasitários que os acomete, protozoários ou metazoários. O objetivo deste estudo foi comparar a parasitofauna de *Astronotus ocellatus*, *Astronotus crassipinnis*, *Symphysodon aequifasciatus* e *Pterophyllum scalare* coletados em ambiente natural, amazônia, e em cativeiro, piscicultura especializada no Paraná, afim de conhecer a diversidade parasitária destes peixes amplamente comercializados. Entre os 180 peixes estudados ocorreram três novos registros de parasitismo por protozoários: *Ichthyophythyrius multifiliis* em *S. aequifasciatus*, *I. multifiliis* e *Chilodonella* sp. em *A. crassipinnis*, e doze novos registros de metazoários: *Austrodiplostomum ostrowskie* e *Phostodiplostomum* sp. em *S. aequifasciatus*, nematóides Anisakidae, *Brevimulticaecum* sp., *Pseudoproleptus izecksohni*, *Ichthyouris brasiliensis*, *Ergasilus* sp. em *P. scalare* e digenéticos Sanguinicolidae, *Ascocotyle* sp., *Brevimulticaecum* sp., *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *inopinatus* e *Subtriquetra subtriquetra* em *A. ocellatus*. Foi registrado pela primeira vez no Brasil nematóides *Ichthyouris bursata* em *S. aequifasciatus* de piscicultura.

Palavras-chave: *Symphysodon aequifasciatus*; *Pterophyllum scalare*; *Astronotus ocellatus*; *Astronotus crassipinnis*; parasitos.

Parasitic agents in ornamental fish

Protozoa and metazoan potentially pathogenic in four species of native ornamental cichlids Brazil - *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840); *Astronotus ocellatus* (Agassiz, 1831); *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823) e *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin 1904

Abstract:

The ornamental fish trade has animals from extractive fishing and specialized fish farms. Brazil is the second largest exporter of ornamental fish in the world, but little is known about the parasite, protozoan or metazoan agents affecting them. The objective of this study was to compare the parasite fauna *Astronotus ocellatus*, *Astronotus crassipinnis*, *Symphysodon aequifasciatus* and *Pterophyllum scalare* collected from wild, amazônia, and fishing farm in Paraná, to know the diversity of parasitic fish largely traded. Among the 180 fish studied there were three new records of protozoan parasites: *Ichthyophthyrius multifiliis* in *S. aequifasciatus*, *I. multifiliis* and *Chilodonella* sp. in *A. crassipinnis*, and twelve new records of metazoans: *Austrodiplostomum ostroskie* and *Phostodiplostomum* sp. in *S. aequifasciatus*, nematodes Anisakidae, *Brevimulticaecum* sp, *Pseudopropleptus izecksohni*, *Ichthyouris brasiliensis* and *Ergasilus* sp. in *P. scalare* and digenetic Sanguinicolidae, *Ascocotyle* sp., *Brevimulticaecum* sp., *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *inopinatus* and *Subtriquetra subtriquetra* in *A. ocellatus*. It was first observation of *Ichthyouris bursata* in *S. aequifasciatus* from Brazilian fish farms.

Keywords: *Symphysodon aequifasciatus*; *Pterophyllum scalare*; *Astronotus ocellatus*; *Astronotus crassipinnis*; parasites.

Apoio Financeiro: CNPq

3.1 INTRODUÇÃO

O comércio de peixes ornamentais continentais é fomentado com animais provenientes da pesca extrativista e de atividade aquícola especializada (Zuanon et al. 2011). Segundo os autores, a maior parcela dos peixes ornamentais, tanto produzidos como pescados, é destinada à exportação, fazendo do Brasil o terceiro maior exportador do mundo. Entretanto, devido a preferência do mercado aquarofilista à peixes amazônicos, o extrativismo nesta região é intensificado (Anjos et al. 2009; Zuanon et al. 2011).

O principal peixe ornamental sul americano e endêmico da bacia Amazônica, comercializado no mundo é o *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin 1904 conhecido popularmente como Acará-disco (Zuanon et al. 2011), mas, *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823) e *Astronotus ocellatus* (Agassiz, 1831) conhecidos como Acará-bandeira e Oscar respectivamente, também são bastante apreciados no mercado de peixes ornamentais (Anjos et al. 2009). Segundo Anjos et al. (2009), os peixes denominados selvagens agregam valor frente aos provenientes de criatório pois geralmente são maiores. Devido ao tamanho que alcança, o Oscar também é utilizado para alimentação humana sob o nome popular de Apaiarí (Silva 2010) (Fig.1).

A pesca de peixes ornamentais ocorre de forma artesanal em águas rasa, com o uso de peneiras, puças e redes com pequenas malhagens (Cardoso 2008). O pequeno investimento em insumos para a pesca e fatores climáticos favoráveis, fazem desta atividade extrativista um recurso altamente sustentável para populações ribeirinhas (Cardoso 2008; Anjos et al. 2009; Zuanos et al. 2011). Entretanto, inexistente um controle eficaz sobre a pesca extrativista de peixes com potencial ornamental, proporcionando declínio de espécies em regiões exploradas maciçamente, podendo até extinguir as

espécies de peixes exploradas, como já foi observado no sudeste asiático (Moreau & Coomes 2006).

Como geralmente a captura dos peixes ocorre em localizações cada vez mais afastadas de centros urbanos, os pescadores montam currais de madeira para acondicioná-los durante o período de pescaria, mesmo porque este torna-se longo devido as formas artesanais adotadas para a atividade (Cardoso 2008). Segundo Brinn et al. (2012), após todo o processo de pesca, os peixes são transportados aos grandes centros para comercialização, geralmente de formas inadequadas que contribuem para o surgimento de um quadro de estresse nos animais e, para minimizar os danos provocados, é frequente a adição de antibióticos e probióticos na água de transporte. Entretanto, estudos hormonais em peixes transportados nas condições normalmente praticadas pelos comerciantes e expostos às mesmas substâncias utilizadas, não indicam redução dos estados de estresse agudo tampouco de estresse crônico (Brinn et al. 2012).

Devido a fatores ecológicos, como a diminuição de estoques naturais, problemas de mortalidade, doenças e lesões provocadas pelas situações de estresse sofridas pelos organismos oriundos da pesca extrativista, existe forte apelo internacional por peixes provenientes de piscicultura (Livengood & Chapman 2011). Isto é possível para as espécies abordadas neste trabalho, pois todas possuem resultados de estudos zootécnicos favoráveis às suas criações em cativeiro (Morais 2005; Chellappa et al. 2010; Silva 2010).

Por ser originário também da bacia do Paraguai, além da bacia Amazônica, e apresentar características fisiológicas e morfológicas bastante semelhantes a *A. ocellatus* (Colatreli et al. 2012), *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840) (Graça & Pavanelli 2007) é intensamente criado no centro-sul do Brasil.

Diferentemente da pesca, a piscicultura ornamental está próxima aos centros comerciais, não é regida por fatores climáticos, necessita de pequenas áreas para ser instalada, apresenta ciclos rápidos de produção e garante melhor homogeneização dos lotes (Zuanon et al. 2011). Contudo, a qualidade sanitária dos animais só é alcançada quando se adota técnicas de manejo zootécnico e nutricional adequadas à espécie produzida (Pavanelli et al. 2008).

Estudos sobre a parasitofauna de peixes ornamentais, coletados tanto em ambiente natural quanto em criatório são escassos (Tavares-Dias et al. 2010), propiciando a introdução de parasitos à regiões exóticas as de sua origem, já que em muitos casos as infestações ou infecções parasitárias ocorrem de forma silenciosa (Lacerda et al. 2013).

Tendo em vista que a criação de peixes endêmicos da América do Sul é desenvolvida em diversos países (Zuanon et al. 2011), existem vários registros de parasitos nestes peixes. Para *S. aequifasciatus*, a ocorrência de *Ichthyouris bursata* Moravec e Prouza, 1995, na República Tcheca e na Tailândia (Moravec & Laoprasert 2008), *Capillaria pterophylli* Heinze, 1933 no Irã (Rahmati-Holasoo et al. 2011) e *Sciadicleithum variabilum* (Mizelli & Kritsky, 1969) na Turquia (Önal et al. 2011); já para *A. ocellatus* e *P. scalare* foram registrados *Ichthyophthirius multifiliis* (Fouquet, 1876) e *Dactylogyrus* sp. na Turquia (Kayis et al. 2013).

Neste estudo trabalhou-se com as hipóteses de que: 1) a fauna endoparasitária é diferente nos natural e de cativeiro, mesmo se tratando dos mesmos hospedeiros, predizendo-se que a menor complexidade estrutural das pisciculturas promoveria menor riqueza de espécies parasitárias; 2) os ectoparasitos presentes em ambiente natural são semelhantes aos encontrados em cativeiro, provavelmente por serem transportados, junto aos peixes, para os locais de comercialização.

O conhecimento da riqueza de agentes parasitários, protozoários cutâneos e metazoários, de *S. aequifasciatus*, *P. scalare*, *A. ocellatus* e *A. crassipinnis*, se idealizou neste estudo comparativo da parasitofauna de peixes ornamentais nativos provenientes de ambiente natural e de criatório. A realização deste trabalho tem a aprovação do Comitê de Condução Ética no Uso de Animal para Experimentação da Universidade Estadual de Maringá sob o registro 135\ 2013.

3.2 MATERIAL E METODOLOGIA

3.2.1 Coleta de peixes em ambiente natural

Foram coletados 30 espécimes de cada espécie (Fig. 1) analisada em cada ponto de coleta, segundo tamanho adotado para comercialização (Tabela II). *Astronotus ocellatus*, foram coletados em Março de 2011 no Lago de Coari, Amazonas (04°05' 06" S e 63° 08' 29" W) e adquiridos mortos diretamente de pescadores no mercado de peixe da cidade de Coari. Estes peixes foram examinados macroscopicamente e congelados para serem transportados ao Laboratório de Ictiopatologia do Nupélia - Universidade Estadual de Maringá.



Fig.1: Peixes ornamentais amazônicos selvagens. A- *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; B- *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823); C- *Astronotus ocellatus* (Agassiz, 1831)

Os *P. scalare* e *S. aequifasciatus* provenientes do rio Jutaiá, Amazonas (02° 44' 48" S e 66° 46' 00" W) foram encaminhados vivos no mês de Fevereiro de 2012 ao

Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - INPA . Estes foram analisados macroscopicamente e sacrificados por secção medular (AVMA 2013), congelados e enviados ao Laboratório de Ictioparasitologia do Nupélia - UEM. Os pontos de coleta dos peixes amazônicos de ambiente natural estão identificados na Fig. 2.



Fonte: Google Earth

Fig.2: A- Mapa geográfico do Lago de Coarí (A), e indicação da cidade de Coari, AM.; B- Localização do Rio Jutaí (B) em relação a Manaus (A), AM.

3.2.2 Coleta de peixes em criatório

Foram coletados noventa peixes sendo 30 (Fig. 3) de cada espécie trabalhada: *A. crassipinnis*, *P. scalare* e *S. aequifasciatus*, em uma fazenda especializada em piscicultura ornamental localizada no município de Cascavel, Paraná ($24^{\circ} 57' 21''$ S e $53^{\circ} 27' 19''$ W) (Fig. 4) entre os meses de Novembro e Dezembro de 2011. Foram coletados peixes em tamanho e maturação sexual adotados para comercialização, sendo os espécimes encaminhados vivos e separados por espécie até o Laboratório de Ictioparasitologia do Nupélia- UEM.



Fig.3: Peixes ornamentais amazônicos provenientes de cativeiro. A- *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; B- *Pterophyllum scalare* (Shultze, 1823); C- *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840)



Fonte: Google Earth

Fig.4: Mapa geográfico da localização de Cascavel (A) em relação a Curitiba (B) no Estado do Paraná.

Dois espécimes de cada grupo de peixes coletado foram depositados no Museu de Ictiologia do Nupélia, registrados como de ambiente natural: *S. aequifasciatus* NUP14829, *P. scalare* NUP 14830 e *A. ocellatus* NUP 14831 e de criatório: *S. aequifasciatus* NUP 14 832, *P. scalare* NUP 14833 e *A. crassipinnis* NUP 14834.

3.2.3 Pesquisa de protozoários

Astronotus ocellatus não foram raspados após a observação da superfície corporal, pois foram coletados mortos e em contato com outros peixes, inviabilizando a pesquisa de ectoparasitos. Os outros 30 peixes de cada espécie e de cada ponto de coleta foram submetidos a três raspagens da superfície corpórea com exceção da cabeça, no sentido crânio-caudal e de ambos os lados do corpo, sempre dorso-ventralmente (Fig. 5).

Após a avaliação macroscópica, a pesquisa de ectoparasitos cutâneos em *S. aequifasciatus* e *P. scalare* selvagens foi feita em Laboratório no INPA, utilizando microscópio óptico da marca Olympus serie CH2 modelo CHS. Já os peixes de criatório foram analisados no laboratório de Ictioparasitologia do Nupélia - UEM com a utilização de microscópio óptico da marca Olympus modelo CH30.

O material do raspado foi colocado em lâmina sob lamínula (22X22mm) e observado ao microscópio ótico em objetivas de 10 e 40x. A observação foi feita da direita para a esquerda, em ziguezague, por toda a área da lamínula e contando o número total de protozoários presentes. Para quantificar os protozoários ectoparasitos foi adotado uma escala com grau de infestação representada na Tabela I. Os cálculos de prevalência seguiram o proposto por Bush et al. (1997), e a correlação por postos de Spearman 'rs' foi utilizada para avaliar a influência do comprimento padrão e do peso nos graus de infestação.

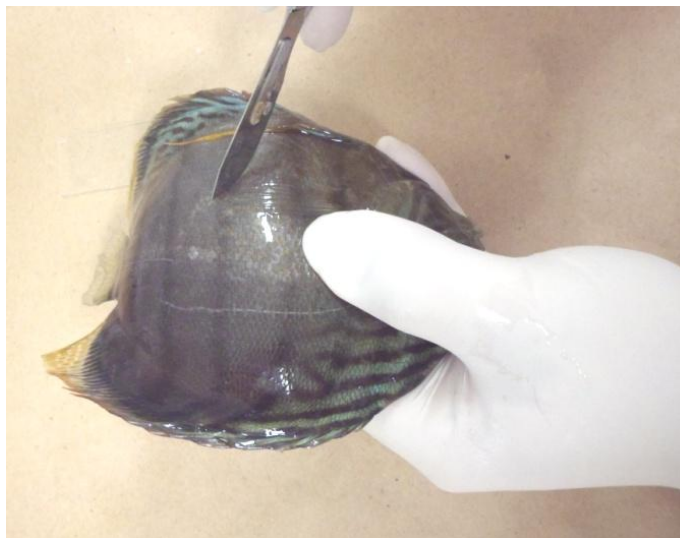


Fig.5: Raspado cutâneo com lâmina de bisturi no sentido crânio-caudal em *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904 selvagem.

Tabela I: Representação numérica do grau de infestação por protozoários.

| Representação numérica do Grau de Infestação | Grau de Infestação | Quantidade de protozoários por lâmina |
|---|---------------------------|--|
| 0 | Negativa | 0 |
| 1 | Baixa | 1-3 |
| 2 | Média | 4-6 |
| 3 | Alta | 7-9 |
| 4 | Muito Alta | 10 ou + |

3.2.4 Pesquisa de metazoários

Após o raspado cutâneo, os peixes provenientes de criatório também foram sacrificados segundo normas internacionais (AVMA 2013). Todos os peixes foram necropsiados com auxílio de tesoura expondo as narinas e as cavidades celomática e oral. As vísceras e os olhos foram retirados e separados em placas de Petri para serem analisados sob estereomicroscópio Tecnival SQS.

Os parasitos encontrados foram coletados e fixados em solução de formalina 5% (Eiras et al. 2006) para posterior identificação utilizando chaves taxonômicas e artigos relacionados. Após análise, as carcaças foram destinadas à incineração na própria universidade.

Os índices parasitários foram calculados segundo Bush et al. (1997) para todos os parasitos encontrados. O coeficiente de correlação de Spearman "rs" foi calculado para avaliar a influência do peso e do comprimento padrão do hospedeiro à abundância parasitária. O teste U de Mann-Whitney foi empregado para verificar diferença estatística da abundância parasitária entre os sexos dos hospedeiros. Os cálculos estatísticos foram realizados em parasitismos com prevalência acima de 10% e para a comparação de sexo foram desconsiderados hospedeiros imaturos. Para identificar a

similaridade parasitária entre as espécies de peixes estudadas nos dois ambientes foi aplicado o índice de Sörensen (Zar 2010).

3.3 RESULTADOS

O tamanho médio dos peixes selvagens foi superior ao dos peixes de cativeiro, como também a maturação sexual se encontrava em estágio mais avançado como exposto na Tabela II.

Tabela II: Amplitude e média das medidas de comprimento total, comprimento padrão e peso e porcentagem de indivíduos machos, fêmeas e imaturos das espécies *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823), *Astronotus ocellatus* (Agassiz, 1831) e *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840) de ambiente natural e de criação.

| Procedência | Peixe | Comp. total (cm) | Comp. padrão (cm) | Peso (g) | Macho (%) | Fêmea (%) | Imaturo (%) |
|---------------------|--------------------------|---------------------|----------------------|-------------------------------|--------------|--------------|----------------|
| Ambiente Natural | <i>A. ocellatus</i> | 21-26,5 (23,33) | 17-22,5 (20,26) | 201,72- 379,48 (288,62) | 60 | 40 | ----- |
| | <i>P. scalare</i> | 6,7-12,1 (9,25) | 5,2-9,5 (7,17) | 4,36- 30,51 (16,48) | 46,6 | 40 | 13,3 |
| | <i>S. aequifasciatus</i> | 13-19,2 (14,76) | 10,9-13,9 (12,22) | 68,18- 136,7 (93,04) | 26,6 | 63,3 | 10 |
| Criatório | <i>A. crassipinnis</i> | 5,5-8,2 (6,54) | 4,0-6,0 (5,13) | 3,06-9,84 (5,28) | ----- | ----- | 100 |
| | <i>P. scalare</i> | 5,5-8,2 (6,66) | 4,0-5,8 (4,87) | 2,96-9,84 (4,76) | ----- | ----- | 100 |
| | <i>S. aequifasciatus</i> | 5,3-8,0 (6,67) | 4,2-6,7 (5,31) | 3,64-12,5 (7,77) | ----- | ----- | 100 |

3.3.1 Pesquisa de protozoários ectoparasitos

Não foi encontrado nenhum protozoário cutâneo nos raspados de *P. scalare* e *S. aequifasciatus* selvagens provenientes do rio Jutáí no Estado do Amazonas. No entanto, para os peixes provenientes de criatório foi encontrada infestação por *Trichodina* sp., *Chilodonella* sp. e *I. multifiliis* em diferentes prevalências e graus de infestação que estão representados na Tabela III. Este é o primeiro registro de infestação por *Chilodonella* sp. e *I. multifiliis* em *A. crassipinnis* e também de *I. multifiliis* em *S. aequifasciatus* no Brasil. Dois espécimes de *A. crassipinnis* apresentavam infestações de *I. multifiliis* e *Chilodonella* sp. simultaneamente, entretanto, ambos parasitos apresentavam-se com grau baixo de infestação.

TABELA III: Prevalência e graus de infestação de *Ichthyophthyrius multifiliis* (Fouquet, 1876), *Trichodina* sp. e *Chilodonella* sp. em *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840), *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904 e *Pterophyllum scalare* (Schultz, 1823) coletados em cativeiro

| Hospedeiro | Parasito | Grau de Infestação | Prevalência de infestação |
|-----------------------------------|-------------------------|--------------------|---------------------------|
| <i>Astronotus crassipinnis</i> | <i>Chilodonella</i> sp. | 1 | 16,6% |
| | <i>I. multifiliis</i> | 1-4 | 66,6% |
| <i>Pterophyllum scalare</i> | <i>Trichodina</i> sp. | 1 | 6,6% |
| <i>Symphysodon aequifasciatus</i> | <i>I. multifiliis</i> | 1 | 10% |

As correlações de peso e comprimento padrão com abundância parasitária de *Chilodonella* sp. e *I. multifiliis* não foram significativos para *A. crassipinnis*, assim como também não foram significativas para *I. multifiliis* em *S. aequifasciatus* e para *Trichodina* sp. em *P. scalare*.

3.3.2 Pesquisa de metazoários parasitos

Levando em consideração o sítio de infestação\infecção e o hospedeiro, foram registradas, no total, quinze ocorrências de cinco grupos taxonômicos de parasitos como mostra a Fig. 6, e suas identificações e sítios de infestação\infecção estão representados na Tabela IV.

Este é o primeiro registro de larvas de *Phostodiplostomum* sp. e *Austrodiplostomum ostrowskiae* Dronen, 2009 em *S. aequifasciatus*; larvas de *Pseudoproleptus izecksohni* (Fábio, 1982) e *Brevimulticaecum* sp., larvas de nematóides Anisakidae nos olhos, *Ichthyouris brasiliensis* Moravec, Kohn e Fernandes, 1992, no intestino e *Ergasilus* sp. nas brânquias de *P. scalare*; larvas de *Brevimulticaecum* sp., *Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus* Travassos, Artigas e Pereira, 1928 no intestino, cistos de *Ascocotyle* sp. nas brânquias, *Subtriquetra subtriquetra* (Diesing, 1835) livres na cavidade celomática e digenéticos Sanguinicolidae em *A. ocellatus*.

Já entre os noventa peixes de cativeiro analisados foram encontrados apenas três espécies de parasitos adultos (Tabela IV), sendo o primeiro registro do nematóide *Ichthyouris bursata* no Brasil. Quanto as espécies de monogêneos *Gussevia asota* Kritsky, Thatcher e Boeger, 1989 e *Gussevia astronoti* Kritsky, Thatcher e Boeger, 1989 foram observadas tanto em *A. ocellatus* selvagens quanto em *A. crassipinnis* de cativeiro.

As correlações de Spearman entre comprimento padrão, peso e abundância parasitária e a comparação entre a abundância parasitária e os sexos dos hospedeiros estão expostas na Tabela V.

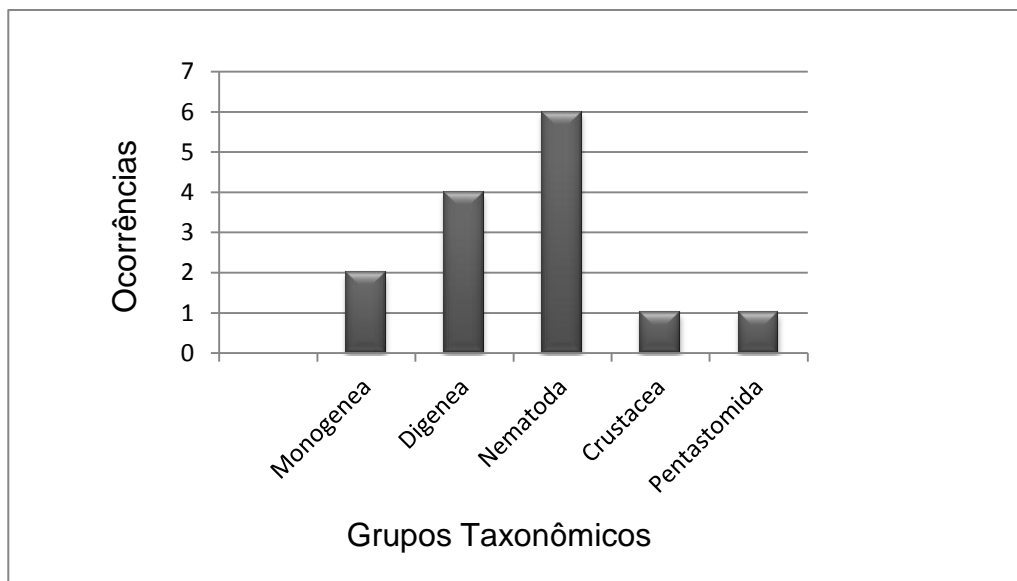


Fig.6: Número de ocorrência por grupo taxonômico de parasitos encontrados entre os metazoários parasitos das espécies. *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823), *Astronotus ocellatus* (Agassiz, 1831) coletadas em natureza

TABELA IV: Índices parasitários e sítios de infestação\infecção de metazoários parasitos de *Astronotus ocellatus* (Agassiz, 1831), *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823), *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904 de ambiente natural e *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1831) e *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904 de criatório.

| Procedência | Hospedeiro | Grupo Taxonômico | Parasito | Sítio de Infestação\infecção | Prevalência (%) | Intensidade média | Abundância Média | Amplitude |
|------------------|-----------------------------------|-----------------------------------|---|------------------------------|-----------------|-------------------|------------------|-----------|
| Ambiente Natural | <i>Symphysodon aequifasciatus</i> | Digenea | <i>Austrodiplostomum ostrowskiae</i> | Olho | 3,3 | 2 | 0,06 | ----- |
| | | | <i>Phostodiplostomum</i> sp. | Olho | 3,3 | 1 | 0,03 | ----- |
| | | Crustacea | <i>Ergasilus</i> sp. | Brânquia | 3,3 | 1 | 0,03 | ----- |
| | <i>Pterophyllum scalare</i> | Digenea | Anisakidae | Olho | 10 | 1,6 | 0,16 | 1-3 |
| | | | <i>Brevimulticaecum</i> sp. | Cavidade Celomática | 46,6 | 9,7 | 4,53 | 1-26 |
| | | Nematoda | <i>Pseudoproleptus izecksohni</i> | Mesentério | 53,3 | 8,1 | 4,36 | 1-24 |
| | | | <i>Ichthyouris brasiliensis</i> | Intestino | 6,6 | 1 | 0,06 | ----- |
| | | Monogenea | <i>Gussevia asota</i> | Brânquia | 46,6 | 6,35 | 2,96 | 1-17 |
| | | | <i>Gussevia astronoti</i> | Brânquia | 43,3 | 10,21 | 4,76 | 3-24 |
| | <i>Astronotus ocellatus</i> | Digenea | <i>Ascocotyle</i> sp. | Brânquia | 26,6 | 2,37 | 0,63 | 1-8 |
| | | | Sanguinicolidae | ----- | 6,6 | 3 | 0,2 | 2-4 |
| | | Digenea | <i>Phostodiplostomum</i> sp. | Mesentério | 3,3 | 1 | 0,03 | ----- |
| | | | <i>Brevimulticaecum</i> sp. | Mesentério | 86,6 | 24,1 | 20,9 | 4-84 |
| | | Nematoda | <i>Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus</i> | Intestino | 10 | 1 | 0,1 | ----- |
| | | Pentastomida | <i>Subtriquetra subtriquetra</i> | Cavidade Celomática | 63,3 | 9,3 | 5,9 | 1-43 |
| Criatório | | <i>Symphysodon aequifasciatus</i> | Nematoda | <i>Ichthyouris bursata</i> | Intestino | 56,6 | 8,47 | 4,8 |
| | Monogenea | | <i>Gussevia asota</i> | Brânquia | 60 | 33,5 | 20,1 | 4-71 |
| | | <i>Gussevia astronoti</i> | Brânquia | 46,6 | 13,21 | 6,16 | 2-27 | |

Tabela V: Correlação de Spearman entre comprimento padrão, peso e abundância parasitária para *Astronotus ocellatus* (Agassiz, 1831), *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823) proveniente de ambiente Natural e *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1831) e *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904 provenientes de criatório e comparação da abundância parasitária pelo sexo do hospedeiro por análise de Mann-Whitney .

| Peixe | Parasito | Correlação de Spearman com comprimento | | Correlação de Spearman com peso | | Mann-Whitney | |
|-----------------------------------|--|--|---------------|---------------------------------|--------|--------------|--------|
| | | "rs" | "p" | "rs" | "p" | "U" | "p" |
| <i>Astronotus ocellatus</i> | <i>Subtriquetra subtriquetra</i> | 0,2566 | 0,1710 | 0,2968 | 0,1112 | 0,7614 | 0,2232 |
| | <i>Brevimulticaecum</i> sp. | 0,2160 | 0,2517 | 0,2602 | 0,1649 | 0,5618 | 0,2871 |
| | <i>Procamallanus</i> (S.) <i>inopnatus</i> | 0,1605 | 0,3969 | -0,0907 | 0,6338 | 0,3333 | 0,3694 |
| | <i>Gussevia asota</i> | 0,1099 | 0,5632 | 0,1700 | 0,3692 | 0,0644 | 0,4823 |
| | <i>Gussevia astronoti</i> | 0,0832 | 0,6620 | 0,2131 | 0,2582 | 0,3922 | 0,2735 |
| | Cisto de <i>Ascocotyle</i> sp. | -0,3084 | 0,0972 | -0,2430 | 0,1956 | 0,1853 | 0,1766 |
| <i>Pterophyllum scalare</i> | Anisakidae | -0,1303 | 0,4924 | -0,0788 | 0,6790 | 0,3669 | 0,3402 |
| | <i>Pseudoproleptus izecksoni</i> | -0,2872 | 0,0604 | -0,2986 | 0,1089 | 1,3823 | 0,0834 |
| | <i>Brevimulticaecum</i> sp. | -0,1174 | 0,5366 | -0,1163 | 0,5406 | 0,2905 | 0,5521 |
| <i>Astronotus crassipinnis</i> | <i>Gussevia asota</i> | 0,2676 | 0,1527 | 0,3404 | 0,0856 | ----- | ----- |
| | <i>Gussevia astronoti</i> | 0,2732 | 0,1440 | 0,2538 | 0,1759 | ----- | ----- |
| <i>Symphysodon aequifasciatus</i> | <i>Ichtyouris bursata</i> | 0,5399 | <u>0,0021</u> | 0,3208 | 0,0838 | ----- | ----- |

O índice de similaridade de Sørensen aplicado a riqueza parasitária entre as espécies de peixes analisadas nas diferentes localidades foi de 33% para *Astronotus* spp., devido a ocorrência das mesmas espécies de monogeneas nos dois ambientes. Não houve similaridade parasitária entre as amostras de *P. scalare* e *S. aequifasciatus* de ambiente natural e de cativeiro.

3.4 DISCUSSÃO

A bacia Amazônica é caracterizada por possuir dois tipos de águas, as "brancas" ou "claras" e as "pretas" ou "escuras" que podem ser encontradas em várias localidades. Estas águas possuem características físicas e químicas bastante diferentes (Ríos-Villamizar et al. 2011) que influenciam na fauna local, existindo maior diversidade ictiológica em águas escuras (Junk 1997), entretanto, comparações entre a parasitofauna

de peixes dos dois tipos de água, indicam uma maior riqueza e abundância de parasitos nos peixes provenientes de águas claras (Pelegriani 2011), pela incapacidade de sobrevivência de hospedeiros intermediários em águas escuras (Junk 1997), ou dificuldade das larvas em encontrar seus hospedeiros adequados (Poulin & Cribb 2002).

A dinâmica entre cheia e vazante também pode influenciar na disseminação de parasitos, já que altera os fatores físicos e químicos das águas (Ríos-Villamizar et al. 2011) e durante a cheia, aumentam as áreas alagadas e a dispersão dos peixes (Takemoto et al. 2009) dificultando a propagação de parasitos de ciclo monoxênico. Tanto o rio Jutaí, onde foram coletados *S. aequifasciatus* e *P. scalare*, quanto o lago de Coari, de onde os *A. ocellatus* foram provenientes, são de águas escuras, fortalecendo a possibilidade de interferência de fatores limnológicos da época de coleta (cheia) na riqueza de ectoparasitos encontrada. No entanto, as prevalências de endoparasitos encontrados neste levantamento estão de acordo com os indicativos de que endoparasitos, principalmente nematóides, são mais abundantes na época de cheia (Neves et al. 2013).

Como todo ectoparasito, os protozoários cutâneos também sofrem interferências físicas e químicas das águas, e também, deve-se levar em consideração que o local de coleta dos peixes *S. aequifasciatus* e *P. scalare* de ambiente natural é afastado de centros urbanos ou de produções agroindustriais, o que pode ter contribuído para não serem detectados nesta amostragem, visto que, suas prevalências são naturalmente baixas em ambientes naturais (Eiras 2013). Áreas com maior poluição orgânica, propiciam a proliferação de protozoários, entre eles os parasitos (Fusconi & Godinho 1999).

Poucos são os estudos sobre protozoários de peixes ornamentais (Tavares-Dias et al. 2010; Neves et al 2013), justificando assim, a facilidade de disseminação destes

devido à falta de conhecimento sobre seu caráter epidemiológico (Pinheiro et al. 2013). Consequentemente, os parasitos podem ser transferidos para outras regiões devido ao comércio de peixes (Tavares-Dias et al. 2010), e podem se disseminar para ambientes naturais causando prejuízos a fauna local (Lacerda et al. 2013). Espécies de protozoários com *Trichodina heterodentata* Duncan, 1977, *T. acuta* Lom, 1961 e *T. reticulata* Chen, 1963 amplamente difundidas pelo mundo (Abowei et al. 2011), já foram descritas no Brasil (Piazza et al. 2006; Martins et al. 2010; Eiras 2013) ocorrendo em peixes exóticos e em situação de cultivo (Piazza et al. 2006; Martins et al. 2010).

Os protozoários ciliados são bastante comuns em tecido cutâneo de peixes (Eiras 2013). Tanto *Trichodina* sp. quanto *Chilodonella* sp. provocam abrasão de células epiteliais e, consequentemente, irritabilidade e estresse no peixe hospedeiro (Abowei et al. 2011). Em relação aos protozoários do gênero *Chilodonella*, Eiras (2013) atribui o parasitismo em peixes a apenas duas espécies, *Chilodonella piscicola* Zacharias, 1894 e *C. hexasticha* Kiernik, 1909, porém, nenhuma havia sido registrada ocorrendo em peixes ornamentais (Pádua et al., 2013; Portz et al. 2013). Estudos apontam *Chilodonella* sp. em *Xiphophorus maculatus* (Günther, 1866) com prevalência muito menor (Piazza et al. 2006) do que a encontrada para *A. crassipinnis* neste levantamento.

Porém, o grande problema relacionado aos protozoários é a Iquitiofitiríase causada pelo *I. multifiliis* considerado cosmopolita (Abowei et al. 2011; Eiras 2013). Esta espécie acarreta graves perdas econômicas devido à sua patogenicidade, provocando ulcerações de pele e brânquias (Pavanelli et al. 2008; Abowei et al. 2011). Entretanto alguns peixes podem permanecer aparentemente saudáveis, mesmo quando identificados como portadores de *I. multifiliis*, devido às diferentes linhagens do parasito, que se diferenciam justamente quanto à sua patogenicidade (Elsayed et al.

2006), o que pode inclusive ter favorecido as correlações não significativas entre comprimento padrão e peso dos peixes coletados com abundância deste protozoário.

Além das possíveis linhagens de *I. multifiliis*, a pequena amplitude encontrada entre as medidas de peso e de comprimento padrão dos peixes coletados em piscicultura provavelmente influenciaram para que as correlações com abundância parasitária não apresentassem significância, mesmo quando calculados para *Chilodonella* sp. e *Trichodina* sp.

Em comparação a *P. scalare* e *S. aequifasciatus*, os espécimes de *A. crassipinnis* são mais rústicos (Crampton 2008; Chellappa et al. 2010; Silva 2010) e, por este motivo, na piscicultura onde foram coletados, eles são engordados em tanques escavados. Estes tanques acumulam mais nutrientes que os aquários que passam por sifonagem diária (Macedo & Sipaúba-Tavares 2010). Este acúmulo de nutrientes propicia o crescimento de zooplâncton, que pode abrigar protozoários parasitos (Fusconi & Godinho 1999; Macedo & Sipaúba-Tavares 2010). Provavelmente este seja o principal fator que explica a riqueza, a prevalência e os graus de infestação parasitária encontrados em *A. crassipinnis* apresentarem-se maiores do que os mesmo índices encontrados em *P. scalare* e *S. aequifasciatus* cativos.

Por sua vez os crustáceos parasitos também se fixam na superfície do corpo do peixe através de suas estruturas modificadas para tal finalidade (Pavanelli et al. 2008) e já foram registrados parasitando os peixes com potencial ornamental utilizados neste trabalho como o branchiura *Dolops nana* Lemos de Castro, 1950 em brânquias de *A. ocellatus* coletados no Amapá (Neves et al. 2013) e o isopoda *Braga cichlae* Schiödte e Meinert, 1881 em opérculo de *Symphysodon* sp. coletados nas águas claras do rio Solimões (Crapmton 2008), ambos parasitos encontrados em prevalências acima de

10%. No presente estudo foi registrado um espécime de *Ergasilus* sp. em brânquias de *P. scalare* do rio Jutuí, sugerindo uma infestação acidental.

Segundo Takemoto et al. 2009, os monogêneos são os ectoparasitos metazoários mais abundantes nos levantamentos parasitários. *Gussevia* é conhecido por parasitar ciclídeos amazônicos (Azevedo et al. 2007) e as espécies encontradas já haviam sido descritas em peixes *Astronotus* spp. na região amazônica (Thatcher 2006) e em outras regiões do Brasil onde estes peixes foram introduzidos (Azevedo et al. 2007; Takemoto et al. 2009). As prevalências de *G. asota* e *G. astronoti* observadas são inferiores as encontradas tanto para *A. ocellatus* coletados no Amapá (Neves et al. 2013) quanto para *A. ocellatus* introduzidos no estado do Rio de Janeiro (Azevedo et al. 2007). A intensidade média destes monogêneos encontrados tanto em ambiente natural quanto em criatório são semelhantes às encontradas para outras espécies amazônicas de interesse ornamental provenientes de águas escuras (Tavares-Dias et al. 2009). Já, o levantamento realizado por Neves et al. (2013) mostra que existe uma maior prevalência de *G. astronoti* em relação a *G. asota* em *A. ocellatus* coletados no Amapá, situação contrária à encontrada no lago de Coari/ AM., onde a prevalência de *G. asota* foi maior.

Inicialmente *G. asota* e *G. astronoti* foram descritas parasitando *A. ocellatus* na região Amazônica, mas devido a introdução desta espécie em vários ambientes exóticos (Lacerda et al. 2013) estes monogêneos, especialistas em nível de hospedeiro (Cribb et al. 2002), podem ser encontrados em diversas regiões (Azevedo et al. 2007; Abdallah et al. 2008; Takemoto et al. 2009), justificando o encontro destes parasitos em *A. crassipinnis* provenientes de criatório na região de Cascavel, Paraná.

Astronotus ocellatus e *A. crassipinnis* possuem uma forte proximidade filogenética (Colatreli et al. 2012), que é aproveitada por alguns parasitos capazes de se

adaptar a hospedeiros com tais proximidades (Zuben 1997). Isto justifica a presença de *G. asota* e *G. astronutti* nas duas espécies coletadas.

Já digenéticos, desenvolvem ciclos heteroxenos onde os peixes, geralmente, são hospedeiros intermediários destes parasitos (Cribb et al. 2002). Porém, poucos são os relatos de digenéticos nos peixes estudados (Eiras et al. 2010), sendo o Digenea *Dadayius puruensis* Lopes et al., 2011 o único descrito para *S. aequifasciatus* até o presente (Lopes, et al, 2011).

A presença de metacercárias em olhos de peixes é frequentemente observada em várias regiões do Brasil. Essa parasitose pode gerar deficiência visual no animal facilitando a predação pelos seus hospedeiros definitivos dos digenéticos, possibilitando que o parasito complete seu ciclo de vida (Yamada et al. 2008). Este padrão pode ser observado à infecção por *A. ostrowskiae* nos olhos de *S. aequifasciatus*, uma vez que este parasito adulto foi descrito em *Phalacrocorax auritus* (Lesson) e *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789), duas aves piscívoras comumente encontradas na América do Sul (Drago & Schenone 2011). Possivelmente estas aves alimentam-se de *S. aequifasciatus* na região amazônica. A mesma situação pode ser proposta para *Posthodiplostomum* sp. que também foi observado no olho do *S. aequifasciatus*, e que tem sido frequentemente registrada parasitando olhos de diversos peixes no Brasil (Yamada et al. 2008; Eiras et al. 2010).

Metacercárias de *Posthodiplostomum* sp. já foram descritas encistadas em brânquias de *A. ocellatus* (Tavares-Dias et al. 2011; Neves et al. 2013), diferentemente da metacercária encontrada neste trabalho que estava encistada no mesentério. Estudos sobre infecção natural de metacercárias de *Posthodiplostomum* sp. apontam a capacidade do parasito de penetração em tecidos musculares (Eissa et al. 2011), podendo inclusive alcançar a cavidade abdominal. Segundo Tavares-Dias et al. (2011)

as altas prevalências de *Posthodiplostomum* sp. entre outras metacercárias de digenéticos, são atribuídas à grande presença de hospedeiros definitivos e intermediários na região. Fato que provavelmente não tenha ocorrido na região das coletas, atribuindo-se inclusive aos digenéticos do gênero *Ascocotyle* sp. também encontrados na mesma região.

Sanguinicolidae abrange digenéticos de ciclos abreviados, com apenas dois hospedeiros (Poulin & Cribb 2002). Estes parasitos de correntes sanguínea estão presentes, em sua maioria, em peixes marinhos (Ogawa et al. 2010), mas já foram descritas duas espécies em peixes de águas continentais brasileiras (Eiras et al. 2010). O estado de conservação em que se encontravam os espécimes coletados possibilitou a identificação apenas em nível de Família.

Outros parasitos que utilizam os peixes como hospedeiros intermediários são os nematóides, e a observação de larvas encistadas é o indício desta relação (Takemoto et al. 2009). A prevalência de *Brevimulticaecum* sp. em *P. scalare* (46,6%) e em *A. ocellatus* (86,6%) foram altas quando comparadas com as prevalências encontradas por Vieira et al. (2010) em estudo realizado em peixes do Pantanal Sul-Matogrossense. A alta prevalência de *Brevimulticaecum* sp. em *P. scalare* e *A. ocellatus* indicam claramente que estes peixes são hospedeiros intermediários para esta espécie de parasito.

Larvas de *Brevimulticaecum* sp. já foram encontradas em inúmeros peixes em diversas regiões do país (Takemoto et al. 2009; Vieira et al. 2010) porém *Brevimulticaecum regoi* Sprent, 1990 é a única espécie adulta descrita parasitando *Potamotrygon motoro* (Müller e Henle, 1841) (Moravec 1998). Estas raias não se alimentam de peixe (Graça & Pavanelli 2007) e, provavelmente, não seriam hospedeiros definitivos das larvas encontradas neste estudo. A região amazônica abriga inúmeros

crocodilianos que alimentam-se de ciclídeos e são apontados como hospedeiros definitivos de várias espécies de *Brevimulticaecum* sp. pelo mundo, inclusive no Brasil (Junker et al. 2006; Cardoso et al. 2013).

Outro nematoide que se aloja em *P. scalare* fazendo destes seus hospedeiros intermediários é *P. izecksohni* que era inicialmente classificado como *Heliconema izecksohni* (Moravec & Santos 2009). Segundo os autores estes nematoides de ciclo heteroxeno utilizam crustáceos, como *Macrobrachium amazonicum* (Heller, 1862), como primeiros hospedeiros intermediários e, geralmente, fecham ciclo em peixes Osteoglossiformes. No entanto, adultos de *P. izecksohni* foram registrados em estômago de *Hoplias aff. malabaricus* (Bloch, 1794) (Moravec 1998; Thatcher 2006), que pode ser hospedeiro definitivo destas larvas encontradas em *P. scalare*, pois os dois peixes coexistem na mesma região (Sanabria-Ochoa et al. 2007).

Nematóides Anisakidae são conhecidos pelo seu potencial zoonótico, pois geralmente fecham ciclo em mamíferos. Geralmente os Anisakídeos de água doce como *Brevimulticaecum* sp. se encistam em mesentério e vísceras que não são utilizadas para o consumo humano (Takemoto et al. 2009), diminuindo seu risco para saúde pública. O tamanho diminuto e a impossibilidade de visualização de estruturas internas permitiu apenas a identificação em nível de família das cinco larvas encontradas dentro do globo ocular de *P. scalare*, porém livres no humor vítreo. Este é o primeiro registro de nematóide alojado em globo ocular de peixe. Até o presente, havia apenas registro de *Travassosnema travassosi* Costa, Moreira e Oliveira, 1991 parasitando mucosas oculares e tecidos adjacentes de *Acestrorhynchus lacustris* Reinhardt, 1874 (Moravec 1998).

Entre os nematoides adultos encontrados estão *I. brasiliensis*, que não tem biologia conhecida (Moravec & Laoprasert 2008), porém são classificados na Ordem

Oxyurida. Os representantes desta Ordem apresenta ciclo monoxeno (Moravec 1998), indicando *P. scalare* como hospedeiro definitivo para este parasito. A região amazônica conta com a descrição, até o presente trabalho, de duas espécies deste gênero, *Ichthyouris ro* Inglis, 1962 (Moravec 1998) e *I. ovofilamentosa* Moravec e Thatcher, 2001, no entanto, nenhum ocorrendo em *P. scalare* (Luque et al. 2011). Diversos levantamentos ictioparasitológicos no Brasil descrevem apenas *Ichthyouris* parasitando diversos peixes, porém, este trabalho amplia a distribuição geográfica de *I. brasiliensis* que era, até o presente, restrita a bacia do rio Paraná (Luque et al. 2011).

Outro Oxyurideo encontrado, foi *I. bursata* em *S. aequifasciatus* de criatório. Este nematoda tem sido registrado em *Symphysodon* spp. de ambientes controlados e com prevalências em torno de 60% (Moravec & Laoprasert 2008), semelhante a situação encontrada neste estudo. Apesar de ser um ambiente controlado, a presença de *I. bursata* pode ser garantida pelo ciclo monoxênico dos parasitos. Este fator pode também ter influenciado na correlação significativa entre comprimento do peixe e o aumento da infecção por *I. bursata*. Estes nematoides são competidores de alimento com os hospedeiros (Moravec 1998), portanto, quanto maior o peixe, mais espaço existe no lúmen intestinal, propiciando uma melhor instalação dos parasitos, entretanto sua patogenicidade é controversa (Moravec & Laoprasert 2008).

Astronotus ocellatus também apresentou parasitismo por nematoides adultos como *Procamallanus (S.) inopinatus* que é inespecífico quanto ao hospedeiro, sendo registrado em diversas regiões (Takemoto et al. 2009; Luque et al. 2011), com prevalências e intensidades de infecção diversas.

Outros endoparasitos encontrados foram os pentastomídeos que são conhecidos como parasitos de trato respiratório de répteis e que desenvolvem ciclo de vida heteroxeno, usando os peixes como hospedeiros intermediários (Junker & Boomker

2006). Poucos são os registros destes parasitos em peixes brasileiros. Estudos em *Serrasalmus marginatus* (Valenciennes, 1837) coletadas no Pantanal Sul-matogrossense retratam maior riqueza de espécies de pentastomídeos (Vicentin et al. 2013; Giesen et al. 2013) em relação ao resultado encontrado em *A. ocellatus* no lago de Coari. Porém, comparando as prevalências e intensidade de infecção de *Subtriquetra subtriquetra* dos dois ambientes naturais, o peixe amazônico apresenta-se mais parasitado.

A espécie *S. subtriquetra* é considerada uma das espécies mais patogênicas de pentastomídeos, principalmente para os peixes hospedeiros intermediários devido aos seus ganchos perfurocortantes (Paré 2008). O autor ressalta que *S. subtriquetra* é um parasito comum em *Caiman crocodilus* Linnaeus, 1758 e *Melanosuchus niger*, Spix, 1825 ambos crocodilianos facilmente encontrados na região amazônica (Cardoso et al. 2013), fator que pode ser relacionado com as elevadas intensidade e prevalência de infecção de *S. subtriquetra*.

Mesmo em se tratando de animais amazônicos, a menor riqueza parasitária dos peixes provenientes da piscicultura de Cascavel pode ser explicada pelo fato de que alguns parasitos são mais dependentes ecologicamente do ambiente do que propriamente dos peixes hospedeiros, principalmente no que diz respeito ao ciclo de vida (Lacerda et al. 2013). Deve-se levar em consideração o fato de que os criatórios são ambientes fechados e controlados onde inexitem ou existem em menores quantidades todos os organismos necessários para o fechamento do ciclo de vida de parasitos heteroxênicos (Tavares-Dias et al. 2001; Portz et al 2013).

Em pisciculturas ornamentais a inadequação de manejo sanitário propicia a proliferação de parasitos caso um peixe infectado seja exposto ao plantel (Chellappa et al. 2010; Portz et al. 2013), o que provavelmente não ocorreu com *P. scalare* coletados no criatório de Cascavel. Muitos metazoários endoparasitos são adquiridos pelo

hospedeiro via cadeia trófica (Poulin & Cribb 2002) ato já limitado pela adoção de arraçoamento dos peixes de piscicultura, principalmente quando se existe adequações das rações às espécies criadas, como é o caso de *P. scalare* e *S. aequifasciatus* (Velasco-Santamaría & Corredor-Santamaría 2011).

De modo geral, os estudos parasitológicos com peixes ornamentais criados comercialmente resumem-se a registros de ocorrência, principalmente de peixes e parasitos introduzidos (Piazza et al. 2006). Mesmo assim, existe uma carência em estudo sobre a patogenicidade dos parasitos e formas eficazes de controle destes potenciais agentes patogênicos sem causar danos aos peixes e ao ambiente. Desta forma, os estudos de base como levantamentos parasitários tanto de peixes ornamentais selvagens como de criatório, precisam ser realizados, inclusive levando-se em conta a sazonalidade nos ambientes de coleta.

Com este estudo confirma-se a primeira hipótese de que existe diferença entre a riqueza de endoparasitos dos dois ambiente, já que a maioria dos endoparasitos apresentavam ciclo heteroxênico e foram encontrados em ambiente natural que proporciona todas as condições para o desenvolvimento de seus ciclos de vida. A segunda hipótese de que a riqueza de ectoparasitos é semelhante entre os ambientes também foi confirmada para os ectoparasitos monogenéticos que foram encontrados nos dois ambientes estudados, inclusive, parasitando espécies distintas de peixes, porém, que apresentam grande proximidade filogenética. Entretanto esta hipótese não é verdadeira para os protozoários ectoparasitos. Além disto, o índice de Sørensen indica baixa similaridade, no que se refere parasitos metazoários, entre as amostras de peixes nos diferentes ambientes, corroborando a confirmação das hipóteses.

Agradecimentos

Ao Laboratório de Ictioparasitologia do Nupélia- UEM pelo apoio na realização do trabalho, ao INPA pelo apoio no Amazonas e ao CNPq pelo apoio financeiro.

REFERÊNCIAS

Abdallah VD; Azevedo RK; Luque JL, 2008. Notes on the morphology of two species of *Gussevia* Kohn e Paperna (Monogenea: Dactylogyridae) parasite on *Astronotus ocellatus* (Agassiz) (Perciformes: Cichlidae) from Brazil. *Panamjas* 3 (2):101 -104

Abowei JFN, Briyai OF, Basse SE, 2011. A review of some basic parasite diseases in culture fisheries flagellids, dinoflagellides and ichthyophthiasis, ichtyobodiasis, coccidiosis trichodiniasis, heminthiasis, hirudinea infestation, crustacean parasite and ciliates, *British Journal of Pharmacology and Toxicology*, 2 (5): 213-226.

Anjos HDB, Amorim RMS, Siqueira JA, Anjos CR, 2009. Exportação de peixes ornamentais do estado do Amazonas, bacia Amazônica, Brasil. *Boletim do Instituto de Pesca*, São Paulo 35(2): 259 - 274.

AVMA, 2013. American veterinary medical association: guidelines for the euthanasia of animals <https://www.avma.org/KB/Policies/Pages/Euthanasia-Guidelines.aspx> 15\12\2013.

Azevedo RK, Abdallah VD, Luque JL, 2007. Ecologia da comunidade de metazoários parasitos do apaiari *Astronotus Ocellatus* (Cope, 1872) (Perciformes: Cichlidae) do Rio Guandu, Estado do Rio De Janeiro, Brasil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária* 16 (1):15-20.

Brinn RP, Marcon JL, McComb DM, Gomes LC, Abreu JS, Baldisseroto B, 2012. Stress responses of the endemic freshwater cururu stingray (*Potamotrygon cf. histrix*)

during transportation in the Amazon region of the Rio Negro, *Comparative Biochemistry and Physiology*, 162 (2012):139–145.

Bush AO; Lafferty KD; Lotz JM; Shostak AW, 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: margolis et al revisited. *Journal. of Parasitology*.83(4): 575 - 583.

Cardoso AMC, Souza AJS, Menezes RC, Pereira WLA, Tortelly R, 2013. Gastric lesions in free-ranging black caimans (*Melanosuchus niger*) associated with *Brevimulticaecum* species, *Veterinary Patology Online*, 50 (4):581-584.

Cardoso FR, 2008. *Ecologia da pesca e biologia reprodutiva do acará disco (Symphysodon aequifasciatus, Pelegrin 1904) (Perciforme: Cichlidae) na RDS Piagaçu-Purus, Amazônia Central: subsidio para o manejo sustentável de um recurso natural*. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, 115pp.

Chellappa S; Yamamoto ME; Cacho MSRF, 2010. Biologia, comportamento e reprodução do peixe ornamental acará-bandeira (*Pterophyllum scalare*) In: Baldisserotto B; Gomes LC. *Espécies nativas para piscicultura no Brasil*, UFSM, Santa Maria, p. 477 - 488.

Colatreli OP; Meliciano NV; Toffoli D; Farias IP; Hrbek T, 2012. Deep phylogenetic divergence and lack of taxonomic concordance in species of *Astronotus* (Cichlidae). *International Journal Evolutionary of Biology*, 2012:1-8.

Crampton WGR, 2008. Ecology and life history of an amazon flood plain cichlid: the discus fish *Symphysodon* sp. (Perciformes: Cichlidae). *Neotropical Ichthyology* 6 (4): 599-612.

Cribb TH, Chisholm LA, Bray RA, 2002. Diversity in the monogenea and digenea: does lifestyle matter? *International Journal for Parasitology*, 32: 321–328.

- Drago FB, Schenone LILM, 2011. Digenean parasites of the neotropic ormorant, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) (Aves: Phalacrocoracidae) from Argentina: Distribution extension and new host records, *Check List*, 7 (6): 871-875.
- Eiras JC; Takemoto RM.; Pavanelli GC, 2006. *Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes*, 2 ed, EDUEM,. Maringá, 199p.
- Eiras JC; Takemoto RM; Pavanelli GC, 2010. *Diversidade dos parasitas de peixes de água doce do Brasil*, Clichetec, Maringá, 333p.
- Eiras JC, 2013. Ciliophora. In: Pavanelli GC Takemoto RM; Eiras JC. *Parasitologia: peixes de água doce do Brasil*, EDUEM, Maringá, p. 233-248.
- Eissa IAM, Gado MS, laila AM, Mona SZ, Noor EDAE, 2011. Field studies encysted metacercariae infested natural male tilapias and monosex tilapias in Kafr El-Sheikh Governorate Fish Farms, *Life Science Journal*; 8 (2): 7-12.
- Elsayed EE, Dien NEE, Mahmoud. A M, 2006. Ichthyophthiriasis: various fish susceptibility or presence of more than one strain of the parasite?, *Nature and Science*, 4 (3):5-13.
- Fusconi R, Godinho MJL, 1999. Bacteria and protozoa populations in groundwater in a landfill area in São Carlos, SP, *Revista de Microbiologia*, 30:196-202.
- Giesen SC, Takemoto RM; Calitz F; Lizama MLAP; Junker K, 2013. Infective pentastomid larvae from *Pygocentrus nattereri* Kner (Pisces, Characidae) from the Miranda River, Pantanal, Mato Grosso do Sul state, Brazil, with notes on their taxonomy and epidemiology, *Folia Parasitologica (Praha)*, 60: 457-468.
- Graça WJ; Pavanelli CS, 2007. *Peixes da planície de inundação do alto rio Paraná e áreas adjacentes*, EDUEM, Maringá, 241p.

Junk WJ, 1997. *The central Amazon floodplain: ecology of a pulsing system. Ecological studies*, Berlim, 520p.

Junker K, Boomker J, 2006. A check-list of the pentastomid parasites of crocodylians and freshwater chelonians, *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, 73:27–36.

Junker K,. Wallace K, Leslie AJ,. Boomker J, 2006. Gastric nematodes of Nile crocodiles, *Crocodylus niloticus* Laurenti, 1768, in the Okavango River Botswana, *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, 73:111–114.

Kayış S, Balta F, Serezli R, Er A, 2013. Parasites on different ornamental fish species in Turkey, *Journal of Fisheries Sciences.com*, 7(2): 114-120.

Lacerda AC; Yamada FH; Antonucci AM; Tavares-Dias M, 2013. Peixes introduzidos e seus parasitos. In. Pavanelli GC; Takemoto RM; Eiras JC. *Parasitologia de peixes de água doce do Brasil*, EDUEM, Maringá, p. 169- 194.

Livengood EJ, Chapman FA, 2011. The ornamental fish trade: an introduction with perspectives for responsible aquarium fish owner ship. *Department of Fisheries and Aquatic Sciences, Florida Cooperative Extension Service*. p 1-8.

Lopes LPC, Karling LC, Takemoto RM, Rossoni F, Ferreira EJJ, Pavanelli GC, 2011. A new species of *Dadayi* Fukui, 1929 (Digenea: Cladorchiidae), parasite of *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904 (Perciformes: Cichlidae) from the Purus river, amazon, Brazil, *Helminthologia*, 48 (3): 200–202.

Luque JL, Aguiar JC, Vieira FM, Gibson D, Santos CP, 2011. Checklist of nematoda associated with the fishes of Brazil, *Zootaxa*, 3082:1-88.

Macedo CF, Sipaúba-Tavares, LH, 2010. Eutrofização e qualidade da água na piscicultura: consequências e recomendações, *Boletim do Instituto de Pesca*, 36 (2): 149 – 163.

Martins ML., Marchiori N, Nunes G, Rodrigues MP, 2010. First record of *Trichodina heterodentata* (Ciliophora: Trichodinidae) from channel catfish, *Ictalurus punctatus* cultivated in Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, 70:637–644.

Morais FB, 2005. *Sistema intensivo de incubação e manejo de cria de Acará Disco, Symphysodon spp.*, Dissertação de Mestrado em Aquicultura, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 60p.

Moravec F, 1998. *Nematode of freshwater fishes of the neotropical region*. Fundação de Ciências Acadêmicas da Republica Tcheca, Branisovka, 464p.

Moravec F; Laoprasert T, 2008. Redescription of *Ichthyouris bursata* Moravec & Prouza, 1995 (Nematoda: Pharyngodonidae), a parasite of wild and aquarium-reared discus *Symphysodon* spp. (Osteichthyes). *Systematic Parasitology*. 71:137-143.

Moravec F, Santos CP, 2009. Larval *Pseudoproleptus* sp. (Nematoda: Cystidicolidae) found in the amazon river prawn *Macrobrachium amazonicum* (Decapoda: Palaemonidae) in Brazil, *Journal of Parasitology*, 95 (3):634-638.

Moreau MA, Coomes OT, 2006 Potential threat of the international aquarium fish trade to silver arawana *Osteoglossum bicirrhosum* in the Peruvian Amazon. *Oryx* 40 (2): 152-160.

Neves LR, Pereira FP, Tavares-Dias M, Luque JL, 2013. Seasonal influence on the parasite fauna of a wild population of *Astronotus ocellatus* (Perciformes: Cichlidae) from the Brazilian Amazon, *Parasitology*, 99 (4):718–721.

Ogawa K, Tanaka S, Sugihara Y, Takami I, 2010. A new blood fluke of the genus *Cardicola* (Trematoda: Sanguinicolidae) from Pacific bluefin tuna *Thunnus orientalis* (Temminck & Schlegel, 1844) cultured in Japan, *Parasitology International*, 59 (2010): 44–48.

- Önal U, Çelik I, Toksen A, Çaydan E, 2011. Early infection of discus *Symphysodon aequifasciatus* altricial larvae by *Sciadicleithrum variabilum* (Monogenea), *Journal of Fish Biology*, 78: 647–650.
- Pádua, S.B., Ishikawa, M.M., Ventura, A.S., Jerônimo, G.T., Martins, M.L., Tavares, L.E.R., 2013. Brazilian catfish parasitized by *Epistylis* sp. (Ciliophora: Epistylididae), with description of parasite intensity score. *Parasitology Research*. 112:443 – 446.
- Paré JA, 2008. An overview of pentastomiasis in reptiles and other vertebrates, *Journal of Exotic Pet Medicine*, 17 (4):285-294.
- Pavanelli GC, Eiras JC, Takemoto RM, 2008. *Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento*. 3 ed. EDUEM, Maringá, 305 p.
- Pelegriani LS, 2011. *Fauna de metazoários parasitas do aruanã *Osteoglossum bicirrhosum* (Cuvier, 1829) (Osteoglossiformes: Osteoglossidae) dos rios Negro e Solimões, amazônia central, Brasil*. Dissertação de mestrado em Biologia, Instituto Nacional de Pesquisa da Amazônia. 48p.
- Piazza RS; Martins ML; Guiraldelli L; Yamashita MM, 2006. Parasitic diseases of freshwater ornamental fishes commercialized in Florianópolis, Santa Catarina, Brazil. *Boletim do Instituto de Pesca*, 32 (1): 51 - 57.
- Pinheiro DA, Tavares-Dias M, Dias MKR, Santos EF, Marinho RGB, 2013. Primeiro registro da ocorrência de protozoários em tamoatá *Hoplosternum littorale* no Brasil, *Boletim do Instituto de Pesca* 39 (2): 169 – 177.
- Poulin R, Cribb TH, 2002 Trematode life cycles: short is sweet?, *TRENDS in Parasitology*, 18 (4): 176-183.
- Portz L; Antonucci AM; Ueda BH; Dotta G; Guidelli G; Roubidakis K; Martins ML; Carniel MK; Tavechio WLG, 2013 Parasitos de peixes de cultivo e ornamentais. In:

Pavanelli GC; Takemoto RM; Eiras JC, *Parasitologia: peixes de água doce do Brasil*, EDUEM, Maringá, p. 85-114.

Rahmati-holasoo H, Hossein AEM, Mehdi S, Seyed HH, Masoomeh G, Reza S, 2011. Capillariosis in breeder discus (*Symphysodon aequifasciatus*) in Iran, *Journal of Agricultural Sciences*, 55 (3): 253-259.

Rios-Villamizar EA, Junior AFM, Waichman AV, 2011. Water physico-chemical characterization and deforestation in the purus river basin, western Brazilian amazon, *Revista Geográfica. Acadêmica*, 5 (2): 54-65.

Sanabria-Ochoa, A.I.; Victoria-Daza, P.; Beltrán, I.C., 2007. *Peces de la Amazonía Colombiana con énfasis en especies de interés ornamental*, INCODER, Bogotá, 489 p.

Silva JWB, 2010. Biologia e cultivo do Apaiari (*Astronotus ocellatus* Cuvier, 1829) Swainson, 1839. In: Baldisserotto B; Gomes LC *Espécies nativas para piscicultura no Brasil*, UFSM, Santa Maria, p. 429 - 457.

Takemoto RM, Pavanelli GC, Lizama MAP, Lacerda ACF, Yamada FH, Moreira LHA, Ceschini TL, Bellay S, 2009. Diversity of parasites of fish from the upper Paraná river floodplain, Brazil. *Brazilian Journal. Biology.*, 69(2, Suppl.): 691-705.

Tavares-Dias M, Moraes FR, Martins ML, Kronka SN, 2001. Fauna parasitária de peixes oriundos de "pesque-pagues" do município de Franca, São Paulo, Brasil. II. Metazoários, *Revista Brasileira de Zoologia*. 18 (Suplemento 1): 81-95.

Tavares-Dias M, Lemos JRG, Martins ML, Jerônimo GT, 2009. Metazoan and protozoan parasites of freshwater ornamental fish from Brazil. In Tavares-Dias M, *Manejo e sanidade de peixes em cultivo*, Embrapa Amapá, Macapá, p. 469-494.

Tavares-Dias M, Lemos JRG, Martins ML, 2010. Parasitic fauna of eight species of ornamental freshwater fish species from the middle Negro River in the Brazilian Amazon Region, *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 19 (2):103-107.

Tavares-Dias M, Neves LR, Fernandes BMM, 2011. First Report of Metacercariae (Digenea) infecting *Astronotus ocellatus* (Perciformes: Cichlidae) from the amazon region, Brazil, *Neotropical Helminthology* 5 (2): 235-240.

Velasco-Santamaría Y, Corredor- Santamaría W, 2011. Nutritional requirements of freshwater ornamental fish: a review, *Revista MVZ Córdoba* 16 (2):2458-2469.

Thatcher VE, 2006. Amazon fish parasites. 2ed. Pensoft Publishers. Sofia, Moscow, 507p.

Vicentin W, Vieira KRI; Tavares LER; Costa FES ;Takemoto RM; Paiva F, 2013. Metazoan endoparasites of *Pygocentrus nattereri* (Characiformes: Serrasalminae) in the Negro river, Pantanal, Brazil, *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 22: 331.

Vieira KRI, Vicentin W, Paiva F, Pozo CF, Borges FA, Adriano EA, Costa FES, Tavares LER, 2010. *Brevimulticaecum* sp. (Nematoda: Heterocheilidae) larvae parasitic in freshwater fish in the Pantanal wetland, Brazil, *Veterinary Parasitology*, 172 (2010):350–354.

Yamada FH; Moreira LH A; Ceschini TL.; Takemoto RM; Pavanelli GC, 2008. Novas ocorrências de metacercárias de *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) (Platyhelminthes, Digenea) parasitas de olhos de peixes da Bacia do rio Paraná, *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 17 (3):163-166.

Zuanon JAS; Salaro AL; Furuya WM, 2011. Produção e nutrição de peixes ornamentais. *Revista Brasileira de Zootecnia*. 40 (Suplemento especial):165-174.

Zuben CJV 1997. Implications of spatial aggregation of parasites for the population dynamics in host-parasite interaction, *Revista de Saúde Pública*, 31 (5): 523-30.

4 EFICÁCIA DE DOIS MÉTODOS DE CONTROLE DE PROTOZOÁRIOS CUTÂNEOS EM PEIXES ORNAMENTAIS BRASILEIROS

Resumo

A piscicultura ornamental está entre os setores mais lucrativos da aquicultura, e caracteriza-se por uma indústria bastante dinâmica com alta rotatividade de produção. Espécies endêmicas da América do Sul como *Symphysodon aequifasciatus*, *Pterophyllum scalare* e *Astronotus crassipinnis* são muito cultivados e comercializados devido suas formas e cores exuberantes. Entretanto, ectoparasitos como protozoários podem prejudicar, além do desenvolvimento zootécnico dos animais a exuberância dos mesmo. Para que não ocorra proliferação maciça de protozoários gerando graves prejuízos econômicos as produções, técnicas terapêuticas tem sido estudadas, e muitas vezes aplicadas desordenadamente. Com o objetivo de avaliar a eficácia do organofosforado triclorfon no controle de protozoários cutâneos, foi comparado a aplicação de banho terapêutico de longa e de curta duração nas respectivas dosagens, 50mg\100L e 80mg\L, para as três espécies de peixes acima citadas, em ambiente controlado em aquários distribuídos de forma aleatória. Em se tratando do número total de parasitos a maior eficácia ocorreu no banho de curta duração para *A. crassipinnis* (76,2%), e (52,8%) para *S. aequifasciatus* e para banhos longos para *P. scalare* (61,4%). Porém, o triclorfon apresentou eficácia negativa para a maioria dos parasitos encontrados, além de efeitos nocivos as espécies de peixes testadas.

Palavras-chave: *Symphysodon aequifasciatus*, *Pterophyllum scalare*, *Astronotus crassipinnis*, triclorfon, ectoparasitos, tratamento.

4.1 INTRODUÇÃO

A piscicultura ornamental está entre os setores mais lucrativos da aquicultura, pois, milhares de pessoas ao redor do mundo adotaram esta atividade como forma de lazer (Reynoso et al., 2012). Esta indústria é bastante dinâmica, visando sempre produzir novidades ou mesmo, adquiri-las por intermédio de importação e exportação de peixes (Rezende et al., 2012). Esta dinâmica na cadeia do peixe ornamental também ocorre devido a rápida rotatividade de produção. Estes fatores, somados aos baixos investimentos de instalação de pisciculturas ornamentais, fazem da atividade uma excelente forma de sustento familiar (Zuanon et al., 2011).

Os peixes ornamentais, exóticos ou silvestres, agregam valor conforme mais evidentes e chamativas forem suas cores (Rezende et al., 2012). Exemplos desta agregação de valores devido a forma e coloração são vistos nos peixes *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823) e *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840), endêmicos da América do Sul (Sanabria-Ochoa et al., 2007), muito apreciados pelo comercio aquariofilista nacional e internacional (Zuanon et al., 2011; Rezende et al., 2012), e criados comercialmente em diversas regiões do Brasil devido a existência de pacotes tecnológicos propícios (Morais, 2005; Chellappa et al., 2010; Silva, 2010).

Alguns parasitos, como os protozoários, podem prejudicar, além do desempenho zootécnico do peixe, a sua atratividade, alojando-se no tecido cutâneo dos hospedeiros (Pavanelli et al., 2008) provocando, de modo geral, inflamação, prurido intenso, aumento da secreção de muco, alteração de coloração, abrasões de pele e até escoriações (Noga, 2010).

Os protozoários ectoparasitos são frequentes em pisciculturas, porém se manifestam causando doença quando as condições limnológicas, nutricionais e

zootécnicas da criação são desfavoráveis ao equilíbrio biológico, provocando estresse ao peixe (Pavanelli et al., 2008; Noga, 2010). O estado de estresse por sua vez, promove alterações hormonais e metabólicas, o que desequilibra o organismo e promovendo déficit energético em sistemas que não estão diretamente ligados à manutenção da vida, como o sistema imune (Rohlenová et al., 2011), facilitando a ação de organismos patogênicos e oportunistas (Pavanelli et al., 2008; Noga, 2010). Porém, os gastos energéticos das respostas dos peixes frente a ação dos agentes parasitários, depende do número de parasitos envolvidos, do órgão acometido e da forma parasitária presente no hospedeiro (Rohlenová et al., 2011).

De modo geral, os protozoários ectoparasitos são generalistas quanto aos hospedeiros (Eiras et al., 2012), acometendo diversos peixes, em diferentes sistemas de produção e em regiões distintas (Tavares-Dias et al., 2001; Martins et al., 2010; Pádua et al., 2013), e podem inclusive, sobreviverem simultaneamente em um mesmo hospedeiro e até promoverem doença parasitária de forma sinérgica (Carvalho-Varela, 2005). Um dos principais motivos destas várias ocorrências de infestações são as altas densidades dos plantéis facilitando a disseminação destes parasitos monoxênicos (Pavanelli et al., 2008).

No Brasil, já são descritas altas prevalências (acima de 60%) de protozoários ectoparasitos em peixes criados em larga escala, como as registradas para *Trichodina heterodonta* Duncan, 1977 em *Ictalurus punctatus* (Rafinesque, 1818) (Martins et al., 2010), *Trichodina* sp. em *Carassius auratus* (Linnaeus, 1758) (Martins et al., 2012), *Epistilys* sp. em *Hemisorubim platyrhynchos* (Valenciennes, 1840) e em híbridos de *Leiarius marmoratus* (Gill, 1870) X *Pseudoplatystoma reticulatum* Eigenmann e Eigenmann, 1889 (Pádua et al., 2013). Porém, o protozoário mais preocupante, em âmbito mundial, devido as graves perdas econômicas que provoca, é *Ichthyophthirius*

multifiliis, Fouquet, 1876 (Pavanelli et al, 2008), que também já foi registrado acometendo vários peixes no Brasil (Eiras et al., 2012).

Este protozoário ciliado monoxênico desenvolve uma fase livre-natante e outra parasitária, fazendo do *I. multifiliis* um parasito de difícil controle ecológico (Wei et al., 2013). Segundo os autores, *I. multifiliis*, possui predileção por temperaturas baixas, em torno de 20°C, para sua reprodução e fechamento do seu ciclo biológico. Entretanto, na região Amazônica, foi registrado *I. multifiliis* parasitando *Paracheirodon axedi* Schultz, 1956 a temperaturas entre 25°C e 26°C (Tavares-Dias et al., 2009), e *Hoplosternum littorale* (Hancock 1828) à temperaturas entre 26°C a 33°C (Pinheiro et al., 2013), o que indica uma grande tolerância do parasito às variações de temperatura, pressupondo que as infestações por *I. multifiliis* não sejam controladas por fatores abióticos.

Estudos com peixes portadores de traumas ocasionados por aves indicaram uma maior intensidade de infestação por *I. multifiliis* em relação a peixes sadios, sugerindo que a infestação pelo protozoário seja realmente favorecida por fatores bióticos que, de alguma forma, alterem a imunidade do hospedeiro (Ondracková et al., 2012).

Estes fatores estressantes para os peixes potencializam o parasitismo por *I. multifiliis*, podendo provocar a doença chamada Ichthyophthiriase (Wei et al, 2013). Infestações experimentais, além de confirmar a maior ação parasitária devido a quedas bruscas de temperatura, indicam a existência de cepas diferentes de *I. multifiliis*, pois alguns peixes apresentaram ichthyophthiriase logo após a exposição ao parasito, enquanto outros só desenvolveram a doença após o estresse térmico (Elsayed et al., 2006). Entretanto, independente das possíveis cepas, *I. multifiliis* provoca ulcerações no epitélio devido a saída dos trofontes para o ambiente e, com isso, bactérias oportunistas

acabam se alojando nestas lesões provocando bacterioses secundárias, prejudicando ainda mais o desempenho dos peixes já debilitados (Wei et al., 2013).

Estudos sobre protozoários parasitos e protozooses em peixes ornamentais ainda são muito escassos (Portz et al., 2013). Entretanto, alguns levantamentos parasitológicos em peixes ornamentais provenientes de pesca extrativista, na região Amazônica indicam a presença de *I. multifiliis*, *Trichodina* sp. e *Piscinoodinium pillulare* (Schäperclaus, 1954) Lom, 1981 em baixas prevalências e baixa intensidades de infestação em *Paracheirodon axelrodi* Schultz, 1956, *Hyphessobrycon copelandi* Durbin, 1908, *Dianema urostriatum* (Miranda Ribeiro, 1912) e *Otocinclus* sp (Tavares-Dias et al., 2009), *Carnegiella strigata* Günther, 1864, *C. martae* Myers, 1927, *Nannostomus eques* Steindachner, 1876, *N. unifasciatus* Steindachner, 1876 e *P. scalare* (Tavares-Dias et al., 2010) e *I. multifiliis* e *Chilodonella* sp. também em baixas prevalências em *Oxydoras niger* Valenciennes, 1821 (Silva et al., 2011).

Para peixes ornamentais provenientes de criatório a carência de estudos na área não é diferente. Há apenas registros de protozoários em peixes coletados em lojas de aquarofilia como o realizado por Piazza et al. (2006) indicando baixas prevalências e intensidade de infestação de *I. multifiliis*, *P. pilulare* e *Trichodina acuta* Lom, 1961 em peixes exóticos comercializados na cidade de Florianópolis. Estudo semelhante registrou, também em baixas intensidades de infestação, também em peixes ornamentais exóticos, a ocorrência de *Trichodina nobilis* Chen, 1963 e *Trichodina reticulata* Hirschmann e Partsch, 1955 (Martins et al., 2012).

Apesar da ichthyophthiriase ser caracterizada pela presença de lesões puntiformes esbranquiçadas espalhadas homoganeamente pelo corpo do peixe (Wei et al., 2013), as protozooses cutâneas geralmente não apresentam sintomas patognomônicos de infestação, generalizando assim, a sintomatologia, o diagnóstico e

as formas de tratamento para todas as espécies de protozoários parasitos de peixes (Abowei et al., 2011), aumentando os riscos de disseminação de ectoparasitos entre atividades aquícolas ornamentais.

Estes riscos iminentes de infestações por protozoários ectoparasitos em pisciculturas ornamentais, estimulam a aplicação de formas de controle baseadas na prevenção, pois existe nenhuma forma de tratamento legalmente aplicável às criações (Portz et al., 2013). Com isso, estudos sobre a eficácia de princípios ativos já existentes e de substâncias naturais começaram a ser realizados (Onaka et al., 2003; Fujimoto et al., 2006; Portz et al., 2013). No entanto, a ampla diversidade de organismos que compõem a aquicultura torna qualquer tratamento sujeito a generalizações (Smith et al., 2010), o que promove uma diminuição da eficácia de vários princípios ativos potencialmente utilizáveis (Wassmann et al., 1999).

Esta generalização também ocorre com os produtos organofosforados que são utilizados na pecuária para controle e eliminação de ectoparasitos, e na agricultura para controle de pragas (Luvizotto-Santos et al., 2009). Os organofosforados são mais utilizados atualmente, devido sua menor persistência no ambiente e menor bioacumulação em relação aos produtos organoclorados conhecidos para tais finalidades (Moura et al., 2012), e por estas características, houve indicação do uso de organofosforados para o controle de ectoparasitos também na piscicultura (Viana, 2003; Kubitza e Kubitza, 2004), inclusive para ciclídeos ornamentais (Bassleer, 2011), mesmo que sem estudos específicos sobre o mecanismo de ação do fármaco sobre os ectoparasitos de peixes, protozoários ou metazoários (Guimarães et al., 2007; Spinosa et al., 2011; Horsberg, 2012).

Levando em consideração a hipótese de que os tratamentos recomendados são eficazes no controle de todos os protozoários ectoparasitos de peixes, e que podem ser

administrados para qualquer espécie de peixe, com este trabalho objetivou testar a eficácia de dois tratamentos a base de triclorfon, um organofosforado, para *S. aequifasciatus*, *P. scalare* e *A. crassipinnis*, três espécies nativas do Brasil de interesse ornamental e com tecnologias de criação estabelecidas.

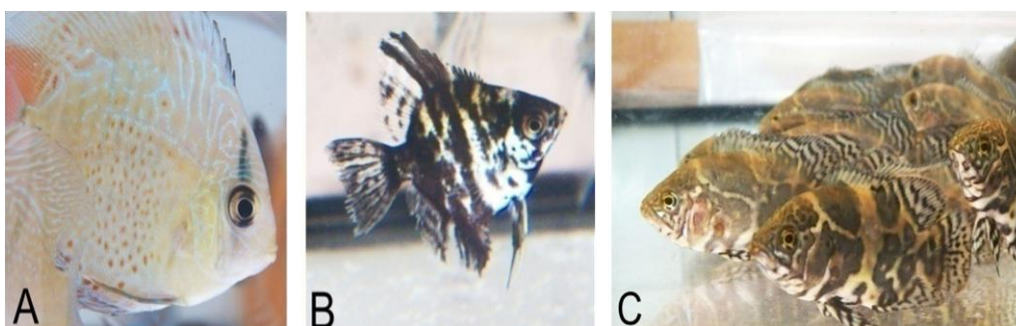
Este experimento teve aprovação do Comitê de Conduta Ética para uso de Animais para Experimentação da Universidade Estadual de Maringá sob o registro 135\2013.

4.2 MATERIAL E METODOLOGIA:

4.2.1 Aquisição e aclimação dos peixes

Foram adquiridos quarenta e cinco espécimes juvenis de cada espécie a ser testada *S. aequifasciatus*, *P. scalare* e *A. crassipinnis*, em piscicultura especializada na produção de peixes ornamentais no município de Cascavel (Figura 1), Estado do Paraná, no mês de Agosto de 2013 (Figura 2).

Figura1: A- *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; B- *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823); C- *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840) provenientes de piscicultura ornamental.



Os peixes foram embalados em sacos plásticos contendo água do próprio aquário em que estavam e oxigênio, sem nenhum tratamento prévio, e enviados à Universidade Estadual de Maringá no município de Maringá, Estado do Paraná.

No laboratório, foram montados vinte e sete aquários hospitalares contendo quarenta litros de água previamente decolorada em cada um. Os parâmetros de temperatura e pH foram ajustados para assemelharem-se aos padrões encontrados na criação: T- $25^{\circ}\text{C} \pm 1,3^{\circ}\text{C}$ e pH- $6,58 \pm 1,01$ propiciando um maior bem-estar dos animais durante o período de aclimação (Ferreira e Barcellos, 2008). A aeração dos aquários foi instalada para a manutenção dos peixes.

Após este ajuste os peixes foram distribuídos em grupos de cinco indivíduos da mesma espécie por aquário. Em baixa densidade (1 peixe/8L), evitando mais esta forma de estresse (Ferreira e Barcellos, 2008) e possível desenvolvimento de doença (Noga, 2010) para aclimação de cento e vinte horas (5 dias) (Figura 3).

Figura 2: Mapa geográfico com a localização do município de Cascavel em relação a capital Curitiba, Estado do Paraná.



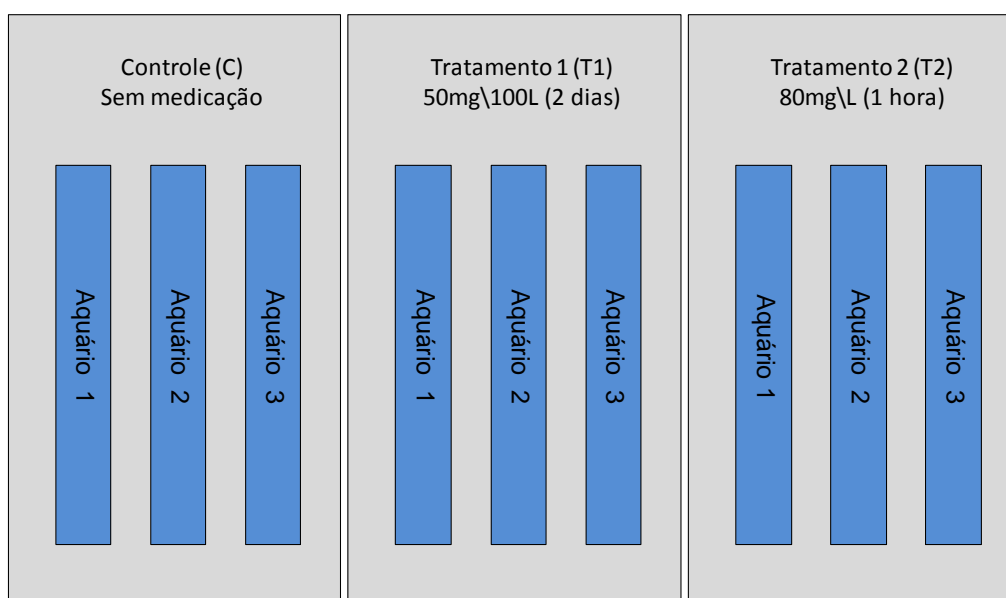
Figura 3: Disposição dos aquários hospitalares utilizados durante o experimento no laboratório multidisciplinar T10 da Universidade Estadual de Maringá.



4.2.2 Delineamento Experimental

O delineamento experimental adotado foi de um experimento inteiramente casualizado com três tratamentos, sendo um o grupo controle (C) e os demais denominados, tratamento UM (T1) e tratamento DOIS (T2), todos com três réplicas simultâneas (Figura 4). Este delineamento foi adotado para as três espécies de peixes simultaneamente.

Figura 4: Delineamento amostral do experimento representando os tratamentos e suas réplicas.



Foram realizadas pesquisas de protozoários ectoparasitos cutâneos através de raspados antes do início dos tratamentos, denominado momento zero, em todos os peixes. A mesma pesquisa foi realizada logo após o término dos tratamentos nos peixes dos grupos T1 e T2, e repetida quarenta e oito horas após o término dos tratamentos em todos os animais sobreviventes, e no grupo controle (C).

Os parâmetros de temperatura e pH foram aferidos com auxílio de Multiparâmetros DIGIMED- DM-2, e oxigênio dissolvido com Oxímetro YSI 550A duas vezes ao dia durante todo o período de duração do experimento. A amônia

dissolvida foi aferida com auxílio de testes específicos da marca Labcon utilizados comercialmente, uma vez ao dia, todos os dias de experimento. Os padrões limnológicos aferidos foram verificados através de ANOVA segundo o programa estatístico BioEstat 5.0.

Os animais foram alimentados com rações comerciais para peixes ornamentais *Sera -Cichlids Stcks* para *A. crassipinnis* e *Sera -Tetra Color Tropical Granules* para *S. aequifasciatus* e *P. scalare*, diariamente no período da manhã até a saciedade.

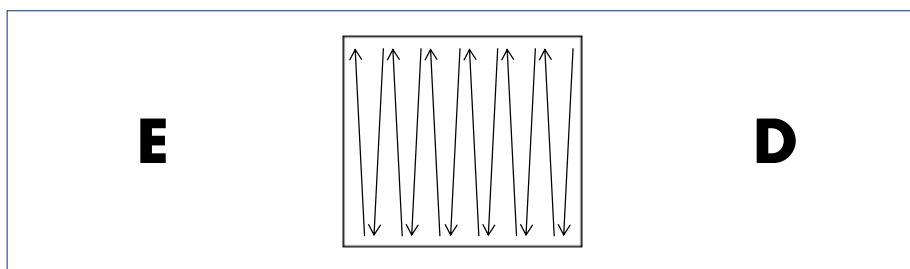
A sifonagem foi feita a cada dois dias, exceto no período de tratamento, nos aquários contendo medicamento, fazendo a troca de no máximo 20% da água dos aquários por água previamente declorada.

4.2.3 Momento Zero

Todos os peixes utilizados foram submetidos a raspado cutâneo, bilateralmente com exceção da cabeça, no sentido crânio-caudal, com auxílio de uma lâmina de bisturi para cada animal.

O material do raspado foi colocado em lâmina sob lamínula e observado ao microscópio ótico Olympus modelo CH30 em objetivas de 10 e 40x. A observação foi feita da direita para a esquerda, em ziguezague, por toda a área da lamínula (22x22mm), contando o número de protozoários presentes (Figura 5).

Figura 5: Desenho esquemático da pesquisa de protozoários em produto de raspado cutâneo colocado em lâmina sob lamínula. D- Direita; E- Esquerda; \longrightarrow Direção da leitura.



4.2.4 Tratamento 1

O tratamento 1 consistiu em banho longo com duração de 48 horas, realizado no próprio aquário com solução de Triclorfon à 50mg\100L à temperatura de $25 \pm 0,5^{\circ}\text{C}$ conforme recomendada por Bassleer (2011).

Neste período os peixes foram alimentados normalmente até a saciedade a fim de observação do comportamento alimentar dos indivíduos. O monitoramento dos parâmetros da água das réplicas T1 continuaram, porém não houve sifonagem e troca de água neste período.

Ao término das 48 horas de exposição ao Triclorfon, os peixes foram retirados dos aquários com puças e baldes exclusivos para o T1 de cada espécie e submetidos a raspados cutâneos seguindo a metodologia descrita para o momento zero.

Os aquários foram esvaziados, enxaguados com água de torneira e preenchidos com água declorada a 25°C para receber novamente os peixes.

4.2.5 Tratamento 2

O tratamento 2 consistiu em banho curto com duração de 1 hora em aquário diferente ao que os peixes permaneciam, com solução de Triclorfon à 80mg\L à temperatura de 25°C , conforme recomendado por Viana (2003).

Os peixes foram retirados dos seus aquários originais com auxílio de puças exclusivos para o T2 de cada espécie e colocados nos respectivos aquários contendo os tratamentos. Durante o banho de 1 hora foram aferidas temperatura, pH, O_2 e NH_4 dissolvidos.

Após o término do tratamento, os peixes foram submetidos a pesquisa de protozoários ectoparasitos seguindo a metodologia descrita para o momento zero, retornando para os aquários originais em seguida.

Durante o tratamento, os aquários T2 originais foram esvaziados e enxaguados com água de torneira e preenchidos com água de clorada a 25°C para receber novamente os peixes.

4.2.6 Avaliação dos parâmetros parasitológicos

Para quantificar os ectoparasitos foi adotado uma escala com grau de infestação (Tabela 1). Os cálculos de prevalência seguiram o proposto por Bush et al. (1997), e a correlação por postos de Spearman 'rs' foi utilizada para avaliar a influência do comprimento padrão e do peso nos graus de infestação observados no Momento Zero.

Tabela 1: Representação numérica do grau de infestação dos protozoários cutâneos encontrados.

| Representação numérica do Grau de Infestação | Grau de Infestação | Quantidade de protozoários por lâmina |
|--|--------------------|---------------------------------------|
| 0 | Negativa | 0 |
| 1 | Baixa | 1-3 |
| 2 | Média | 4-6 |
| 3 | Alta | 7-9 |
| 4 | Muito Alta | 10 ou + |

As abundâncias parasitárias encontradas no momento zero dos tratamentos, no término e após as 48 horas subsequentes ao término de cada tratamento foram submetidos à análise estatística ANOVA utilizando o programa estatístico Statistica 7.0.

Para verificação do percentual de eficácia dos tratamentos foi utilizada a equação apresentada por Onaka et al. (2003), porém substituindo o NMPC pelo Número Médio de Parasitos encontrados em cada grupo de tratamento durante o Momento Zero:

$$Eficácia = \frac{NMPC - NMPT}{NMPC} \times 100 \quad \text{onde:}$$

NMPC = número médio dos parasitos do grupo controle.

NMPT = número médio dos parasitos do grupo tratado.

Portanto as equações de percentual de eficácia utilizadas foram:

$$Eficácia = \frac{NMPT1mz - NMPT}{NMPT1mz} \times 100$$

$$Eficácia = \frac{NMPT2mz - NMPT}{NMPT2mz} \times 100$$

onde:

NMPT1mz = número médio de parasitos encontrados para o tratamento 1 durante o momento zero.

NMPT2mz - número médio de parasito encontrados para o tratamento 2 durante o momento zero.

4.2.7 Destinação dos materiais utilizados

As águas residuais dos tratamentos foram envasadas em recipientes plásticos identificados e destinadas ao setor Pró-Resíduos da Universidade Estadual de Maringá para tratamento, evitando possíveis contaminações ambientais (Gao et al., 2012; Köck-Schulmeyer et al., 2013).

Os materiais perfurocortantes e descartáveis utilizados foram embalados adequadamente como lixo hospitalar e destinados a incineração na Universidade.

Os peixes mortos durante o experimento e os peixes sacrificados seguindo normas internacionais (AVMA, 2013) após os tratamentos foram fixados em solução de formalina a 10% para posteriores análises histopatológicas. Os animais controle foram encaminhados para outros experimentos na própria Universidade.

4.3 RESULTADOS:

4.3.1 Qualidade da água

Os resultados dos padrões físicos e químicos da água dos aquários utilizados estão expressos na Tabela 2. Os valores de pH, Temperatura, amônia dissolvida e oxigênio dissolvido não apresentaram variação significativas durante o período de experimento, inclusive durante os tratamentos como mostra a Tabela 3.

Tabela 2: Médias e desvio padrão de pH, Temperatura, amônia dissolvida e oxigênio dissolvido por todo o período de experimento (aclimatação, tratamento e pós-tratamento) para os três grupos amostrais (C; T1; T2) para as três espécies de peixes testadas *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823); *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840)

| Peixe | Tratamento | Temperatura (°C) | pH | Amônia (mg\L) | Oxigênio (mg\L) |
|-----------------------------------|------------|------------------|-------------|---------------|-----------------|
| <i>Symphysodon aequifasciatus</i> | C | 25,15(±0,55) | 6,4(±0,88) | 0,004(±0,004) | 6,03(±1,36) |
| | T1 | 25,24(±0,46) | 6,2(±0,85) | 0,004(±0,004) | 5,8(±1,25) |
| | T2 | 25,4(±0,25) | 6,3(±0,18) | 0,004(±0,004) | 6,3(±1,37) |
| <i>Pterophyllum scalare</i> | C | 25,36(±0,39) | 6,96(±0) | 0,006(±0,006) | 5,58(±0,99) |
| | T1 | 25,06(±0,86) | 6,94(±0,1) | 0,006(±0,006) | 6,07(±1,65) |
| | T2 | 25,03(±0,86) | 7,1(±0,11) | 0,006(±0,006) | 6,25(±1,19) |
| <i>Astronotus crassipinnis</i> | C | 25,52(±0,58) | 7,16(±0,11) | 0,008(±0,007) | 5,52(±0,88) |
| | T1 | 25,08(±0,37) | 7,0(±0) | 0,009(±0,006) | 5,80(±1,25) |
| | T2 | 24,90(±0,50) | 7,0(±0) | 0,011(±0,008) | 6,30(±1,37) |

Tabela 3: Nível de significância da análise de variância (One way ANOVA) entre os padrões limnológicos de pH, Temperatura, amônia dissolvida e oxigênio dissolvido por todo o período de experimento (aclimatação, tratamento e pós-tratamento) para os três grupos amostrais (C; T1; T2) para as três espécies de peixes testadas *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823); *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840). (São considerados significativos valores de $p \leq 0,05$)

| Peixe | Tratamento | Temperatura | pH | Amônia | Oxigênio |
|-----------------------------------|------------|-------------|--------|--------|----------|
| <i>Symphysodon aequifasciatus</i> | C | 0,5976 | 0,9465 | 1,0000 | 0,5834 |
| | T1 | 0,7788 | 0,7612 | 1,0000 | 0,3235 |
| | T2 | 0,1263 | 0,7725 | 1,0000 | 0,6399 |
| <i>Pterophyllum scalare</i> | C | 0,5763 | 0,3341 | 1,0000 | 0,6278 |
| | T1 | 0,2862 | 0,9955 | 1,0000 | 0,5419 |
| | T2 | 0,9697 | 0,2199 | 1,0000 | 0,7698 |
| <i>Astronotus crassipinnis</i> | C | 0,0679 | 0,1693 | 1,0000 | 0,5594 |
| | T1 | 0,0736 | 0,3016 | 1,0000 | 0,5728 |
| | T2 | 0,7406 | 0,1457 | 1,0000 | 0,5659 |

4.3.2 Avaliação parasitológica

Foram observadas diversas prevalências e graus de infestação para os protozoários *I. multifiliis*, *Trichodina* sp., *Chilodonella* sp., *Epistylis* sp. (Figura 6) constatando infestação natural nas espécies *S. aequifasciatus*, *P. scalare* e *A. crassipinnis* provenientes de criatório, esta última também apresentou infestação por *Balantidium* sp. (Figura 7 e a Tabela 4).

Os valores referentes a variação de tamanho e peso dos peixes analisados estão expressos na Tabela 5. A correlação por postos de Spearman "rs" foi significativa em relação a influência do peso na infestação por *I. multifiliis* e *Trichodina* sp. em *P. scalare* e *Balantidium* sp. em *A. crassipinnis* e na influência do comprimento padrão na infestação por *Trichodina* sp. em *S. aequifasciatus* (Tabela 6).

Figura 6: A- *Ichthyophthirius multifiliis* Fourquet, 1876; B- *Chilodonella* sp. parasito de *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; C- *Trichodina* sp.; D- *Epistylis* sp. parasitos de *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823). Escala: 10µm

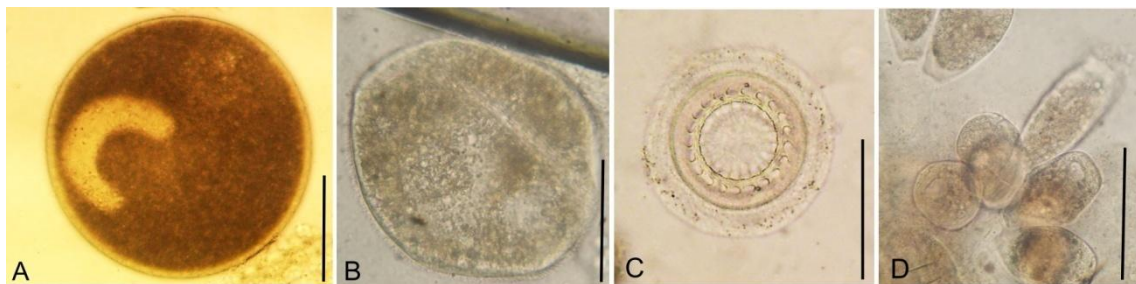


Figura 7: Prevalência de parasitos encontrados em relação aos tratamentos (C;T1;T2) no momento zero para *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823); *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840)

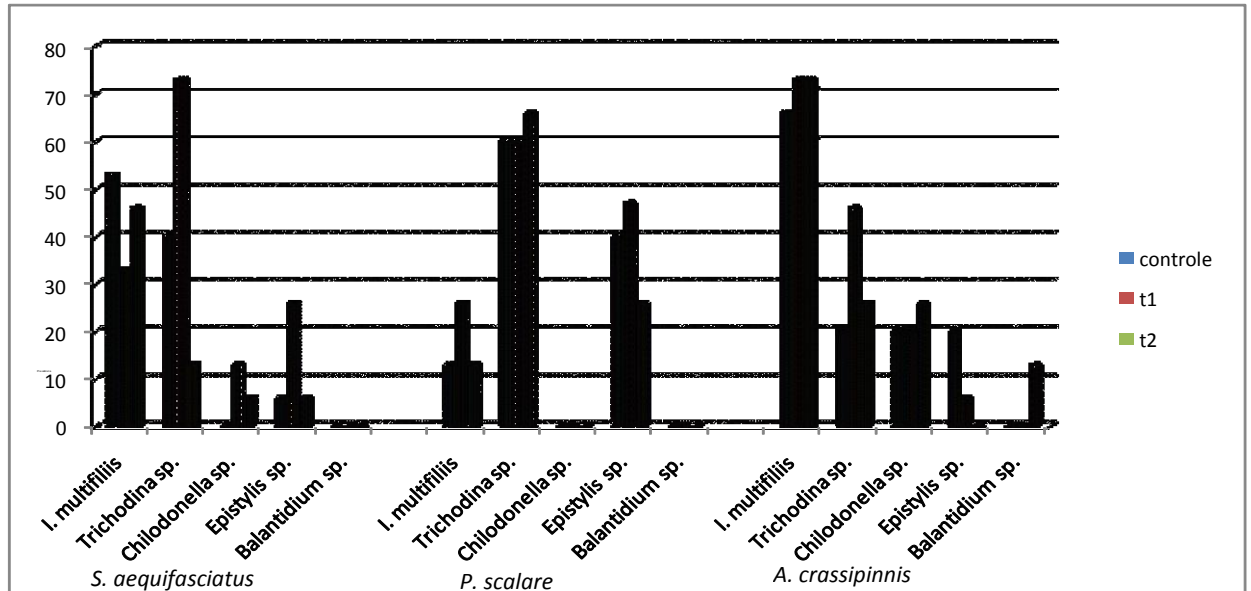


Tabela 4: Grau de infestação de protozoários ectoparasitos encontrados em relação aos tratamentos (C;T1;T2) no momento zero para *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823); *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840)

| Peixe | Tratamento | Parasito | Número de Peixes Parasitados | Grau de Infestação | Porcentagem de grau de Infestação (%) |
|--------------------------|------------|-------------------------|------------------------------|--------------------|---------------------------------------|
| <i>S. aequifasciatus</i> | controle | <i>I. multifiliis</i> | 8 | 1 | 100 |
| | | <i>Epistylis sp.</i> | 1 | 1 | 100 |
| | | <i>Trichodina sp.</i> | 3 | 1 | 50 |
| | | | 2 | 2 | 33 |
| | | | 1 | 4 | 17 |
| | T1 | <i>I. multifiliis</i> | 5 | 1 | 100 |
| | | <i>Epistylis sp.</i> | 4 | 2 | 100 |
| | | <i>Trichodina sp.</i> | 7 | 1 | 64 |
| | | | 4 | 2 | 36 |
| | | <i>Chilodonella sp.</i> | 1 | 1 | 50 |
| | | | 1 | 2 | 50 |
| | T2 | <i>I. multifiliis</i> | 6 | 1 | 86 |
| | | <i>Epistylis sp.</i> | 1 | 2 | 14 |
| | | | 1 | 1 | 100 |
| | | <i>Trichodina sp.</i> | 7 | 1 | 69 |
| 3 | | | 2 | 23 | |
| 1 | | 4 | 8 | | |
| <i>P. scalare</i> | controle | <i>I. multifiliis</i> | 2 | 1 | 100 |
| | | <i>Epistylis sp.</i> | 6 | 1 | 100 |
| | | <i>Trichodina sp.</i> | 1 | 1 | 11 |
| | | | 8 | 2 | 89 |
| | T1 | <i>I. multifiliis</i> | 4 | 1 | 100 |
| | | <i>Epistylis sp.</i> | 3 | 1 | 44 |
| | | | 2 | 2 | 28 |
| | | | 1 | 3 | 14 |
| | | | 1 | 4 | 14 |
| | | <i>Trichodina sp.</i> | 6 | 1 | 67 |
| | | | 2 | 2 | 22 |
| | | | 1 | 4 | 11 |
| | T2 | <i>I. multifiliis</i> | 2 | 1 | 100 |
| | | <i>Epistylis sp.</i> | 2 | 1 | 50 |
| | | | 1 | 2 | 25 |
| 1 | | | 4 | 25 | |
| <i>Trichodina sp.</i> | 10 | 1 | 100 | | |
| <i>A. crassipinnis</i> | controle | <i>I. multifiliis</i> | 10 | 1 | 100 |
| | | <i>Epistylis sp.</i> | 3 | 1 | 100 |
| | | <i>Trichodina sp.</i> | 3 | 1 | 100 |
| | | <i>Chilodonella sp.</i> | 3 | 1 | 100 |
| | T1 | <i>I. multifiliis</i> | 10 | 1 | 80 |
| | | <i>Epistylis sp.</i> | 2 | 2 | 20 |
| | | | 3 | 1 | 50 |
| | | | 3 | 2 | 50 |
| | | <i>Trichodina sp.</i> | 3 | 1 | 100 |
| | | <i>Chilodonella sp.</i> | 2 | 1 | 100 |
| | T2 | <i>I. multifiliis</i> | 9 | 1 | 81 |
| | | <i>Epistylis sp.</i> | 2 | 2 | 18 |
| | | | 2 | 1 | 50 |
| | | | 2 | 2 | 50 |
| | | <i>Trichodina sp.</i> | 4 | 1 | 100 |
| <i>Chilodonella sp.</i> | | 2 | 1 | 100 | |
| <i>Balantidium sp.</i> | 1 | 1 | 100 | | |

Tabela 5: Médias e desvio padrão de peso, comprimento padrão e comprimento total para as três espécies de peixes testadas *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823); *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840) em relação ao grupo de tratamento.

| Peixe | Tratamento | Peso (g) | Comprimento Total(cm) | Comprimento Padrão (cm) |
|-----------------------------------|------------|--------------|-----------------------|-------------------------|
| <i>Symphysodon aequifasciatus</i> | C | 6,06(±1,00) | 6,23(±0,34) | 4,9(±0,33) |
| | T1 | 9,48(±1,79) | 7,11(±0,42) | 5,72(±0,32) |
| | T2 | 9,03(±1,61) | 7,01(±0,46) | 5,59(±0,35) |
| <i>Pterophyllum scalare</i> | C | 10,21(±2,27) | 7,77(±0,69) | 5,26(±0,49) |
| | T1 | 10,07(±2,26) | 7,66(±0,65) | 5,23(±0,36) |
| | T2 | 10,11(±2,19) | 7,39(±0,57) | 5,23(±0,36) |
| <i>Astronotus crassipinnis</i> | C | 5,11(±0,79) | 6,09(±0,31) | 4,97(±0,41) |
| | T1 | 6,40(±1,34) | 7,09(±0,46) | 5,58(±0,43) |
| | T2 | 7,33(±1,39) | 7,12(±1,27) | 5,78(±1,02) |

Tabela 6: Correlação de Spearman "rs" para relação do peso e comprimento padrão na abundância parasitária encontrada durante o momento zero para as três espécies de peixes testadas *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823); *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840)

| Peixe | Tratamento | Parasito | "rs" Comp. Padrão | (p) Comp. Padrão | "rs" Peso | (p) Peso |
|--|------------------------------------|-------------------------|-----------------------|------------------|-----------|---------------|
| <i>Symphysodon aequifasciatus</i> | C | <i>I. multifiliis</i> | 0,4116 | 0,1273 | 0,4395 | 0,1011 |
| | | <i>Epistylis</i> sp. | -0,2500 | 0,3688 | -0,2698 | 0,3308 |
| | | <i>Trichodina</i> sp. | 0,6389 | <u>0,0103</u> | 0,2156 | 0,4404 |
| | T1 | <i>I. multifiliis</i> | -0,3588 | 0,1890 | 0,5860 | 0,0716 |
| | | <i>Epistylis</i> sp. | -0,2762 | 0,3190 | 0,1153 | 0,6825 |
| | | <i>Trichodina</i> sp. | 0,3424 | 0,2116 | 0,0585 | 0,8360 |
| | | <i>Chilodonella</i> sp. | 0,0754 | 0,7895 | 0,4899 | 0,0640 |
| | T2 | <i>I. multifiliis</i> | 0,3343 | 0,2232 | 0,4821 | 0,0687 |
| | | <i>Epistylis</i> sp. | -0,0799 | 0,7772 | -0,3555 | 0,1934 |
| | | <i>Trichodina</i> sp. | 0,0640 | 0,8206 | 0,1900 | 0,4975 |
| | | <i>Chilodonella</i> sp. | -0,4482 | 0,0937 | -0,4635 | 0,0818 |
| | <i>Pterophyllum scalare</i> | C | <i>I. multifiliis</i> | -0,3726 | 0,1714 | -0,1589 |
| <i>Epistylis</i> sp. | | | -0,3226 | 0,2408 | -0,2178 | 0,4356 |
| <i>Trichodina</i> sp. | | | 0,4555 | 0,0879 | 0,1053 | 0,7089 |
| T1 | | <i>I. multifiliis</i> | 0,1950 | 0,4860 | 0,5427 | <u>0,0365</u> |
| | | <i>Epistylis</i> sp. | 0,2334 | 0,4025 | 0,0174 | 0,9511 |
| | | <i>Trichodina</i> sp. | -0,0574 | 0,8667 | 0,0705 | 0,8028 |
| T2 | | <i>I. multifiliis</i> | 0,4442 | 0,0970 | 0,1273 | 0,6511 |
| | | <i>Epistylis</i> sp. | -0,0709 | 0,9411 | 0,2270 | 0,4159 |
| | | <i>Trichodina</i> sp. | 0,3269 | 0,2342 | 0,6207 | <u>0,0135</u> |
| <i>Astronotus crassipinnis</i> | C | <i>I. multifiliis</i> | 0,1203 | 0,6692 | 0,1026 | 0,7160 |
| | | <i>Epistylis</i> sp. | 0,2661 | 0,3376 | 0,2048 | 0,4640 |
| | | <i>Trichodina</i> sp. | 0,1696 | 0,5456 | -0,1101 | 0,6960 |
| | | <i>Chilodonella</i> sp. | -0,0720 | 0,7988 | 0,3199 | 0,2450 |
| | T1 | <i>I. multifiliis</i> | 0,2670 | 0,3361 | 0,1806 | 0,5195 |
| | | <i>Epistylis</i> sp. | 0,5345 | 0,4000 | 0,2906 | 0,2934 |
| | | <i>Trichodina</i> sp. | -0,2105 | 0,4513 | -0,3622 | 0,1846 |
| | | <i>Chilodonella</i> sp. | 0,0930 | 0,7415 | -0,3585 | 0,1893 |
| | T2 | <i>I. multifiliis</i> | 0,1132 | 0,6878 | 0,0612 | 0,8841 |
| | | <i>Epistylis</i> sp. | 0,0576 | 0,8383 | 0,3250 | 0,2372 |
| | | <i>Trichodina</i> sp. | 0,4345 | 0,1055 | 0,5075 | 0,0534 |
| | | <i>Chilodonella</i> sp. | 0,1083 | 0,7008 | 0,2598 | 0,3496 |
| | | <i>Balantidium</i> sp. | 0,3795 | 0,1628 | 0,6261 | <u>0,0125</u> |

Nas análises de raspado cutâneo dos peixes imediatamente após os tratamento um (T1) e tratamento dois (T2) e, nas quarenta e oito horas subsequentes, foram observados os mesmos gêneros de protozoários presentes no momento zero em variáveis graus de infestação (Figura 8; 9; Tabela 7; 8). Em todas as situações observa-se um aumento geral no grau de infestação de protozoários cutâneos durante os

tratamentos em relação ao momento zero. Observa-se um aumento natural do grau de infestação de protozoários nos peixes dos grupos controle no final do experimento em relação ao momento zero como mostram a Figura 10 e a Tabela 9.

Figura 8: Prevalência de protozoários encontrados nos peixes *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823); *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840) no momento zero, imediatamente após o término do Tratamento 1 e após 48 horas.

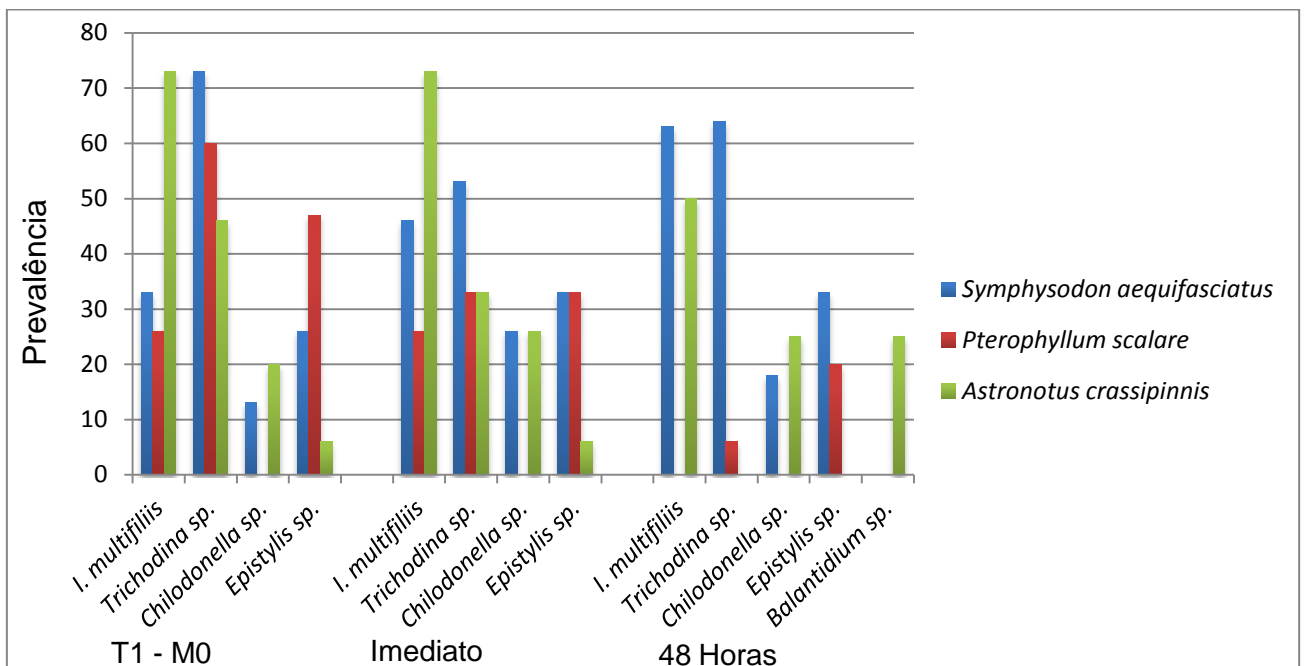


Tabela 7: Grau de infestação de protozoários ectoparasitos encontrados em *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823); *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840) imediatamente após o término do tratamento 1 e após 48 horas

| Peixe | Período | Parasito | Numero de peixes parasitados | Grau de Infestação | Porcentagem de Grau de Infestação (%) |
|-----------------------------------|---------------------------------|-------------------------|------------------------------|--------------------|---------------------------------------|
| <i>Symphysodon aequifasciatus</i> | Imediatamente após o Tratamento | <i>I. multifiliis</i> | 2 | 1 | 29 |
| | | | 3 | 2 | 43 |
| | | | 1 | 3 | 14 |
| | | | 1 | 4 | 14 |
| | | <i>Trichodina</i> sp. | 4 | 1 | 50 |
| | | | 2 | 2 | 25 |
| | Após 48 horas | <i>Trichodina</i> sp. | 2 | 3 | 25 |
| | | | 2 | 4 | 25 |
| | | <i>Epistylis</i> sp. | 4 | 2 | 67 |
| | | <i>Chilodonella</i> sp. | 2 | 4 | 33 |
| | | <i>I. multifiliis</i> | 8 | 4 | 100 |
| | | | 4 | 1 | 50 |
| <i>Pterophyllum scalare</i> | Imediatamente após o Tratamento | <i>I. multifiliis</i> | 2 | 1 | 67 |
| | | | 1 | 4 | 33 |
| | | <i>Trichodina</i> sp. | 5 | 1 | 100 |
| | | | 5 | 1 | 72 |
| | Após 48 horas | <i>Trichodina</i> sp. | 2 | 2 | 28 |
| | | | 6 | 1 | 100 |
| | | <i>Epistylis</i> sp. | 7 | 4 | 100 |
| | | | 3 | 1 | 75 |
| <i>Astronotus crassipinnis</i> | Imediatamente após o Tratamento | <i>I. multifiliis</i> | 1 | 2 | 25 |
| | | | 5 | 1 | 100 |
| | | <i>Trichodina</i> sp. | 1 | 1 | 50 |
| | | | 1 | 2 | 50 |
| | | | 4 | 1 | 100 |
| | Após 48 horas | <i>I. multifiliis</i> | 2 | 1 | 100 |
| | | | 1 | 1 | 100 |
| | | <i>Chilodonella</i> sp. | 1 | 1 | 50 |
| | | | 1 | 1 | 50 |
| | | | 1 | 2 | 50 |

Figura 9: Prevalência de protozoários encontrados nos peixes *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823); *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840) no momento zero, imediatamente após o término do Tratamento 2 e após 48 horas.

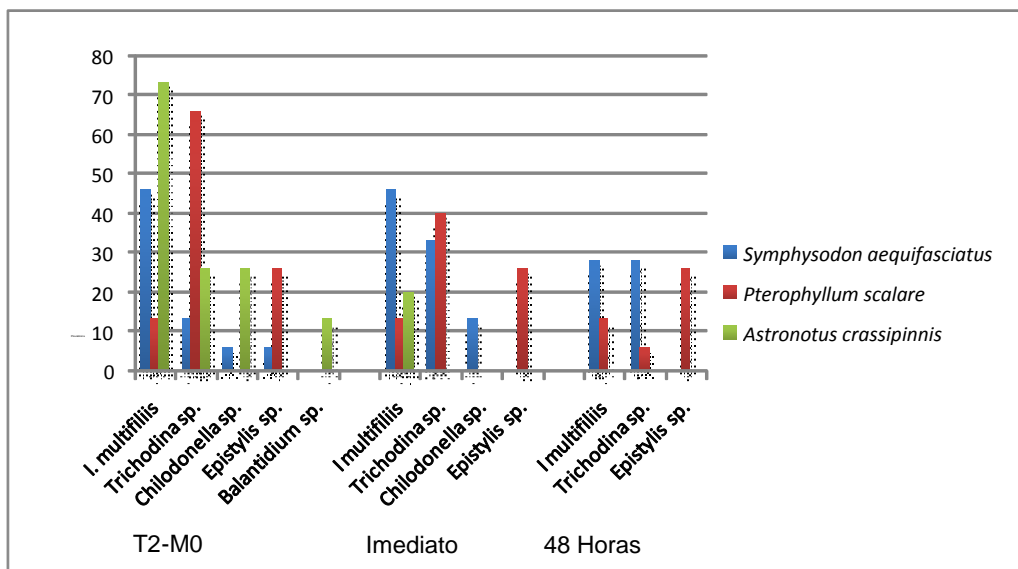


Tabela 8: Grau de infestação de protozoários ectoparasitos encontrados em *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823); *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840) imediatamente após o término do tratamento 2 e após 48 horas

| Peixe | Período | Parasito | Número de peixes parasitados | Grau de Infestação | Porcentagem de grau de Infestação (%) |
|-----------------------------------|---------------------------------|-------------------------|------------------------------|--------------------|---------------------------------------|
| <i>Symphysodon aequifasciatus</i> | Imediatamente após o tratamento | <i>I. multifiliis</i> | 3 | 1 | 50 |
| | | | 3 | 3 | 50 |
| | | <i>Trichodina sp.</i> | 4 | 1 | 80 |
| | Após 48 horas | <i>Chilodonella sp.</i> | 1 | 4 | 20 |
| | | <i>I. multifiliis</i> | 2 | 1 | 100 |
| | | <i>Trichodina sp.</i> | 4 | 1 | 100 |
| <i>Pterophyllum scalare</i> | Imediatamente após o tratamento | <i>I. multifiliis</i> | 3 | 1 | 100 |
| | | | 7 | 1 | 100 |
| | | <i>Epistylis sp.</i> | 4 | 1 | 50 |
| | | | 2 | 2 | 25 |
| | | | 2 | 4 | 25 |
| | Após 48 horas | <i>I. multifiliis</i> | 2 | 1 | 66 |
| | | <i>Trichodina sp.</i> | 1 | 2 | 34 |
| | | | 4 | 1 | 100 |
| | | <i>Epistylis sp.</i> | 1 | 1 | 25 |
| <i>Astronotus crassipinnis</i> | Imediatamente após o tratamento | <i>I. multifiliis</i> | 3 | 4 | 75 |
| | | | 3 | 1 | 100 |

Figura 10: Prevalência de protozoários encontrados nos peixes *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823); *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840) no grupo Controle (C) no término do experimento.

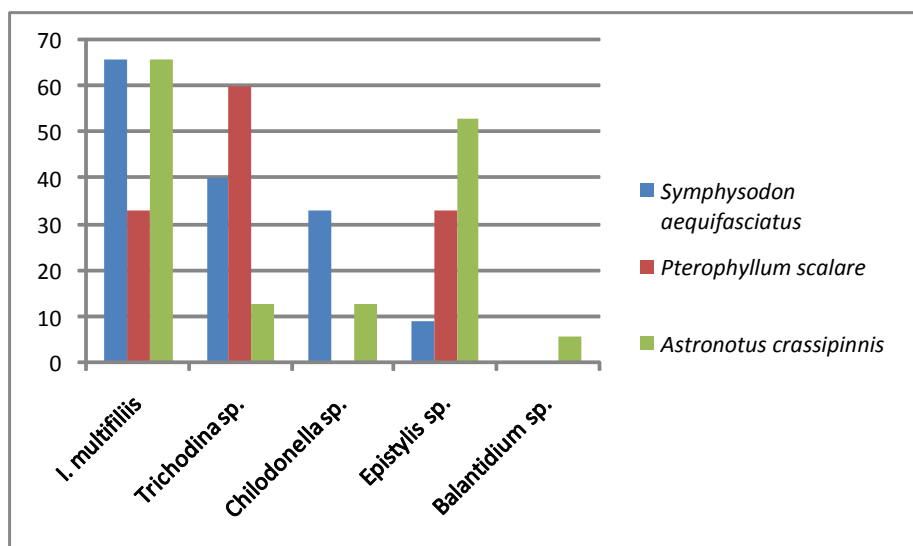


Tabela 9: Grau de infestação de protozoários encontrados nos peixes *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823); *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840) no grupo Controle (C) no término do experimento

| Peixe | Parasito | Grau de Infestação | Porcentagem de Grau de infestação (%) |
|--|-------------------------|--------------------|---------------------------------------|
| <i>Symphysodon aequifasciatus</i> | <i>I. multifiliis</i> | 1 | 10 |
| | | 2 | 20 |
| | | 4 | 60 |
| | <i>Trichodina sp.</i> | 1 | 84 |
| | | 2 | 16 |
| | <i>Chilodonella sp.</i> | 1 | 100 |
| <i>Epistylis sp.</i> | 4 | 100 | |
| <i>Pterophyllum scalare</i> | <i>I. multifiliis</i> | 1 | 80 |
| | | 2 | 20 |
| | <i>Trichodina sp.</i> | 1 | 89 |
| | | 2 | 11 |
| | <i>Epistylis sp.</i> | 1 | 18 |
| | | 2 | 33 |
| | | 3 | 16 |
| 4 | | 33 | |
| <i>Astronotus crassipinnis</i> | <i>I. multifiliis</i> | 1 | 60 |
| | | 2 | 40 |
| | <i>Trichodina sp.</i> | 1 | 100 |
| | <i>Chilodonella sp.</i> | 1 | 100 |
| | <i>Epistylis sp.</i> | 1 | 37 |
| | | 2 | 26 |
| | | 4 | 37 |
| <i>Balantidium sp.</i> | 1 | 100 | |

Segundo a análise de variância One way ANOVA, não foram observadas diferenças significativas entre a abundância parasitária nas pesquisas de protozoários entre momento zero de cada tratamento, imediatamente após o término e após 48 horas subsequentes aos tratamentos (Tabela 10). Entretanto, houve um aumento estatisticamente significativo de protozoários *I. multifiliis*, *Trichodina* sp. e *Epistylis* sp. no grupo controle de *S. aequifasciatus*, quando comparado o término do experimento e o momento zero.

Tabela 10: Valores de significância da análise de variância (One way ANOVA) da abundância parasitária entre o Momento Zero, Imediatamente após o término e após 48 horas subsequentes ao término dos tratamentos C, T1 e T2 para *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904; *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823); *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840) (Valores de $p \leq 0,05$ são considerados significativos)

| Tratamento | Peixe | | |
|------------|--------------------------|-------------------|------------------------|
| | <i>S. aequifasciatus</i> | <i>P. scalare</i> | <i>A. crassipinnis</i> |
| C | <u>0,03611*</u> | 0,06550 | 0,21741 |
| T1 | 0,62668 | 0,16369 | 0,41440 |
| T2 | 0,44410 | 0,98027 | 0,47329 |

* valor significativo

4.3.3 Morbidez e Mortalidade

Para *P. scalare* houve 100% de sobrevivência em ambos os tratamentos, entretanto os peixes submetidos ao tratamento um (T1) permaneceram todo o período de exposição ao triclorfon apáticos, no fundo dos aquários e com diminuição drástica da alimentação e, alguns animais começaram a apresentar natação lateral após 24 horas de exposição. Já os animais submetidos ao tratamento dois (T2) apresentaram natação errática a partir de 20 minutos de exposição ao princípio ativo. Em ambos os casos

houve melhora gradativa no quadro clínico dos peixes durante as primeiras 24 horas após o término dos tratamentos.

Para *S. aequifasciatus* submetidos ao T1 foi observada mortalidade de 33% dos peixes entre 12 e 24 horas de exposição ao triclorfon. Os animais sobreviventes apresentaram sintomatologia semelhante a observada para *P. scalare*, porém mais acentuada. Entre os peixes submetidos ao T2 houve mortalidade de 53% que ocorreu entre 20 e 42 minutos de exposição ao produto. Em ambos os casos a melhora dos peixes sobreviventes foi gradativa durante as primeiras 24 horas após o término dos tratamentos.

Durante o T1 para *A. crassipinnis* foi observada mortalidade de 73% entre 24 e 48 horas após o início do tratamento. As primeiras alterações comportamentais como apatia e natação errática foram observadas após 20 horas de exposição ao triclorfon. Os animais sobreviventes apresentavam-se apáticos e inapetentes. Para o T2 foi observada mortalidade 100% dos peixes no decorrer do tratamento. Os *A. crassipinnis* remanescentes do T1 também apresentaram melhora gradativa após o término do tratamento.

4.3.4 Eficácia dos tratamentos

A utilização de triclorfon para o controle de protozoários cutâneos de *P. scalare*, atingiu eficácia recomendada pelo MAPA apenas para *Epistylis* sp. durante o tratamento 1, entretanto, após as 48 horas subsequentes aos tratamentos as eficácias diminuem pois ocorre um aumento do número médio de protozoários. Os resultados negativos encontrados indicam um aumento do número médio dos demais protozoários existentes no peixe. A baixa eficácia encontrada, indicam a sobrevivência de parasitos durante a exposição ao produto (Tabela 11).

Os mesmos padrões de eficácia negativa foram observados para *S. aequifasciatus* e *A. crassipinnis* (Tabela 12), entretanto, as maiores eficácias para o tratamento 1 de ambas espécies foram observadas no controle de *Epistylis* sp.. Para ambas espécies não foi possível o cálculo de eficácia após as 48 horas do término dos tratamentos devido as altas mortalidades observadas. O tratamento 2 aplicado a *A. crassipinnis* apresentou-se eficaz para *Trichodina* sp., *Chilodonella* sp. e *Balantidium* sp. e elevadas eficácias para *I. multifiliis*, *Epistylis* sp. assim como para o número total de protozoários.

Tabela 11: Eficácia dos tratamentos (T1; T2) aplicados ao *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823), imediatamente e após 48 do término dos tratamentos.

| Parasitas | Eficácia T1 Imediato (%) | Eficácia T1 48 horas (%) | Eficácia T2 Imediato (%) | Eficácia T2 48 horas (%) |
|-----------------------|--------------------------|--------------------------|--------------------------|--------------------------|
| <i>I. multifiliis</i> | -160,6 | -160,6 | -100 | -165 |
| <i>Trichodinæ</i> sp. | 72,5 | 82,9 | 33,5 | <u>90,7*</u> |
| <i>Epistylis</i> sp. | 72,2 | -220,8 | 42,5 | 29,7 |
| Nf total | 61,4 | -122,8 | 33,8 | 39,5 |

* Eficácia válida segundo regulamentação do MAPA

Tabela 12: Comparação da eficácia dos tratamentos (T1; T2) aplicados a *Symphysodon aequifasciatus* Pelegrin, 1904 e *Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840), entre a equação padrão e a equação utilizando o momento zero de cada tratamento, imediatamente após o término dos tratamentos.

| Peixe | Parasitos | Eficácia T1 Imediato (%) | Eficácia T2 Imediato (%) |
|-----------------------------------|-------------------------|--------------------------|--------------------------|
| <i>Symphysodon aequifasciatus</i> | <i>I. multifiliis</i> | -786,7 | -20 |
| | <i>Trichodinasp.</i> | -150 | 75,3 |
| | <i>Chilodonella sp.</i> | -35 | -116,6 |
| | <i>Epistylis sp.</i> | -49,2 | <u>100*</u> |
| | Nf total | -231,5 | 52,8 |
| <i>Astronotus crassipinnis</i> | <i>I. multifiliis</i> | -37 | 70 |
| | <i>Trichodinasp.</i> | -4,5 | <u>100*</u> |
| | <i>Chilodonella sp.</i> | -32,5 | <u>100*</u> |
| | <i>Epistylis sp.</i> | -2,7 | <u>100*</u> |
| | <i>Balantidium sp.</i> | ----- | <u>100*</u> |
| | Nf total | -18,6 | 76,2 |

* Eficácia válida segundo regulamentação do MAPA

4.4 DISCUSSÃO:

O monitoramento dos parâmetros de qualidade de água dos aquários demonstrou que não houve alteração durante o período do experimento, inclusive durante a aplicação dos tratamentos. As variações encontradas para temperatura, pH, oxigênio dissolvido e amônia dissolvida permaneceram adequadas aos parâmetros descrito para a criação de *A. crassipinnis*, *S. aequifasciatus* e *P. scalare* em cativeiro (Morais, 2005;

Chellappa et al., 2010; Silva, 2010). Esta pequena amplitude de variação somada aos resultados estatísticos não significativos destas variações comprovam a não interferência dos padrões limnológicos nos resultados obtidos.

Comparando as prevalências de protozoários e os graus de infestação encontrados para o grupo controle no momento zero e logo após o término do experimento, constata-se aumento natural do número de protozoários, o que é esperado para peixes confinados (Tavares-Dias et al., 2001) indiferentemente da espécie de hospedeiro analisada. Entretanto, este aumento não proporcionou o aparecimento de protozoose, já que não foi observado sintomatologia clínica sugestiva, tampouco mortalidade de animais nos grupos controle. Estas observações somadas as pequenas variações limnológicas dos aquários sugere equilíbrio do ambiente proporcionado pela adoção de manejos alimentar e sanitário adequados ao período de experimento, preservando o bem-estar dos peixes (Ferreira & Barcellos, 2008;), apesar da ocorrência de *Balantidium* sp.. Este protozoário é comumente encontrado em intestino de peixes (Eiras, 2013), sendo incomum sua observação através de raspados cutâneos, porém, mesmo com a sifonagem constante dos aquários, o acúmulo de detritos fecais pode ter favorecido a ocorrência de *Balantidium* sp. em baixa prevalência e grau de infestação na superfície corporal de *A. crassipinnis*.

Segundo o MAPA (Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento) os antiparasitários só podem ser considerados como produtos terapêuticos veterinários quando oferecerem eficácia mínima de 90% (Brasil, 1997), fazendo com que o triclorfon, nas dosagens utilizadas e nas formas de aplicação adotadas não seja considerado adequado ao tratamento comercial destes protozoários cutâneos, devido as baixas eficácias em relação ao número total de parasitos encontrados. Entretanto, para *Trichodina* sp. acometendo *P. scalare* a exposição ao triclorfon em ambos tratamentos,

atingiram eficácia satisfatória, inclusive após as 48 horas subsequentes ao término do tratamento. O combate aos protozoários do gênero *Epistylis* sp. obteve elevada eficácia em relação ao combate aos outros protozoários após banhos longos para *P. scalare*, porém, apresentou aumento drástico do número médio de protozoários nas 48 horas subsequentes aos tratamentos, diminuindo rapidamente a eficácia do produto. Este fato, provavelmente se deve pela indução de um estado crônico de estresse no peixe, provocado pela aplicação do medicamento (Mealey 2013). Esta situação pode ser adotada para os demais protozoários que apresentaram eficácia diminuída após estas 48 horas.

Também foram observadas eficácias de 100% eliminando os protozoários *Trichodina* sp., *Chilodonella* sp. e *Balantidium* sp. durante a exposição de *A. crassipinnis* ao triclorfon em banhos rápidos, no entanto, estes parasitos apresentavam baixas prevalências e graus de infestação já no momento zero, o que pode ter favorecido o sucesso terapêutico (Snary e McEwen, 2010; Kappagoda et al., 2011; Bravo et al., 2012). A alta mortalidade dos peixes podem também ter interferido nesta alta eficácia, proporcionando a saída dos protozoários da superfície dos hospedeiros. O fato de *Balantidium* sp. ser um parasito intestinal, e portanto, não ser adaptado a vida ao meio externo (Eiras, 2013) pode também ter contribuído para o sucesso na eliminação deste protozoário.

Em relação a *I. multifiliis* e *Trichodina* sp., as eficácias obtidas para o T2 aplicado à *A. crassipinnis* e *S. aequifasciatus*, de modo geral, apresentaram resultados superiores as eficácias obtidas para o T1. Este favorecimento provavelmente ocorreu devido a mudança de aquários para a implantação do tratamento, diminuindo assim, a possibilidade de conclusão de ciclo de vida destes protozoários ciliados (Noga, 2010; Abowei et al., 2011; Yao et al., 2011; Wei et al., 2013). Esta situação não ser atribuída

aos protozoários. parasitos de *P. scalare*. Esta variação das eficácias pode ter ocorrido devido a biologia e reprodução dos parasitos envolvidos (Noga, 2010; Wu et al., 2011; Yao et al., 2011) somadas à tolerância dos hospedeiros ao estresse (Peak et al., 2007; Rohlenová et al., 2011).

Entretanto, em ambas aplicações não houve eficácia (eficácia negativa) dos tratamentos promovendo, ao invés de controle, o aumento da infestação parasitária. Segundo Li et al. (2013) esta reação é bastante comum em terapias quimioterápicas para o controle de células tumorais, estes tratamentos alteram geneticamente às membranas das células submetidas. Com isto, receptores transmembrana ficam impossibilitados de se ligarem às substâncias terapêuticas, promovendo, então, a resistência das estruturas celulares aos tratamentos (Costa et al., 2003).

Infecções de protozoários em animais de produção são geralmente tratadas a base de produtos quimioterápicos, em especial as sulfas, que possuem mecanismo antimetabólito de ação, inibindo a formação do ácido fólico e de enzimas responsáveis pela síntese de DNA e RNA. Já os organofosforados, apresentam como mecanismo de ação o acúmulo de acetilcolina em neurotransmissores, promovendo uma hiperecitabilidade do parasito seguido de incordenação, convulsão e morte (Spinosa et al 2011), entretanto não existe registro de ação similar em protozoários, e mesmo assim, existem indicação deste fármaco para o controle destes ectoparasitos em piscicultura (Guimarães et al. 2007; Bassleer, 2011).

A resistência à tratamentos antiparasitários vem sendo observada em diversos protozoários, inclusive, atribuindo-se, a ela, as alterações genéticas que modificam enzimas de membrana, como no caso de *Entamoeba histolytica* Schaudinn, 1903. (Wassmann et al., 1999). Tornando as infestações e infecções por protozoários cada vez mais agressivas, aumentando os riscos à saúde pública (Kappagoda et al., 2011) e, no

caso da produção piscícola, aumentando os prejuízos econômicos, principalmente (Noga, 2010).

Os prejuízos econômicos gerados pela infestação por *I. multifiliis* provocam inúmeras pesquisas para o controle do agente patogênico (Wei et al., 2013), principalmente porque é um protozoário que apresenta grande amplitude de adaptação térmica (Pinheiro et al., 2013) e facilidade no desenvolvimento de resistência a tratamentos isolados (Yao et al., 2011; Wei et al., 2013), o que propicia a sobrevivência dos parasitos aos tratamentos, inclusive, promovendo eficácias negativas, como foi claramente observado nas duas aplicações de triclorfon, para as três espécies de hospedeiros estudadas.

Os resultados encontrados corroboram a dificuldade em se encontrar eficácia para o tratamento da Ichthyophthiriase retratada por Yao et al (2011) e com as observações de Onaka et al. (2003) ao detectar aumento da infestação de *I. multifiliis* em *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) tratados com albendazol e praziquantel para controle de ectoparasitos.

A resistência à terapias medicamentosas é observada não apenas para protozoários, mas também em tratamentos por banhos terapêuticos para o controle de parasitos monogenéticos (Onaka et al., 2003; Schalch et al., 2009) e para crustáceos (Bravo et al., 2008). Entretanto, os mecanismos de desenvolvimento de resistência à medicamentos e produtos utilizados em terapias antiparasitárias não são suficientemente elucidados para parasitos de peixes (Horsberg, 2012). Provavelmente, a resistência ocorra devido ao contato prévio dos agentes patogênicos à dosagens sub-letais, aos parasitos, dos fármacos utilizados (Snary & McEwen, 2010; Horsberg, 2012; Gao et al., 2012).

É possível que o contato prévio entre os protozoários parasitos destes peixes ornamentais com o triclorfon tenha ocorrido, pois a região onde localiza-se a fazenda de origem dos animais, é predominantemente agroindustrial, com muitas atividades agropecuárias que utilizam organofosforados para controle de pragas agrícolas (Moura et al., 2012), parasitos como piolhos e carrapatos na pecuária e também para controle de ectoparasitos em pisciculturas (Luvizotto-Santos et al., 2009).

Este uso excessivo de organofosforados deixa resíduos, que podem atingir cursos d'água e lençóis freáticos através de atividade de lixiviação e percolação do solo (Moura et al., 2012; Köck-Schulmeyer et al., 2013), e no caso de uso inadequado em piscicultura, a situação se agrava, pois o produto, que já está na água, não sofre nenhum tipo de deterioração (Luvizotto-Santos et al., 2009). Estes fatores favorecem o contato das substâncias, geralmente em subdosagens, com protozoários aquáticos existentes na região, promovendo a reprodução de cepas resistentes aos produtos ali diluídos (Peak et al., 2007), e, estas águas são utilizadas para a alimentação dos tanques e aquários de criação dos peixes ornamentais.

A observação de natação errática, apatia e inapetência, assim como eficácia negativa são claramente efeitos adversos dos tratamentos aos quais os peixes foram submetidos (Mealey, 2013). Segundo o autor, estes efeitos adversos podem ser deletérios quando houver intolerância dos animais as drogas ou as dosagens em que forem expostos. As altas taxas de mortalidade encontradas para *A. crassipinnis* e *S. aequifasciatus* indicam claramente este efeito deletério do Triclorfon às duas espécies nas dosagens utilizadas e, mesmo não ocorrendo mortalidade para *P. scalare*, os efeitos adversos também foram evidenciados. Isso pode ser atribuído a observação dos efeitos colinérgicos do Triclorfon também aos peixes (Guimarães et al., 2007).

A carga parasitária existente no peixe muitas vezes não compensa a adoção de medidas terapêuticas invasivas como banhos longos ou curtos (Noga, 2010; Horsberg, 2012), pois os fármacos utilizados podem levar o animal à um quadro de estresse (Rohlenová et al., 2011; Mealey, 2013), piorando a situação existente. Ao comparar os graus de infestação encontrados, pode-se atribuir esta situação ao presente estudo, mesmo para *Trichodina* sp. e *Chilodonella* sp., considerados por muitos autores como oportunistas comensais (Eiras, 2013).

A possível ação deletéria de fármacos somada ao fato de os peixes apresentarem memória imunológica, já que recuperam-se de infestações parasitárias leves e apresentam-se resistentes a novas infestações pelos mesmos agentes (Yao et al., 2011; Rohlenová et al., 2011), tornam a aplicação de tratamentos em animais com baixo grau de infestação desnecessários (Noga, 2010; Bravo et al., 2008; Horsberg, 2012).

Esta capacidade de desenvolver resposta humoral às infestações e infecções a que forem previamente expostos (Pankurst, 2011) favorece a adoção de imunizações (Bravo et al., 2008; Yao et al., 2011) e medidas preventivas mediante a associação de fármacos, prebióticos e probióticos, às rações (Schalch et al., 2009; Horsberg, 2012). Mas para um efetivo sucesso no combate à agentes parasitários, a adoção de programas terapêuticos antiparasitários, com rotação de princípios ativos e formas de aplicação, são condutas essenciais, que driblam a resistência parasitária (Noga, 2010; Kappagoda et al., 2011; Horsberg, 2012).

4.5 CONCLUSÃO

A utilização de triclorfon nas doses de 50mg\100L e 80mg\L para o controle de *I. multifiliis*, *Trichodina* sp, *Chilodonella* sp. *Epistylis* sp. e *Balantidium* sp. não pode ser recomendado, pois estes protozoários mostram-se claramente resistentes a este

organofosforado, além do que, as espécies ornamentais *A. crassipinnis*, *P. scalare* e *S. aequifasciatus* apresentaram sensibilidade ao produto nas aplicações adotadas, inviabilizando o tratamento em larga escala.

É de extrema importância a adoção de ações mitigadoras da disseminação de protozoários em pisciculturas ornamentais, entretanto, devem ser adotadas ações que não envolvam diretamente os peixes, agindo, em especial, nas fases livre-natantes dos parasitos e no ambiente.

REFERÊNCIAS

Abowei, J.F.N., Briyai, O.F., Bassey, S.E., 2011. A review of some basic parasite diseases in culture fisheries flagellids, dinoflagellides and ichthyophthiasis, ichtyobodiasis, coccidiosis trichodiniasis, heminthiasis, hirudinea infestation, crustacean parasite and ciliates. *British Journal of Pharmacology and Toxicology*. 2(5), 213-226.

AVMA, 2013. American veterinary medical association: guidelines for the euthanasia of animals <https://www.avma.org/KB/Policies/Pages/Euthanasia-Guidelines.aspx>

Bassleer, G., 2011. Guia prático de doenças de peixes ornamentais tropicais e de lagos. Bassleer, Westmeerbeek. 104pp.

Brasil, 1997. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Regulamento técnico para licenciamento e/ou renovação de licença de produtos antiparasitários de uso veterinário. Portaria N° 48/97. Secretaria de Defesa Agropecuária. Diário oficial da União. Brasília. DF.

Bravo, S., Sevatdal, S., Horsberg, T. E., 2008. Sensitivity assessment of *Caligus rogercresseyi* to emamectin benzoate in Chile. *Aquaculture*. 282: 7–12.

Bravo, S., Silva, M.T., Monti, G., 2012. Efficacy of emamectin benzoate in the control of *Caligus rogercresseyi* on farmed Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) in Chile from 2006 to 2007. *Aquaculture*. 364 (365): 61–66.

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

Carvalho-Varela, M., 2005. Parasitas e parasitoses em piscicultura. Ordem dos Médicos Veterinários. Lisboa. 580pp.

Chellappa, S.; Yamamoto, M.E.; Cacho, M.S.R.F., 2010. Biologia, comportamento e reprodução do peixe ornamental acará-bandeira (*Pterophyllum scalare*) In: Baldisserotto, B.; Gomes, L.C. (Eds) Espécies nativas para piscicultura no Brasil. UFSM, Santa Maria, p. 477 - 488.

Costa, T., Ambrosio, C., Riitano, D., Molinari, P., 2003. Different mechanisms of negative efficacy distinguishing inverse agonists from negative antagonists. International Congress Series. 1249:1–13.

Eiras, J.C., Takemoto, R.M., Pavanelli, G.C., Luque, J.L., 2012 Checklist of protozoan parasites of fishes from Brazil. Zootaxa. 3212: 1-25.

Eiras, J.C., 2013. Ciliophora. In: Pavanelli, G.C., Takemoto, R.M., Eiras, J.C. (Eds). Parasitologia de Peixes de água doce do Brasil. EDUE. Maringá p. 233-248.

Elsayed, E.E., Dien, N.E.E., Mahmoud, A.M., 2006. Ichthyophthiriasis: various fish susceptibility or presence of more than one strain of the parasite?, Nature and Science, 4(3):5-13.

Ferreira, D., Barcellos, L.J.G., 2008. Enfoque combinado entre as boas práticas de manejo e as medidas mitigadoras de estresse na piscicultura. B. Inst. Pesca, São Paulo, 34 (4): 601 - 611.

Fujimoto, R.Y., Vendruscolo, L., Schalch, S.H.C., Moraes, F.R., 2006. Avaliação de três diferentes métodos para controle de monogenéticos e *Capillaria* sp. (Nematoda:Capilariidae), parasitos de Acará-Bandeira (*Pterophyllum scalare* Liechtenstein, 1823). Boletim do Instituto de Pesca. 32 (2):183-190.

Gao, P., Mao, D., Luo, Y., Wang, L., Xu, B., Xu, L., 2012. Occurrence of sulfonamide and tetracycline-resistant bacteria and resistance genes in aquaculture environment. *Water Reserch.* 46: 2355-2364.

Guimarães, A.T.B., Assis, H.C.S., Boeger, W., 2007. The effect of trichlorfon on acetylcholinesterase activity and histopathology of cultivated fish *Oreochromis niloticus*. *Ecotoxicology and Environmental Safety.* 68: 57–62.

Horsberg, T.E., 2012. Avermectin use in aquaculture. *Current Pharmaceutical Biotechnology.* 13: 1095-1102.

Kappagoda, S.M.D., Singh, U.S.M., Blackburn, B. G., 2011. Antiparasitic terapy. *simposium antimicrobial therapy. mayo clinic proceedings* 86 (6): 561-583.

Köck-Schulmeyer, M., Villagrasa, M., Alda, M.L., Céspedes-Sánchez, R., Ventura, F., Barceló, D., 2013. Occurrence and behavior of pesticides in wastewater treatment plants and their environmental impact. *Science of the Total Environment.*458 (460): 466–476.

Kubitza, F.; Kubitza L.M.M.(Eds)., 2004. Principais parasitoses e doenças dos peixes cultivados. 4 ed. Degaspari, Piracicaba. 54pp.

Li, T., Wang, H., Sun, Y., Zhao, L., Gang, Y., Guo, X., Huang, R., Yang, Z., Pan, Y., Wu, K., Yu, L., Fan, D., 2013. Transcription factor CUTL1 is a negative regulator of drug resistance in gastric cancer. *The journal of biological chemistry.* 288 (6): 4135–4147.

Luvizotto-Santos, R., Eler, M.N., Espíndola, E.L.G., Vieira, E.M., 2009. O uso de praguicidas nas pisciculturas e pesqueiros situados na bacia do rio Mogi-Guaçu. *Boletim do Instituto de Pesca.* 35 (3): 343 - 358.

- Martins, M.L., Marchiori, N., Nunes, G., Rodrigues, M.P., 2010. First record of *Trichodina heterodentata* (Ciliophora: Trichodinidae) from channel catfish, *Ictalurus punctatus* cultivated in Brazil. *Brazilian Journal of Biology* 70 (3):637-644.
- Martins, M.L., Marchiori, N., Roubledakis, K., Lami, F., 2012. *Trichodina nobilis* Chen, 1963 and *Trichodina reticulata* Hirschmann et Partsch, 1955 from ornamental freshwater fishes in Brazil. *Brazil Journal Biology*.72 (2): 281-286.
- Mealey, K.L., 2013. Adverse drug reactions in veterinary patients associated with drug transporters. *Veterinarian Clinical Small Animal*. 43: 1067–1078.
- Morais, F.B., 2005. Sistema intensivo de incubação e manejo de cria de Acará Disco, *Symphysodon spp.*, Dissertação de Mestrado em Aquicultura, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 60pp.
- Moura, A.P., Carvalho, G.A., Botton, M., 2012. Residual effect of pesticides used in integrated apple production on *Chrysoperla externa* (hagen) (Neuroptera: Chrysopidae) larvae. *Chilean journal of agricultural research*. 72 (2): 217-223.
- Noga, E.J. (Ed), 2010. *Fish Disease Diagnosis and Treatment*. 2° edição. Wiley-Blackwell, Iowa, 538pp.
- Onaka, E.M., Martins, M.L., Maraes, F.R., 2003. Eficácia do Albendazol e Praziquantel no controle de *Anacanthorus penilabiatus* (Monogenea: Dactylogyridea), parasito de pacu *Piaractus mesopotamicus* (Osteichthyes: Characidae). I. Banhos Terapêuticos. *Boletim do Instituto de Pesca*. 29 (2):101-107.
- Ondracková, M., Valová, Z., Kortan, J., Vojtek, L., Adámek, Z., 2012. Consequent effects of the great cormorant (*Phalacrocorax carbo sinensis*) predation on parasite

infection and body condition of common carp (*Cyprinus carpio*). Parasitology Research. 110:1487 – 1493.

Pádua, S.B., Ishikawa, M.M., Ventura, A.S., Jerônimo, G.T., Martins, M.L., Tavares, L.E.R., 2013. Brazilian catfish parasitized by *Epistylis* sp. (Ciliophora: Epistylididae), with description of parasite intensity score. Parasitology Research. 112:443 – 446.

Pankhurst, N.W., 2011. The endocrinology of stress in fish: an environmental perspective. General and Comparative Endocrinology. 170:265-275.

Pavanelli, G.C., Eiras, G.C., Takemoto, R.M. (Eds), 2008. Doença de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento. 3ª Edição. EDUEM. Maringá, 299pp.

Peak, N., Knapp, C.W., Yang, R.K., Hanfelt, M.M., Smith, M.S., Aga, D.S., Graham, D.W., 2007. Abundance of six tetracycline resistance genes in wastewater lagoons at cattle feedlots with different antibiotic use strategies. Environmental Microbiology. 9(1): 143–151.

Piazza, R.S., Martins, M.L., Guiraldelli, L., Yamashita, M.M., 2006. Parasitic diseases of freshwater ornamental fishes commercialized in Florianópolis, Santa Catarina, Brazil. Boletim do Instituto de Pesca. 32 (1): 51 - 57.

Pinheiro, D.A., Tavares-Dias, M., Dias, M.K.R., Santos, E.F., Marinho, R.G.B., 2013. Primeiro registro da ocorrência de protozoários em Tamoatá, *Hoplosternum littorale* no Brasil. Boletim do Instituto de Pesca, São Paulo. 39 (2):169 – 177.

Portz, L.; Antonucci, A.M.; Ueda, B.H.; Dotta, G.; Guidelli, G.; Roubledakis, K.; Martins, M.L.; Carniel, M.K.; Tavechio, W.L.G., 2013 Parasitos de peixes de cultivo e

ornamentais. In: Pavanelli, G.C.; Takemoto, R.M.; Eiras, J.C. (Eds), Parasitologia: peixes de água doce do Brasil. EDUEM, Maringá.p. 85-114.

Reynoso, F.L.; Castañeda-Chávez, M.; Zamora-Castro, J.E.; Hernández-Zarate, G.; Ramírez-Barragán, M.A.; Sólis-Morán, E., 2012. La acuariofilia de especies ornamentales marinas: um mercado de retos y oportunidades. Latin American Journal of Aquatic Research. 40 (1): 12-21.

Rezende, F.P., Vidal Jr., M.V., Andrade, D.R., Mendonça, P.P., Santos, M.V.B., 2012. Characterization of a new methodology based on the intensity of skin staining of ornamental fish with applications in nutrition. Journal of Agricultural Science and Technology. B2: 606-613.

Rohlenová, K., Morand, S., Hysl, P., Tolarová, S., Flajshans, M., Simková, A., 2011. Are fish immune systems really affected by parasites? an immunoecological study of common carp (*Cyprinus carpio*). Parasites & Vectors. 4 (120):1-18.

Sanabria-Ochoa, A.I.; Victoria-Daza, P.; Beltrán, I.C. 2007. Peces de la Amazonía Colombiana con énfasis en especies de interés ornamental, INCODER, Bogotá,489pp.

Schalch, S.H.C., Moraes, F.R., Soares, V.E., 2009. Praziquantel, levamisol e diflubenzuron no controle de *Dolops carvalhoi* (Crustacea:Branchiura) e *Anacanthorus penilabiatus* (monogenea: Dactylogyridae) em *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 (Osteichthyes: Characidae). Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária. 18(1): 53-59.

Silva, J.W.B., 2010. Biologia e cultivo do Apaiarí (*Astronotus ocellatus* Cuvier, 1829) Swainson, 1839. In: Baldisserotto, B.; Gomes, L.C., (Eds) Espécies nativas para piscicultura no Brasil. UFSM, Santa Maria. p. 429 - 457.

Silva, A.M.O., Tavares-Dias, M., Jerônimo, G.T., Martins, M.L. 2011. Parasite diversity in *Oxydoras niger* (Osteichthyes: Doradidae) from the basin of Solimões River, Amazonas state, Brazil, and the relationship between monogenoidean and condition factor. *Brazilian Journal Biology*. 71 (3): 791-796.

Smith, P.R., Breton, A., Horsberg, T. E., Corsin, F., 2010. Orientações para o uso de antimicrobianos em aquicultura. In: Grardabassi, L., Jensen, L.B., Kruse, H. (Eds). *Guia de antimicrobianos em veterinária*. Artimed. Porto Alegre p. 250-262.

Snary, E., McEwen, S., 2010. Avaliação de risco de resistência antimicrobiana. In: Grardabassi, L., Jensen, L.B., Kruse, H. (Eds). *Guia de antimicrobianos em veterinária*. Artimed. Porto Alegre. p. 47-65.

Spinosa, H.S., Górnaiak, S.L, Bernardi, M.M. (Eds), 2011. *Farmacologia aplicada à Medicina Veterinária*. 5 edição. Guanabara\Koogan. São Paulo. 646pp.

Tavares-Dias, M., Martins, M.L., Moraes, F.R., 2001. Fauna parasitária de peixes oriundos de "pesque-pague" do município de Franca, São Paulo, Brasil. I. Protozoários. *Revista brasileira zoologia*. 18 (Supl. 1): 67 - 79.

Tavares-Dias, M., Lemos, J.R.G., Martins, M.L., Jerônimo, G.T., 2009. Metazoan and protozoan parasites of freshwater ornamental fish from Brazil. In: Tavares-Dias, M. (Ed). *Manejo e Sanidade de Peixes em Cultivo*. p 469-494.

Tavares-Dias, M., Lemos, J.R.G., Martins, M.L., 2010. Parasitic fauna of eight species of ornamental freshwater fish species from the middle Negro River in the Brazilian Amazon region. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 19 (2): 29-33.

Viana, F.A.B., 2003. *Guia terapêutico veterinário*. CEM. Belo Horizonte. 319pp.

Wassmann, C., Helbert, A., Tannich, E., Bruchhaus, I. 1999. Metronidazole resistance in the protozoan parasite *Entamoeba histolytica* is associated with increased expression of iron-containing superoxide dismutase and peroxiredoxin and decreased expression of ferredoxin 1 and flavin reductase. *The Journal of Biological Chemistry*, 274 (37): 26051-26056.

Wei, J.Z., Li, H., Yu, H., 2013. Ichthyophthiriasis: emphases on the epizootiology. *Letters in Applied Microbiology*. 57: 91-101.

Wu, S., Shi, X., Utz, L.R.P., Liu, G., Ji, D., Zhao, Y., Wang, H., 2011. Morphology and morphogenesis of a freshwater ciliate, *Epistylis chlorelligerum* Shen, 1980 (Ciliophora, Peritrichia). *The Journal of Eukaryotic Microbiology*. 58 (2): 120-127.

Yao, J.Y., Zhou, Z.M., Li, X.L., Yin, W.C., Ru, H.S., Pan, X.Y., Hao, G.J., Xu, Y., Shen, J.Y., 2011. Antiparasitic efficacy of dihydrosanguinarine and dihydrochelerythrine from *Macleaya microcarpa* against *Ichthyophthirius multifiliis* inrichadsin (*Squaliobarbus curriculus*). *Veterinary Parasitology*. 183: 1-13.

Zuanon, J.A.S.; Salaro, A.L.; Furuya, W.M., 2011. Produção e nutrição de peixes ornamentais. *Revista Brasileira de Zootecnia*. 40 (Suplemento especial), 165-174.

5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Este trabalho expõe de forma bastante clara que os peixes ornamentais nativos do Brasil, *Astronotus crassipinis*, *Astronotus ocellatus*, *Pterophyllum scalare* e *Symphysodon aequifasciatus* são parasitados por diversos organismos tanto protozoários quanto metazoários, servindo como hospedeiros definitivos ou intermediários. No entanto, são escassos os estudos sobre o parasitismo e o efeito que estes parasitos provocam em tais hospedeiros. Também os estudos entre a sazonalidade, o desenvolvimento e o período de maturação sexual do peixe em relação a prevalência e intensidade de infecção/ infestação por parasitos são reduzidos.

Frente aos registros de ocorrências de diferentes grupos de parasitos em diversos sistemas dos peixes avaliados, existe indicação da necessidade de coletas, processamento e identificações imediatas após a captura dos animais, ou sem que haja muita manipulação prévia.

Contudo, com o comercio de peixes ornamentais em franca expansão, a adoção de medidas ictiossanitárias para evitar prejuízos econômicos deve ser rigorosamente aplicada. Medidas profiláticas e curativas também devem ser desenvolvidas, para que existam alternativas ao sacrifício de plantéis e coleções particulares frente à infestação\infecção parasitária.

Com isso, a avaliação da eficácia de tratamentos, tanto curativos quanto preventivos, é de suma importância para o desenvolvimento sustentável da piscicultura ornamental. Tornou urgente a necessidade de avaliar substâncias que apresentem efeitos deletérios menos acentuados e que, principalmente, driblem a resistência parasitária.

Obedecendo esta lógica, substâncias, alopáticas ou não, devem ser testadas sempre fazendo alusão ao metabolismo do grupo parasitário que se deseja atingir.