

UNIVERSIDADE FEDERAL DO TOCANTINS  
CAMPUS UNIVERSITÁRIO DE ARAGUAÍNA  
ESCOLA DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA

**THÁSSIA SILVA REIS**

**CARACTERIZAÇÃO MORFOLÓGICA E MOLECULAR DE  
ENDOPARASITOS DE *HOPLIAS AFFINIS MALABARICUS* BLOCH, 1794  
(CHARACIFORMES: ERYTHRINIDAE) PROVENIENTES DO RIO  
ARAGUAIA, TOCANTINS, BRASIL.**

**ARAGUAÍNA  
2014**



**THÁSSIA SILVA REIS**

**CARACTERIZAÇÃO MORFOLÓGICA E MOLECULAR DE ENDOPARASITOS DE  
*HOPLIAS AFFINIS MALABARICUS* BLOCH, 1794 (CHARACIFORMES:  
ERYTHRINIDAE) PROVENIENTES DO RIO ARAGUAIA, TOCANTINS, BRASIL.**

Tese apresentada como requisito para obtenção do título de Doutor, junto ao Programa de Pós-graduação em Ciência Animal Tropical da Universidade Federal do Tocantins.

Área de Concentração: Produção Animal

Orientadora: Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Viviane Mayumi Maruo  
Co-orientador: Prof. Dr. Marcello Otake Sato

ARAGUAÍNA  
2014

Caracterização morfológica e molecular de endoparasitos de *Hoplias affinis malabaricus* Bloch, 1794 (Characiformes: Erythrinidae) provenientes do Rio Araguaia, Tocantins, Brasil.

Thássia Silva Reis

Tese apresentada como requisito parcial para obtenção do título de Doutor tendo sido aprovada pela banca examinadora composta pelos seguintes professores:

---

Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Viviane Mayumi Maruo  
UNIVERSIDADE FEDERAL DO TOCANTINS

---

Prof<sup>a</sup>. PhD<sup>a</sup>. Ana Patricia Yatsuda-Natsui  
UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO

---

Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Helcileia Dias Santos  
UNIVERSIDADE FEDERAL DO TOCANTINS

---

Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Silvia Minharro Barbosa  
UNIVERSIDADE FEDERAL DO TOCANTINS

---

Prof. Dr. Wallace Henrique de Oliveira  
UNIVERSIDADE FEDERAL DO TOCANTINS

Araguaína, 25 de Fevereiro de 2014.

À minha família, pelo amor incondicional, doação e confiança. Em especial à minha amada mãe, Juscelina Cortêz.

## AGRADECIMENTOS

À orientadora Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Viviane Mayumi Maruo pela constante dedicação e confiança em meu desempenho, além de ser exemplo de responsabilidade.

Ao Prof. Dr. Marcello Otake Sato, pela extrema generosidade de exercer o papel de co-orientador

À Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Sílvia Barbosa Minharro e ao Prof. Dr. Fernando Paiva, que de forma competente e eficaz dedicaram-se imensamente para realização deste trabalho.

À Universidade Federal do Tocantins e à coordenação do Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal Tropical – Produção Animal, por permitir uso do Laboratório de Parasitologia Veterinária, necessário para a análise experimental dos trabalhos, bem como o apoio dos técnicos e à realização do curso, respectivamente.

Aos professores do programa de doutorado e aos colegas por compartilhar ensinamentos, momentos e sofrimentos...

Aos colaboradores, componentes envolvidos em todo o processo experimental desta pesquisa, que ajudaram desde a coleta de animais e necropsia até a realização dos exames microscópicos e identificação dos parasitos. Especialmente ao colaborador Taiã Mairon Ribeiro Peixoto por dedicar-se mesmo nas suas horas de descanso, feriados e fins de semanas, e aos colegas Samara e Gleison, pelo auxílio nos métodos de rotina laboratorial.

Aos peixes, animais experimentais, que contribuíram com o desenvolver da ciência, mesmo que ingenuamente.

Aos colegas que, embora não diretamente citados, mas que de alguma forma contribuíram para a consolidação deste trabalho, meus sinceros agradecimentos.

## AGRADECIMENTOS ESPECIAIS

À Deus, que impreterivelmente em todos os momentos, principalmente nos mais difíceis, esteve e sempre estará ao meu lado traçando meu caminho, iluminando e dando serenidade à minha vida, fortalecendo-me nos tempos de fraqueza e renovando-me o espírito com Sua presença divina. A ELE, todo o louvor, amor, respeito, fé e esperança.

Ao apoio incondicional, inexplicável e inexaurível de minha maravilhosa e espetacular mãe, Juscelina Cortêz, a quem dedico este trabalho e a quem só tenho a orgulhar-me, com humildade e enorme prazer em poder compartilhar minha vida com essa pessoa iluminada e querida. Muito obrigada por existir. Aos meus queridos irmãos, Tatiane, Thúria, Thales e Valentinna Reis, pelo apoio, carinho e, simplesmente por existirem e fazerem da minha vida algo imensuravelmente feliz...

Ao meu sobrinho, Heitor Reis Coelho, meu coração.

Aos meus amigos adoráveis!

Aos meus amáveis cães, amores de estimação, pelo carinho puro e fiel.

A todos vocês, aqui citados ou não, verdadeiros presentes que Deus colocou em meu caminho para tornarem meus dias tão maravilhosos e intensos. Meus eternos e humildes agradecimentos... OBRIGADA POR TUDO!

"Diante de mim havia duas estradas: Escolhi a estrada menos percorrida, e isso fez toda a diferença." Robert Frost.



## RESUMO

As parasitoses de pescado implicam em risco de zoonose e comprometem a saúde dos animais. Com o objetivo de avaliar os índices parasitários, as características morfológicas dos parasitos e a ocorrência de nematódeos em *Hoplias* aff. *malabaricus* (Bloch, 1794) oriundos do rio Araguaia, no Estado do Tocantins, 50 amostras foram capturadas de janeiro a março de 2012 e os parasitos foram diagnosticados através de caracterização morfológica e PCR (*Polymerase chain reaction*). Foram detectados 36 parasitos das brânquias, nadadeiras, pele, musculatura e intestino, dos quais foram determinados dados de prevalência (P), intensidade média (IM) e abundância média (AM), registrando-se quatro táxons: *Eustrongylides tubifex* (Nematoda) Railliet 1915; metacercária *Ithyoclinostomum dimorphum* Diesing, 1850 (Digenea); *Sebekia oxycephala*, (Pentastomida) Diesing, 1835 e Acantocephala (Cistacanto não identificado). Devido à similaridade genérica entre parasitos, foi utilizada a técnica de PCR para maior precisão na identificação do gênero *Eustrongylides*, parasito zoonótico, o que resultou na confirmação do gênero. Conclui-se que as traíras do Rio Araguaia são infectadas por parasitos, destacando-se o *Eustrongylides*, colocando em risco a população, o que destaca a necessidade de elaboração de medidas preventivas às parasitoses provenientes de peixes.

**Palavres-chave:** Helmintos, morfologia, PCR, traíra.

## ABSTRACT

The fish parasites imply risk of zoonosis and endanger the health of the animals. Aiming to evaluate the parasite indexes, the morphological characteristics of the parasites and the occurrence of nematodes in *Hoplias* aff. *malabaricus* (Bloch, 1794) arising from the Araguaia River, in Tocantins State, 50 samples were taken from January to March 2012 and the parasites were diagnosed by morphological characterization and PCR (*Polymerase chain reaction*). 36 parasites from the gills, fins, skin, muscle and intestine were detected, of which, prevalence data (P), mean intensity (MI) and mean abundance (MA) were determined registering four taxa: *Eustrongylides tubifex* (Nematoda) Railliet 1915; metacercariae *Ithyoclinostomum dimorphum* Diesing, 1850 (Digenea); *Sebekia oxycephala*, (Pentastomida) Diesing, 1835 and Acantocephala (unidentified cystacanthus). Due to the general similarity between parasites, PCR technique was used for greater accuracy when identifying the *Eustrongylides* genus, zoonotic parasite, which resulted in the confirmation of the genus. We conclude that traíras of Araguaia River are infected by parasites, *Eustrongylides* standing out, endangering the population, which shows the need to establish preventive measures to parasites from fish.

**Key words:** Helminths, morphology, PCR, traíra.

## SUMÁRIO

<b>INTRODUÇÃO</b> .....	12
<b>OBJETIVOS</b> .....	14
<b>CAPÍTULO I</b> .....	15
<b>1 REVISÃO DE LITERATURA</b> .....	15
1.1 ESPÉCIE <i>Hoplías</i> aff. <i>malabaricus</i> BLOCH, 1794 (CHARACIFORMES: ERYTHRINIDAE).....	15
1.2 CONSIDERAÇÕES SOBRE ZOOSE E SAÚDE PÚBLICA.....	17
1.3 HELMINTOS PARASITOS DE <i>Hoplías</i> aff. <i>malabaricus</i> (BLOCH, 1794).....	17
1.3.1 Nematoda Rudolphi, 1808.....	17
1.3.2 Digenea Carus, 1863.....	19
1.3.3 Monogenea Van Beneden, 1858.....	20
1.3.4 Cestoda Southwell, 1930.....	21
1.3.5 Acanthocephala Rudolphi, 1808.....	21
1.3.6 Crustacea.....	22
1.3.6.1 Copepoda Milne Edwards, 1840.....	22
1.3.6.2 Branchiura Thorell, 1864.....	22
1.3.6.3 Pentastomida Diesing, 1836.....	23
1.3.6.4 Isopoda Latreille, 1817.....	23
1.3.7 Hirudinea Lamarck, 1818.....	23
1.3.8 Bivalvia Linnaeus, 1758.....	24
<b>2 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b> .....	25
<b>CAPÍTULO II</b> .....	35
<b>Metazoários endoparasitas de <i>Hoplías</i> aff. <i>malabaricus</i> Bloch, 1794 (Characiformes: Erythrinidae) do Rio Araguaia, Tocantins, Brasil</b> .....	35
<b>RESUMO</b> .....	35
<b>ABSTRACT</b> .....	37
<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	38
<b>2 MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	39
<b>3 RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	41
<b>4 CONCLUSÃO</b> .....	52
<b>5 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b> .....	53
<b>CAPÍTULO III</b> .....	62
<b>Otimização da técnica de PCR (<i>Polymerase Chain Reaction</i>) para identificação de larvas <i>Eustrongylides</i> sp. Jägerskiöld, 1909 (Nematoda: Dioctophymatoidea) parasitos de <i>Hoplías</i> aff. <i>malabaricus</i> (Bloch, 1794)</b> .....	62
<b>RESUMO</b> .....	62
<b>ABSTRACT</b> .....	63
<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	63
<b>2 MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	65
2.1 COLETA, ACONDICIONAMENTO E IDENTIFICAÇÃO DAS AMOSTRAS.....	65
2.2 EXTRAÇÃO DE DNA.....	66
2.3 PADRONIZAÇÃO DO PCR.....	66
2.4 ELETROFORESE DOS PRODUTOS DE PCR.....	67

<b>3 RESULTADOS</b> .....	67
3.1 REAÇÃO EM CADEIA DA POLIMERASE – PCR.....	67
<b>4 DISCUSSÃO</b> .....	68
<b>5 CONCLUSÃO</b> .....	72
<b>6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b> .....	72
<b>CONCLUSÕES FINAIS</b> .....	79

## INTRODUÇÃO

O conceito de “Pescado” no Regulamento de Inspeção Sanitária de Produtos de Origem Animal (RIISPOA), Decreto-Lei nº 30.691/1952, Art. nº 438, consiste em animais utilizados na alimentação humana, tais como: peixes, quelônios, crustáceos, moluscos, anfíbios e mamíferos de água doce ou salgada (BRASIL, 2012a).

Os maiores produtores de pesca extrativa mundial são os países: China, Indonésia, Índia, Estados Unidos, Perú, Japão, e Rússia, respondendo por 47,61% da produção de pescado total no ano de 2010. E os maiores produtores em aquicultura no mundo são os países: China, Indonésia, Índia, Vietnã, Filipinas, Coréia do Sul e Bangladesh, totalizando em 84,49% da produção mundial em 2010 (MPA, 2011).

A produção de pescados, no Brasil, no ano de 2011 foi de 1.431.974,4 toneladas, registrando-se um aumento de aproximadamente 13,2% em relação a 2010. A pesca extrativista continental corresponde a 17,4% da produção nacional de pescados (MPA, 2011).

Segundo Hazin (2009) os empregos gerados com a atividade pesqueira que comportam a população mundial são próximos a 36 milhões. No Brasil, o PIB gerado é de 5 bilhões de reais (7% do agronegócio) com geração de 3,5 milhões de empregos vinculados à essa atividade (BRASIL, 2012b).

No mundo o pescado é considerado a principal fonte de proteína animal. O Brasil, embora ainda não avaliado quanto à sua potencialidade, apresenta alta capacidade de crescimento pesqueiro, estando já em 17º lugar na produção do setor de pescado mundial (BRASIL, 2012c).

Com relação aos empregos informais ligados à pesca, a íntima relação que os ribeirinhos mantêm com o ecossistema aquático é observada na técnica de exploração dos recursos pesqueiros, bem como o uso dos elementos adquiridos desses ambientes (FREITAS; BATISTA; INHAMUNS, 2002). Na bacia amazônica, o Rio Amazonas e seus afluentes, basicamente determinam a dieta da população local, representando valores entre 35 e 60 kg/pescado/ ano. Em regiões mais afastadas, esse valor alcança cerca de 550 g/per capita/dia na Amazônia Central (HAZIN, 2009; ISAAC; ALMEIDA, 2011).

Em 2011, a região Nordeste registrou a maior produção de pescado do país, com 31,7% da produção nacional. As regiões Norte, Sul, Sudeste e Centro-Oeste registraram 22,8%, 23,5%, 15,8% e 6,2%, respectivamente (MPA, 2011).

Com relação à preferência de pescado, a região Norte tem preferência pelo peixe dulcícola, 10,95 kg *versus* 5,22 kg pescado marinho, enquanto nas regiões Sul e Sudeste ocorre o oposto, 1,49 kg e 0,96 kg de pescado marinho *versus* 0,31 kg e 0,40 kg de pescado dulcícola, respectivamente (IBGE, 2010).

No Estado do Tocantins, os números referentes à produção de pescado em 2011 foi de 14.338,9 toneladas (MPA, 2011).

No Brasil, a crescente demanda por esses alimentos tem despertado atenção dos órgãos fiscalizadores, já que existem agentes parasitológicos causadores de zoonose no habitat aquático.

Informações sobre a fauna parasitária de peixes dulcícolas constituem uma importante ferramenta de avaliação e compreensão da intra e inter-relações dos parasitos e seus hospedeiros; e das espécies responsáveis por zoonoses e/ou de importância na produtividade dos hospedeiros, causando-lhes aspecto repugnante na carcaça, como a presença de cistos na carne, tornando-a imprópria para o consumo.

Na região Norte do Brasil, estudos referentes a metazoários parasitos de peixes são escassos. Os estudos existentes são, em sua maioria, relativos à classificações taxonômicas onde apenas uma espécie de metazoário é descrita e/ou apresentam poucos dados disponíveis.

O rio Araguaia, (*tupi - rio das araras*) é um rio brasileiro com nascente na serra do Caiapó, na divisa dos estados de Goiás/Mato Grosso. Cerca de 1.818 km, dos 2.115 km, são navegáveis, onde em São João do Araguaia soma-se ao rio Tocantins (ANDRADE; BASTIANI, 2012). É componente da bacia hidrográfica Araguaia-Tocantins, localizada entre os estados brasileiros, Mato Grosso (35,2%), Tocantins (27,3%), Goiás (24,2%), Pará (13,2%) e Mato Grosso do Sul (0,005%). Com altitude de até 2.211m, área total de 385.044,13 km<sup>2</sup> e com 5.184,15 km de perímetro (CARDOSO; MARCUZZO, 2011).

## OBJETIVOS

Este trabalho tem o objetivo de identificar a parasitofauna de *Hoplias* aff. *malabaricus* (Bloch, 1794) conhecido vulgarmente como traíra, provenientes do Rio Araguaia, no Estado do Tocantins.

## CAPÍTULO I

### 1 REVISÃO DE LITERATURA

#### 1.1 ESPÉCIE *Hoplias* aff.<sup>1</sup> *malabaricus* BLOCH, 1794 (CHARACIFORMES: ERYTHRINIDAE).

A ictiofauna dulcícola brasileira é bastante diversa, com cerca de 2.600 espécies. O Ostariophysi é um grupo formado por cinco ordens, sendo que a ordem Characiformes ocorre na África e nas Américas, possuindo mais de 1.600 espécies (MOREIRA, 2007).

O gênero *Hoplias* diferencia-se dos gêneros *Hoplerythrinus* e *Erythrinus*, pela presença de dentes caninos no maxilar e nadadeira dorsal longa (15 a 16 raios) (Figura 1). São peixes amplamente distribuídos na Região Neotropical, encontrados em todos os estados brasileiros, abrangendo todas as bacias hidrográficas da América do Sul, sendo que esse gênero possui grande capacidade de adaptação a diferentes condições ambientais (BIALETZKI et al., 2008).



**Figura 1** – *Hoplias* aff. *malabaricus* Bloch, 1794 (Characiformes: Erythrinidae) capturados na cidade de Araguaã (6 ° 34'S e 48 ° 38'W), à direita do Rio Araguaia, Estado do Tocantins, Brasil.

<sup>1</sup> Quando a identificação da espécie difere do holótipo dentro do limite de variação, usa-se a abreviatura aff. (affinis = afim com) entre o nome do gênero e a espécie. Nesse caso, não envolve necessariamente incerteza. Pode ser utilizado também quando a identificação da espécie é impossível. BENGSTON, P. Open Nomenclature. *Paleontology*, v. 31, 1988, p. 223-227.



Esta espécie tem corpo cilíndrico e alongado com leve compressão lateral, coberto por escamas ovaladas e cabeça larga na porção posterior. A boca apresenta-se dilatada, provida de dentes fortes e de tamanhos variados, com mandíbula maior que a maxila e o palato possui fileira dupla de dentículos cônicos. A coloração do corpo varia do negro a marrom dourado, a parte dorsal apresenta-se com manchas escuras e irregulares pelo corpo, com tonalidade “dégradé” até a coloração esbranquiçada do ventre, que pode variar de acordo com a idade. Possui pigmentos escurecidos na nadadeira caudal arredondada (BIALETZKI et al., 2008; NOVAES; CARVALHO, 2011).

A traíra é um peixe bem adaptado a ambientes lênticos, de hábitos bentônicos, sendo localizada em lagoas, como também em rios de pequeno a grande porte, especialmente em águas rasas e próximo à vegetação da margem (LATINI; PETRERE, 2004; MACHADO, 2003).

É uma espécie que possui bexiga natatória ricamente vascularizada, atuando como um órgão que auxilia no processo de respiração, permitindo sua sobrevivência em ambientes com baixa disponibilidade de oxigênio para respiração, apresenta ainda, grande resistência à privação de alimento, o que lhes confere grande capacidade de dispersão (RIOS; KALININ; RANTIN, 2002).

A espécie *Hoplias malabaricus* é considerada um dos principais predadores em reservatórios e rios. Também é encontrada em planícies inundadas e sua ocorrência frequente sugere ser uma espécie importante nestas comunidades, embora não seja a mais abundante (ARAÚJO-LIMA; BITTENCURT, 2001).

Por ser uma espécie bastante adaptada ao ambiente, com bom rendimento de carcaça e alta qualidade da carne, a traíra é alvo de considerável comercialização em alguns centros, trazendo com isso, implicações econômicas e em saúde pública (ALMEIDA, 1998).

O rendimento médio do filé da carcaça do *H. malabaricus* é de 44,33%, a composição química indica valores extremamente altos de proteínas (> 20%) e o teor de gordura de 0,84%, sendo considerado um peixe magro (máximo 2,5% de gordura) (JACOQUOT, 1961; SANTOS et al., 2001).

Pelo fato do *H. aff. malabaricus* ser um peixe predador bastante voraz, com rapidez na locomoção e com uma dieta dotada de alta flexibilidade alimentar quanto às espécies de peixes ingeridas (LOUREIRO; HAHN, 1996; POMPEU; GODINHO, 2001; MONTENEGRO et al., 2013), suas características de predatismo geram

condições propícias para a permanência e disseminação de parasitos no meio aquático (BARROS; MORAES; OLIVEIRA, 2007).

## 1.2 CONSIDERAÇÕES SOBRE ZONOSE E SAÚDE PÚBLICA

Os órgãos de fiscalização sanitária, recentemente têm observado com cautela as zoonoses parasitárias transmitidas por pescado, por serem causas de enfermidades na população, representando, portanto, risco em saúde pública, onde a infecção se dá através do pescado ingerido de forma crua ou mal cozida (LLAGUNO, et al., 2008; LACERDA; ALMEIDA FILHO; COUTINHO, 2007).

Os peixes predadores possuem considerável importância no processo de transmissão de parasitos. No caso dos peixes dulcícolas os principais helmintos encontrados com caráter zoonótico são *Eustrongylides* sp. (Família: Dioctophymidae) e *Contracaecum* sp. (Família: Anisakidae) (LUQUE, 2004).

Em todo o mundo, os seres humanos podem ser acidentalmente acometidos por alguns helmintos específicos de peixes, como por exemplo, nematóides da espécie *Anisakis* (KIM et al., 2006) e o cestóide *Diphyllobothrium latum*, um cestóide encontrado em peixes dulcícolas ou marinhos que migram para água doce para a reprodução e utilizam o urso e o homem como hospedeiros definitivos. O parasito adulto se localiza no intestino delgado do homem e os ovos são liberados nas fezes cinco a seis semanas pós-infecção (SAMPAIO et al., 2005; EMMEL et al., 2006), causando doenças com patogenia variável e lesões severas.

Sugere-se que, através da importação de carne de salmão para consumo em pratos orientais, essas zoonoses foram incorporadas recentemente no Brasil (SANTOS; FARO, 2005).

## 1.3 HELMINTOS PARASITOS DE *H. aff. malabaricus* (BLOCH, 1794)

### 1.3.1 Nematoda Rudolphi, 1808

Os nematóides de peixes são, relativamente, fáceis de serem identificados devido ao seu formato comprido com extremidades pontiagudas. Apresentam dimorfismo sexual considerável e são dioicos, com ciclo evolutivo indireto, possuindo

os copépodes planctônicos atuando como hospedeiros intermediários (LUQUE, 2004).

Eiras e Rego (1989), encontraram larvas encistadas de *Eustrongylides* sp. na musculatura dos peixes ao examinarem traíras provenientes do Rio Cuiabá.

Martins, Onaka e Fenerick (2004) observaram apenas larvas de *Contracaecum* sp. traíras provenientes do Estado do Maranhão. Barros, Moraes Filho e Oliveira (2007) encontraram no Estado do Mato Grosso, prevalências de 73% para larvas de *Contracaecum* (Nematoda: Anisakidae) as quais foram encontradas aderidas ao mesentério e à serosa que reveste o estômago, superfície do fígado e intestinos e 33% de *Eustrongylides* encontradas na musculatura esquelética, no mesentério e na serosa que reveste o fígado de *Hoplias malabaricus*.

Muller, Madi e Ueta (2004), verificaram larvas de *Contracaecum* sp. no fígado e no ceco pilórico e larvas de *Eustrongylides* sp. na musculatura e na cavidade geral de traíras provenientes do estado de São Paulo.

Corrêa et al., (2013a), verificaram larvas de *Contracaecum* sp. no lagos de Pirassununga, de traíras provenientes do estado de São Paulo.

Benigno et al. (2012) detectaram 95.19% para larvas de *Contracaecum* sp. e 53.84% para larvas *Eustrongylides* sp. em *H. malabaricus* no Estado do Pará, Brasil.

Takemoto et al. (2009) encontraram *Paracapillaria piscicola*, *Procamallanus* (*Procamallanus*) *peraccuratus*, *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *inopinatus*, *Goezia spinulosa* e larvas de *Eustrongylides ignotus*, *Contracaecum* sp (PARAGUASSÚ; LUQUE, 2007) e *Porrocaecum* sp. em *H. malabaricus* provenientes do Estado do Paraná.

Segundo Eiras e Rego (1989) as espécies com importância zoonótica incluem as larvas de *Eustrongylides*, que são frequentemente encontradas em traíras (*Hoplias malabaricus*), sendo que as aves ciconiformes abrigam a forma adulta. As larvas de *Eustrongylides* nos peixes podem provocar queda da produção e baixo índice de desenvolvimento, além de produzir fibrose ao redor dos cistos contendo as larvas.

Ao ingerir o peixe cru ou com deficiente cocção, as larvas de parasitas migram do alimento para o organismo vivo, dirigindo-se para o esôfago ou região cárdica do estômago do homem, provocando granulomas com infiltrados eosinofílicos (LUQUE, 2004).

Em seres humanos que exibem alguma hipersensibilidade, a ingestão de pescado infectado por anisakídeos (*Anisakis simplex*), mesmo após suficiente cocção, pode resultar em reações alérgicas em diferentes graus, devido à presença das partículas parasitárias, as quais agem de forma antigênica, provocando resposta imunológica (MONTORO, et al., 1997; KNOFF et al., 2007). A intoxicação de humanos decorrente da ingestão de endotoxinas liberadas por essas larvas, mesmo já mortas na musculatura do peixe, tem sido relatada (AUDICANA et al., 2002).

Em mamíferos infectados experimentalmente, o potencial patogênico de *Contracaecum multipapillatum* é comprovado, justificando a necessidade de inspeção do pescado destinado à alimentação humana (MULLER; MADI; UETA, 2004).

### 1.3.2 Digenea Carus, 1863

As metacercárias, parasitos de peixes, têm mais patogenicidade sobre o hospedeiro do que os estágios adultos, decorrente da migração larvar no organismo, e isso, ocorre devido ao fato de os peixes atuarem como hospedeiro intermediário, pois causam alterações nos tecidos, provocando nódulos, gerando um aspecto repugnante e suas consequências comerciais, além de afetar o comportamento dos animais, tornando-os debilitados e portanto, mais susceptíveis à predação por outros animais piscívoros, os quais podem atuar como hospedeiro definitivo (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2002).

No Brasil, Travassos (1922a, b) foi o pioneiro em pesquisas, realizadas na região Sudeste, sobre parasitos digenéticos de peixes de água doce.

Em *Hoplias malabaricus* a espécie digenética *Sellacotyle lutzi* foi relatada por Freitas (1941) em São Paulo, assim como uma espécie do gênero *Clinostomum* identificada por Dias et al., (2003) no rio Paraná. *Dendrorchis* sp. e *Tylodelphius* sp foram relatados por Weiblen e Brandão (1992) na região de Santa Maria (RS).

A literatura cita a ocorrência de *I. dimorphum* em traíras coletadas por Paraguassú (2006) no Estado do Rio de Janeiro e Rodrigues (2010) no Rio Grande do Sul. Foram detectadas metacercárias de *Clinostomum* sp. parasitando *Geophagus brasiliensis* (PARAGUASSÚ; LUQUE; ALVES, 2005); o acará-bandeira, *Pterophyllum scalare* (ALVES; LUQUE; PARAGUASSÚ, 2001); o jundiá *Rhamdia quelen* e o cascudo *Hemiancistrus punctulatus* (FORTES et al. 2000;

FORTES; MATTOS; RITTER, 2000), bem como outra espécie de digenético, *Diplostomum* sp. detectado no peixe *Plagioscion squamosissimus*, em Minas Gerais (MARTINS et al., 1999) e em *H. malabaricus* no rio Paraná, São Paulo (LACERDA et al., 2013).

Algumas espécies de Clinostomidae têm suas metacercárias encontradas em nadadeiras de espécies de peixes ornamentais (ALVES; LUQUE; PARAGUASSÚ, 2001) e em outros peixes, fixam-se sob a pele formando nódulos de coloração clara em relevo (DIAS et al., 2003) e também migram para os olhos, podendo causar cegueira (SANTOS et al., 2002).

### 1.3.3 Monogenea Van Beneden, 1858

Os monogenéticos, parasitos de peixes, das famílias Gyrodactylidae e Dactylogyridae são o grupo mais representativo entre os Monogenea, vivíparos e ovíparos, respectivamente (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2002) e cerca de 250 espécies são encontradas no Brasil, das mais de 500 espécies de monogenéticos catalogadas por Kohn e Cohen (1998). Em sua maioria são ectoparasitos de peixes, anfíbios e répteis de água doce (em sua maioria) e têm ciclo evolutivo direto. A localização preferencial nos peixes é nas brânquias, narinas e na parte externa do corpo.

Corrêa et al. (2013) detectaram monogenóides das espécies *Urocleidoides* sp.; *Urocleidoides eremitus* e *Anacanthorus* sp.; em brânquias de *Hoplias malabaricus* provenientes de Pirassununga, Estado de São Paulo, Brasil.

Os sinais clínicos mais significativos no hospedeiro variam desde o aumento da produção de muco e emagrecimento do animal até hemorragias (MARTINS; ROMERO, 1996; PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2002), e ainda, os peixes apresentam-se com a respiração comprometida em virtude dos monogenéticos causarem colapso das lamelas branquiais, o que pode provocar a morte desses animais (MARTINS et al., 2000).

Segundo Kohn, Fernandes e Cohen (2007), parasitos da classe monogênea dos gêneros *Gyrodactylus* e *Urocleidoides* foi observada na pele e arcos branquiais, respectivamente, de *H. malabaricus*. Prevalência de 95% de monogenea foram encontrados em tambaquis, *Colossoma macropomum* (Characidae), cultivados em tanque-rede no estado do Amapá e na Amazônia oriental por Santos et al. (2013).

#### 1.3.4 Cestoda Southwell, 1930

As larvas e os adultos da classe Cestoda são encontrados na cavidade visceral e/ou órgãos e no intestino de peixes, respectivamente. O ciclo biológico dos, vulgarmente conhecidos, tenídeos de peixes é complexo, tendo, entre outros, o homem como hospedeiro definitivo (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2002; PRADO; CAPUANO, 2006).

Os sinais clínicos incluem hemorragias petequiais no intestino, podendo desenvolver um intenso processo inflamatório, até a morte do animal. As larvas também podem ser localizadas no interior de cistos formados nos órgãos internos e na parede do intestino, podendo afetar o processo de absorção de nutrientes (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2002). De acordo com Rego, Chubb e Pavanelli (1999), os cestodas *Nomimoscolex matogrossensis* e *Proteocephalus regoi* foram encontrados no intestino de traíras na América do Sul.

#### 1.3.5 Acanthocephala Rudolphi, 1808

Os acantocéfalos são helmintos providos de aparatos, como ganchos, inseridos em uma probóscide retrátil que auxiliam durante a fixação no lúmen do trato gastrintestinal do hospedeiro. O ciclo biológico requer um artrópode e um vertebrado como hospedeiros intermediário e definitivo, os quais albergam a forma larvar e adulta, respectivamente (THATCHER, 2006).

A Família Neoechinorhynchidae foi criada por Travassos (1917) a partir de estudos sobre acantocéfalos em peixes dulcícolas, registrando o *Neoechinorhynchus variabilis* em *Hoplias malabaricus* da região de Pirassununga, São Paulo (TRAVASSOS; ARTIGAS; PEREIRA, 1928). Também foram descritas as espécies acantocéfalas *Gracilisentis variabilis* e *Quadrigyrus brasiliensis* em traíras da região amazônica e *Q. torquatus* nas regiões de Mato Grosso (THATCHER, 2006). Rosim, Ceccarelli, Silva-Souza (2005) foram pioneiros ao relatar a espécie *Q. machadoi* proveniente de *H. malabaricus* na lagoa de Aguaí, Estado de São Paulo.

Outros parasitos foram relatados em traíras, como *Gracilisentis variabilis*, *Neoechinorhynchus macronucleatus* e *N. paraguayensis* (FABIO, 1983).

Algumas espécies acantocéfalas são classificadas como zoonose e por isso, a pesquisa relacionada a esses parasitos tem espaço reservado devido à sua importância na saúde humana (TANTALEÁN et al., 2005).

### 1.3.6 Crustacea

Os crustáceos compreendem um amplo subfilos de parasitos bastante diferenciados quanto às características morfológicas e metabólicas, dentre eles, os branchiura, isopoda, copepoda e pentastomida (MORAES; MARTINS, 2004). São parasitas em uma fase da vida e podem provocar uma série de sinais clínicos, pois causam diversas lesões mecânicas nas brânquias, dificultando a circulação do sangue e oxigênio para as células; na musculatura, através da fixação desses parasitos, causam congestões, além de provocar compressão nos tecidos; as lesões servem de porta de entrada para possíveis infecções secundárias. Causam ainda, mudanças comportamentais, diminuição da ingestão e queda no índice de crescimento (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO 2002).

#### 1.3.6.1 Copepoda Milne Edwards, 1840

Copépodes são parasitos do tegumento, mas podem afetar as cavidades, como brânquias, narinas e boca, podendo ainda adentrar o trato digestivo e utilizar como habitat, atuando como endoparasitos (ARAÚJO, 2006). As famílias Ergasilidae e Lernaidae são as mais importantes, com os gêneros *Ergasilus* e *Lernaea*, respectivamente, sendo os mais representativos dessa classe. *Lernaea cyprinacea* foi detectada em peixes provenientes do Estado de São Paulo (MARTINS et al., 2000).

#### 1.3.6.2 Branchiura Thorell, 1864

Os branquiúrus são parasitos conhecidos popularmente como “piolho de peixe”, são localizados na pele, e menos frequentemente encontrados na cavidade bucal e brânquias. São parasitos que apresentam, em sua cápsula bucal, um apêndice perfuro-cortante que causa lesões significativas no momento da fixação no tecido do hospedeiro, além de liberar substâncias enzimáticas na saliva capaz de

causar necrose, podendo confluir para os tecidos vizinhos (EIRAS, 1994; THATCHER, 2006). Dentre eles, os gêneros *Argulus* e *Dolops*, são os mais conhecidos, sendo detectados em peixes no Estado de São Paulo por Martins et al., (2000).

#### 1.3.6.3 Pentastomida Diesing, 1836

Os pentastomídeos apresentam similaridade genética com artrópodes e anelídeos. São necessários dois hospedeiros para realizar seu ciclo biológico, um intermediário e um definitivo. Muitas espécies descritas atualmente foram embasadas em classificações clássicas antigas, havendo ainda lacunas na taxonomia de algumas espécies (REGO; EIRAS, 1989). Peixes atuam como hospedeiros intermediários e os parasitos adultos deste grupo são normalmente localizados no trato respiratório de répteis (THATCHER, 2006). Segundo Almeida e Christoffersen (1999) cerca de 130 espécies de pentastomídeos já foram descritas, onde 90% parasitam os répteis, e outras podem infectar peixes e até a espécie humana (MARTINEZ et al., 2004). Espécimes de *Leiperia gracile* foram registrados para *H. malabaricus* no Brasil por Motta, Gomes (1968). No rio Paraná foram encontrados espécimes de *Sebekia oxycephala* (TAKEMOTO et al., 2009).

#### 1.3.6.4 Isopoda Latreille, 1817

Dentre os Isópodes, a família Cymothoidae possui os parasitos mais representativos dessa classe. São frequentemente encontrados nas brânquias, cavidade bucal e tegumento, podendo alimentar-se de debris celulares, muco e sangue (EIRAS, 1994; ALBERTO, 2008). Os sinais clínicos desenvolvidos nos hospedeiros envolvem graus variados, pois são dependentes de variáveis, tais como, intensidade de parasitismo e local de infecção (THATCHER, 2000). O isópode, *Riggia paranensis* foi detectado em biru, *Cyphocharax gilbert*, proveniente do Estado do Rio de Janeiro (AZEVEDO et al., 2002).

#### 1.3.7 Hirudinea Lamarck, 1818



Hirudíneos são ectoparasitos que podem provocar em seus hospedeiros sintomatologia significativa decorrente da ação patogênica causada por sua permanência, tais como lacerações teciduais, hemorragias de intensidades variadas, edemas e inflamação com produção de muco, na dependência da carga parasitária (VOLONTERIO; LÓPEZ-DE-LEÓN, 2004).

Paraguassú, Luque e Alves (2005) registraram hirudíneo em carás, *Geophagus brasiliensis*, provenientes do Estado do Rio de Janeiro, assim como Santos e Brasil-Sato (2004) ao encontrarem o hirudíneo Glossiphonidae nas brânquias do serrudo, *Franciscodoras marmoratus*, adquiridos da barragem de Três Marias, Minas Gerais. Rodrigues et al. (2006) registraram uma prevalência de 47,22% de hirudíneos coletados em peixes da espécie jundiá, *Rhamdia* spp., comercializados em Pelotas, no Rio Grande do Sul e Rassier et al. (2011) examinando 32 peixes da espécie acará, *Geophagus brasiliensis*, em Pelotas, Rio Grande do Sul, determinou 21,87% de prevalência de hirudíneos. Já Santos et al. (2013) encontrou prevalência de 73,3% de hirudínea em tambaquis, *Colossoma macropomum* (Characidae), cultivados em tanque-rede no estado do Amapá, Amazônia oriental.

### 1.3.8 Bivalvia Linnaeus, 1758

Estágios larvais de moluscos bivalves, da ordem Unionoida, geralmente atuam como parasitos temporários de peixes e são denominadas glochidium, vulgarmente conhecidas como gloquídias (EIRAS, 1994). Encontram-se fixadas à cavidade branquial, nadadeiras ou superfície do corpo. Formam-se nódulos no local de fixação da larva, a qual encontra-se encistada, onde o gloquídio desenvolve seu ciclo biológico até o próximo estágio, para assim, tornar-se adulto (ARAÚJO, 2001).

Bonetto (1954) descreveu a partir de uma espécie de Hyriidae proveniente do Rio Paraná, gloquídeos parasitando a extremidade de um filamento branquial de traíra, *H. malabaricus*. Paraguassu, Luque e Alves (2005) detectaram as mesmas larvas em acarás, *Geophagus brasiliensis*, ao pesquisar metazoários em peixes do Reservatório de Lajes, Estado do Rio de Janeiro.

A presença de helmintos em hospedeiros é comum em habitat natural. As condições ambientais são determinantes para o ciclo evolutivo desses parasitos, os quais geralmente apresentam padrão sazonal determinado de infecção, com alta

carga parasitária nos meses mais quentes (junho a setembro) e diminuição nos meses frios (dezembro a março) (EIRAS, 1994).

## 2 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALBERTO, R. M. F. **Aspectos Bioecológicos e Parasitários de Cimotoídeos em Peixes do Lago Guaíba/ RS (Crustácea; Isopoda/ Cymothoidae)**. Porto Alegre: UFRGS, 2008. Tese (Doutorado em Biologia Animal). Instituto de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 2008.

ALMEIDA, W. O.; CHRISTOFFERSEN, M. L. A cladistics approach to relationships in Pentastomida. **Journal of Parasitology**. v. 85, n. 4, p. 695-704, 1999.

ALVES, D. R.; LUQUE, J. L.; PARAGUASSÚ, A. R. Metacercárias de *Clinostomum marginatum* (Digenea: Clinostomidae) em acará bandeira *Pterophyllum scalare* (Osteichthyes: Cichlidae) do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Parasitologia al Dia**, v. 25, p. 70-72, 2001.

ANDRADE, K. S.; BASTIANI, C. A hodonímia do rio Araguaia nos séculos XVIII e XIX. Tabuleiro de Letras, Revista do Programa de Pós-Graduação em Estudo de Linguagens. **Universidade do Estado da Bahia – UNEB**. Departamento de Ciências Humanas – DCH-I, n. 04, 2012. Disponível em: <http://200.128.3.49/ojs/index.php/tabuleirodeletras/article/view/161/112>. Acesso em: 31/07/2013.

ARAÚJO, C. M. Biologia reprodutiva do berbigão *Anomalocardia brasiliana* (Mollusca: Bivalvia, Veneridae) na Reserva Extrativista Marinha do Pirajubaé (REMAPI), Estado de Santa Catarina. Florianópolis. 203p. Tese de Doutorado. **Universidade de São Paulo**, 2001.

ARAUJO, H. M. P. Distribution of *Paracalanidae* species (Copepoda, Crustacea) in the continental shelf off Sergipe and Alagoas States, Northeast Brazil. **Brazilian Journal of Oceanography**, v. 54, n. 4, p. 173 – 181, 2006.

ARAUJO-LIMA, C. A. R. M; BITTENCURT, M. M. A reprodução e o início de vida de *Hoplías malabaricus* (Erythrinidae; Characiformes) na Amazônia Central. **Acta Amazônica**, v. 31, n. 4, p. 693-697, 2001.

AUDICANA, M. T.; ANSOTEGUI, I. J.; CORRES, L. F.; KENNEDY, M. W. *Anisakis simplex*: dangerous - dead and alive? **Trends in Parasitology**, v. 18, n. 1, p. 20-25, 2002.

AZEVEDO, J. S.; THOMÉ, M. P. M.; GOMES DA SILVA, L.; NOVELLI, R.; DANSA-PETRETSKI, M.; LIMA N.R.W. Parasitismo de *Riggia paranensis* (Crustacea, Cymothoidea) em populações de *Cyphocharax gilbert* (Teleostei, Curimatidae) do norte do Estado do Rio de Janeiro. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 28, n. 1, p. 61-69, 2002.

BARROS, L. A.; MORAES FILHO J.; OLIVEIRA, R. L. Larvas de nematóides de importância zoonótica encontradas em traíras (*Hoplias malabaricus* Bloch, 1794) no município de Santo Antonio do Leverger, MT. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 59, n. 2, p. 533-535, 2007.

BENIGNO, R. N.; CLEMENTE, S. C.; MATOS, E. R.; PINTO, R. M.; GOMES, D. C.; KNOFF, M. Nematodes in *Hopleryttrinus unitaeniatus*, *Hoplias malabaricus* and *Pygocentrus nattereri* (pisces characiformes) in Marajó Island, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21, n. 2, p. 165-70, 2012.

BIALETZKI, A.; NAKATANI, K.; SANCHES, P. V.; BAUMGARTNER, G.; MAKRAKIS, M. C.; TAGUTI, T. L. Desenvolvimento inicial de *Hoplias aff. malabaricus* (Bloch, 1794) (Osteichthyes, Erythrinidae) da planície alagável do alto rio Paraná, Brasil. **Acta Scientiarum Biological Sciences**, Maringá, v. 30, n. 2, p. 141-149, 2008.

BONETTO, A. A. Nayades del Rio Paraná. El género *Diplodon* en el Biotopo islefio del Parana media y inferior. **Publicación Técnica, Secretaria de Agricultura, Ganaderia y Industrias**, Santa Fé, v. 62, p. 1-56, 1954.

BRASIL. Ministério da Agricultura. Requisitos Sanitários. **Regulamento da Inspeção Industrial e Sanitária de Produtos de Origem Animal (RIISPOA)**, 2012a.

Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/mercado-interno/requisitos-sanitarios>>. Acesso em: 11 de agosto de 2012.

\_\_\_\_\_. Ministério da Pesca e Aquicultura. Requisitos Sanitários. **O Diagnóstico da Pesca Extrativista no Brasil**. 2012b. Disponível em:

<<http://www.mpa.gov.br/pescampa/apresentacao/101-apresentacao/250-o-diagnostico-da-pesca-extrativa-no-brasil>>. Acesso em: 25 de agosto de 2012.

\_\_\_\_\_. Ministério da Pesca e Aquicultura. **Boletim Estatístico da Pesca e Aquicultura**. 2012c. Disponível em:

<<http://www.mpa.gov.br/index.php/imprensa/noticias/300-boletim-estatistico-da-pesca-e-aquicultura-2010>>. Acesso em: 03 de setembro de 2012.

CARDOSO, M. R. D.; MARCUZZO, F. F. N. Estudo da morfologia areal da bacia do Rio Araguaia utilizando MDE ASTER, **Revista Eletrônica Geoaraguaia**. Barra do Garças-MT. v.1, n.2, p 69 – 76, 2011. Disponível em: <http://189.11.214.36/revista/index.php/geoaraguaia/article/view/46/pdf>. acesso em: 31/07/2013.

CORRÊA, L. L.; KARLING, L. C.; TAKEMOTO, R. M.; CECCARELLI, P. S.; UETA, M. T. Hematological alterations caused by high intensity of L3 larvae of *Contracaecum* sp Railliet & Henry, 1912 (Nematoda, Anisakidae) in the stomach of *Hoplias malabaricus* in lakes in Pirassununga, São Paulo. **Parasitology Research**, v. 112, n.8, p. 2783-2789, 2013a.

CORRÊA, L. L.; KARLING, L. C.; TAKEMOTO, R. M.; CECCARELLI, P. S.; UETA, M. T. Hematological parameters of *Hoplias malabaricus* (Characiformes: Erythrinidae) parasitized by Monogenea in lagoons in Pirassununga, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 22, n. 4, p. 457-462, 2013b.

DIAS, M. L. G. G.; EIRAS, J. C.; MACHADO, M. H.; SOUZA, G. T. R.; PAVANELLI, G. C. The life cycle of *Clinostomum complanatum* Rudolphi, 1814 (Digenea: Clinostomidae), on the floodplain of the high Paraná River, Brazil. **Parasitology Research**, v. 89, p. 506-508, 2003.

EIRAS, J. C. A importância econômica de parasitos de peixes. **Higiene Alimentar**. São Paulo, v. 8, n. 31, 1994.

EIRAS, J. C.; REGO, A. A. Histopatologia em peixes resultantes de infecções parasitárias. **Publicações do Instituto de Zoologia Dr. Augusto Nobre**, v. 208, p. 1-2, 1989.

EMMEL, V. E.; INAMINE, E.; SECCHI, C.; BRODT, T. C. Z.; AMARO, M. C. O.; CANTARELLI, V. V.; SPALDING, S. *Diphyllobothrium latum*: relato de caso no Brasil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**. v. 39, n. 1, p. 82-84, 2006.

FABIO, S. P. Sobre alguns Acanthocephala parasitos de *Hoplias malabaricus*. **Arquivos Universidade Rural do Rio de Janeiro**, v. 6, p. 173-180, 1983.

FORTES, E.; MATTOS, M. J. T.; RITTER, R. Ocorrência de metacercária de *Clinostomum detrunctum* Braun, 1899 na musculatura e no tegumento de peixes

casco do *Hemiancistrus punctulatus* do rio Forqueta, Lajeado, RS, Brasil. **A Hora Veterinária**, v. 19, n. 114, p. 61-62, 2000.

FORTES, E.; MATTOS, M. J. T.; RITTER, R.; BELLÓ, A. *Clinostomum detruncatum* Braun, 1899, em peixes jundiá (*Rhamdia quelen*) do rio Forqueta, Lajeado, RS, Brasil. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v. 22, n. 1, p. 42-43, 2000.

FREITAS, C. E. C.; BATISTA, V. S.; INHAMUNS, A. J. "Strategies of smallscale fisheries on the Central Amazon floodplain". In **Acta Amazonica**, v. 32, n. 1, p.1-7, 2002.

FREITAS, J. F. T. *Sellacotyle lutzi* n.sp. trematódeo parasito de *Hoplias malabaricus* Bloch. **Annais da Academia Brasileira de Ciencias**, v. 13, n. 1, p. 17-19, 1941.

HAZIN, F. H. V. A Sustentabilidade Da Pesca Marítima Como Tarefa Do Presente E Do Futuro. **Ação Ergonômica, Revista Brasileira de Ergonomia**, v. 7, n. 1, 2009.

IBGE. 2010. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Pesquisa de Orçamentos Familiares 2008-2009: Aquisição alimentar domiciliar per capita**. Rio de Janeiro: IBGE; 2010.

ISAAC, V. J.; ALMEIDA, M. C. **El consumo de pescado en la Amazonía Brasileña**, Relatório FAO. Roma: FAO; 2011.

JACQUOT, R. **Organic constituents of fish and foods**. In: Fish and food. v. 1, New York, USA, p. 144-192, 1961.

KIM, S. G.; JO, Y. J.; PARK, Y. S.; KIM, S. H.; SONG, M. H.; LEE, H. H.; KIM, J. S.; RYOU, J. W.; JOO, J. E.; KIM, D. H. Four Cases of Gastric Submucosal Mass Suspected as Anisarkisis. **Korean Journal of Parasitology**, v. 44, n. 1, p. 81-86, 2006.

KNOFF, M.; SÃO CLEMENTE, S. C.; GONÇALVES DA FONSECA, M. C.; GIUDICE DE ANDRADA, C. del; ESPÍRITO SANTO PADOVANI, R.; CORRÊA GOMES, D. Anisakidae parasitos de congro-rosa, *Genypterus brasiliensis* Regan, 1903 comercializados no estado do Rio de Janeiro, Brasil de interesse na saúde pública. **Parasitologia Latinoamericana**. v. 62, p.127-133, 2007.

KOHN, A.; COHEN, S. South American Monogenea – lists of species, hosts and geographical distribution. **International Journal of Parasitology**, v. 28, p. 1517-1554, 1998.

KOHN, A.; FERNANDES, B. M. M.; COHEN, S. C. South American Trematodes Parasites of Fishes. **FIOCRUZ- Ministério da Saúde- CNPq**. Rio de Janeiro. 20 ed - 592 p. 2007.

LACERDA, A. C.; TAKEMOTO, R. M.; POULIN, R.; PAVANELLI, G. C. Parasites of the fish *Cichla piquiti* (Cichlidae) in native and invaded Brazilian basins: release not from the enemy, but from its effects. **Parasitology Research**, v. 112, n. 1, p. 279-88, 2013.

LACERDA, J. U. V.; ALMEIDA FILHO, G. G.; COUTINHO, H. D. M. Ocorrência de difilobotríase na Paraíba não relacionada a viajantes. **Revista Médica Ana Costa**, v. 12, n. 3, p. 1-4. 2007.

LATINI, A. O.; PETRERE, M. JR. Reduction of a native fish fauna by alien species: an example of Brazilian tropical freshwater lakes. **Fisheries Management and Ecology**, v.10, p. 1-9, 2004.

LLAGUNO, M. M.; CORTEZ-ESCALANTE, J.; WAIKAGUL, J.; FALEIROS, A. C. G.; DAS CHAGAS, F.; CASTRO, C. *Diphyllbothrium latum* infection in a nonendemic country: case report. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 41, n. 3, p. 301-303, 2008.

LOUREIRO, V. E.; HAHN, N. S. Dieta e atividade alimentar da traíra, *Hoplias malabaricus* (Bloch, 1794) (Osteichthyes, Erythrinidae), nos primeiros anos de formação do reservatório de Segredo-Paraná. **Acta Limnológica Brasiliensia**, v. 8, p.195-205. 1996.

LUQUE, J. L. Biologia, Epidemiologia e Controle de Parasitos de Peixes. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13, p. 161-165, sup. 1, 2004.

MACHADO, F.A. **História Natural de Peixes do Pantanal: Com destaque em hábitos alimentares e defesa contra predadores**. Universidade Estadual de Campinas, UNICAMP, Brasil, 2003.

MARTÍNEZ, J.; CRIADO-FORNELIO, A.; LANZAROT, P.; FERNÁNDEZ-GARCÍA, M.; RODRÍGUEZ-CAABEIRO, F.; MERINO, S. A new pentastomid from the black vulture. **Journal of Parasitology**, v. 90, n. 5, p. 1103-1105, 2004.

MARTINS M. L.; ONAKA, E. M.; FENERICK Jr., J. Larvas de *Contraecaecum* (Nematoda: Anisakidae) em *Hoplias malabaricus* e *Hoplerythrinus unitaeniatus* (Osteichthyes: Erythrinidae) de importância econômica no estado do Maranhão. In: **EMBRAPOA**, 8., 2004. **Anais...** Laguna, SC. p.25, 2004.

MARTINS, M. L.; FUJIMOTO, R. Y.; NASCIMENTO, A. A.; MORAES, F. R. Ocorrência de *Diplostomum* sp. Nordmann, 1832 (Digenea: Diplostomatidae) em *Plagioscion squamosissimus* Heckel, 1840, proveniente do Reservatório de Volta Grande, MG, Brasil. **Acta Scientiarum**, v. 21, n. 2, p. 263-266, 1999.

MARTINS, M. L.; MORAES, F. R.; FUJIMOTO, R. Y.; ONAKA, E. M.; NOMURA, D. T.; SILVA, C. A. H.; SCHALCH, S. H. C. Parasitic infections in cultivated freshwater fishes a survey of diagnosed cases from 1993 to 1998. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 9, n. 1, p. 23-28, 2000.

MARTINS, M. L.; ROMERO, N. G. Efectos del parasitismo sobre el tejido branquial en peces cultivados: estudio parasitológico e histopatológico. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 13, n. 2, p. 489-500, 1996.

MONTENEGRO, A. K. A.; VIEIRA, A.C. B.; CARDOSO, M. M. L.; SOUZA, J. E. R. T.; CRISPIM, M. C. Piscivory by *Hoplias* aff. *malabaricus* (Bloch, 1794): a question of prey availability? **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 25, n. 1, p. 68-78, 2013.

MONTORO, A.; PERTEGUER, M. A.; CHIVATO, T.; LAGUNA, R.; CUELLA, C. Recidivuous acute urticaria caused by *Anisakis simplex*. **Allergy**, v. 52, p. 985-991, 1997.

MORAES, F. R.; MARTINS, M. L. Condições pré-disponentes e principais enfermidades de teleósteos em piscicultura intensiva. In: CYRINO, J. E. P. et al. (ed). **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: TecArt,. Cap.3, p. 343-386, 2004.

MOREIRA, C. R. **Relações filogenéticas na ordem Characiformes (Ostariophysi, Teleostei)**, Tese – Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo/ Departamento de Zoologia, São Paulo, 2007.

MOTTA, C. S.; GOMES, D. C. Novo hospedeiro intermediário de *Leiperia gracile* (Diesing, 1835) (Porocephaliformes, Linguatulida). **Atas Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro**, v. 12, p. 67-68, 1968.

MPA. **Boletim Estatístico da Pesca e Aquicultura**, Brasil 2010-2011. Brasília: MPA, 2011.

MULLER, M. I.; MADI, R. R.; UETA, M. T. Fauna helmíntica de *Hoplias malabaricus* (Bloch, 1794) nos tanques da fazenda das pedras, Campinas, SP. In: EMBRAPA, 8, 2004. **Anais...** Laguna, SC. p.34, 2004.

NOVAES, J. L.; CARVALHO, E. D. Population structure and stock assessment of *Hoplias malabaricus* (Characiformes: Erythrinidae) caught by artisanal fishermen in river-reservoir transition area in Brazil. **Revista de Biologia Tropical**, v. 59, n. 1, p. 71-83, 2011.

PARAGUASSÚ, A. R. **Composição e estrutura das comunidades de metazoários parasitos de sete espécies de peixes do reservatório de Lajes, Estado do Rio de Janeiro, Brasil**. 2006. p.110, Tese - Universidade Federal Do Rio De Janeiro, Instituto De Veterinária, Curso De Pós- Graduação Em Ciências Veterinárias, RJ.

PARAGUASSÚ, A. R.; LUQUE, J. L. Metazoários Parasitos de Seis Espécies de Peixes do Reservatório de Lajes, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 16, n. 3, p. 121-128, 2007.

PARAGUASSÚ, A. R.; LUQUE, J. L.; ALVES, D. R. Metazoários parasitos do acará, *Geophagus brasiliensis* (Quoy & Gaimard, 1824), (Osteichthyes: Cichlidae) do Reservatório de Lajes, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 14, n. 1, p. 35-39, 2005.

PAVANELLI, G. C.; EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M. **Doenças de Peixes: Profilaxia, Diagnóstico e Tratamento**, 2ª Ed. Eduem, Maringá, 305 p., 2002.

POMPEU P. S.; GODINHO, P. S. A. L. Mudança na dieta da traíra *Hoplias malabaricus* (Bloch) (Erythrinidae, Characiformes) em lagoas da bacia do rio Doce devido à introdução de peixes piscívoros. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 18, n. 4, p. 1219-1225, 2001.

PRADO, S.P.T.; CAPUANO, D.M. Relato de nematóides da família Anisakidae em bacalhau comercializado em Ribeirão Preto, SP. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 39, n. 6, 2006.

RASSIER, G. L.; BLANKE, M. DE S.; PESENTI, T. C.; PINTO, N. B.; CASTRO L. L. D. DE; ROBALDO, R. B.; BERNE, M. E. A. **Parasitos de *Geophagus brasiliensis* provenientes da Lagoa dos Patos, Pelotas, RS, 2011**. Disponível em:



<http://www.sovergs.com.br/site/38conbravet/resumos/871.pdf>. Acesso em: 05 agosto 2013.

REGO, A. A.; CHUBB, J. C.; PAVANELLI, G. C. Cestodes in South American freshwater teleost fishes: keys to genera and brief description of species. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 16, n. 2, p. 299-367, 1999.

REGO, A. A.; EIRAS, J. Identificação das larvas de *Sebekia* e *Leiperia* (Pentastomida) histologia em peixes de rios. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 49, p. 591-595, 1989.

RIOS, F. S.; KALININ, A. L.; RANTIN, F. T. The effects of long-term food deprivation on respiration and hematology of the neotropical fish *Hoplias malabaricus*. **Journal of Fish Biology**, v. 61, p. 85-95, 2002.

RODRIGUES, A. P. **Helmintos parasitos de *Hoplias malabaricus* (Osteichthyes: Erytrinae) comercializados na região sul do Rio Grande do Sul**. 2010, 57p. Dissertação (Mestrado em Ciências - Área de conhecimento: Parasitologia) - Universidade Federal de Pelotas.

RODRIGUES, A. P.; DIAS, J. S.; MORAIS, N. C.; BERNE, M. E. PARASITOS DE *Rhamdia* spp. PROVENIENTES DO MERCADO PÚBLICO DE PELOTAS, RS, 2006. **XV Congresso de Iniciação Científica, VIII Encontro de Pós-graduação**. Disponível em: [http://www.ufpel.edu.br/cic/2006/resumo\\_expandido/CB/CB\\_00431.pdf](http://www.ufpel.edu.br/cic/2006/resumo_expandido/CB/CB_00431.pdf). Acesso em: 05 agosto 2013.

SAMPAIO, J. L. M.; ANDRADE, V. P.; LUCAS, M. C.; FUNG, L.; GAGLIARDI, S. M. B.; SANTOS, S. R. P. Diphyllbothriasis, Brazil. **Emerging Infectious Diseases**. Disponível em: [www.cdc.gov/ncidod/EID/vol11no10/05-0377.htm](http://www.cdc.gov/ncidod/EID/vol11no10/05-0377.htm), 2005.

SANTOS, A. B.; MELO, J. F. B.; LOPES, P. R. S.; MALGARIM, M. B. COMPOSIÇÃO QUÍMICA E RENDIMENTO DO FILÉ DA TRAÍRA (*Hoplias malabaricus*). **Revista da FZVA (Faculdade de Zootecnia, Veterinária e Agronomia - PUCRS)**. Uruguaiana, v. 7/8, n. 1, p. 140-150, 2001.

SANTOS, E. F.; TAVARES-DIAS, M.; PINHEIRO, A. D.; NEVES, L. R.; MARINHO, R. das G. B.; DIAS, M. K. R. Fauna parasitária de tambaqui *Colossoma macropomum* (Characidae) cultivado em tanque-rede no estado do Amapá, Amazônia oriental. **Acta Amazonica**, v. 43, n. 1, p. 107 – 114, 2013.

SANTOS, F. L. N.; FARO, L. B. The first Confirmed Case of *Diphyllobothrium latum* in Brazil. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 100, n. 6, p. 685-686, 2005.

SANTOS, M.; BRASIL-SATO, M. C. Parasitos metazoários de *Franciscodoras marmoratus* (Reinhardt, 1874), "serrudo" (Siluriformes: Doradidae) do Rio São Francisco, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13, n. 1, p. 18-22, 2004.

SANTOS, R. S., PIMENTA, F. D. A., MARTINS, M. L., TAKAHASHI, H. K. MARANGONI, N. G. Metacercárias de *Diplostomum (Austrodiplostomum) compactum* Lutz, 1928 (Digenea: Diplostomidae) em peixes do rio Paraná, Brasil. Prevalência, sazonalidade e intensidade de infecção. **Acta Scientiarum**, v. 24, n. 2, p. 475 - 480, 2002.

TAKEMOTO, R. M.; PAVANELLI, G. C.; LIZAMA, M. A. P.; LACERDA, A. C. F.; YAMADA, F. H.; MOREIRA, L. H. A.; CESCHINI, T. L.; BELLAY, S. Diversity of parasites of fish from upper Paraná river floodplain, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**. v. 69, n. 2, p. 691-705, 2009.

TANTALEÁN, M.; SÁNCHEZ, L.; GÓMEZ, L.; HUIZA, A. Acantocéfalos del Peru. **Revista Peruana de Biología**, v. 12, n.1, p. 83-92, 2005.

THATCHER, V. E. **Aquatic Biodiversity in Latin America: Amazon Fish Parasites**. v. 1, 2ed. Sofia: Pensoft, 496 p. 2006.

THATCHER, V. E. The isopod parasites of South American fishes. Metazoan in the Neotropics: A Systematic and Ecological Perspective. **Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México**, p. 193 – 226, 2000.

TRAVASSOS, L. Contribuições para o conhecimento da fauna Helminológica brasileira - XVII. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 15, n. 1, p. 220-234, 1922b.

TRAVASSOS, L. Contribuições para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira - XIV. Espécies brasileiras da família Gorgoderidae Looss, 1901. **Brasil Médico**, v. 36, p. 17-20, 1922a.

VOLONTERIO, O.; LÓPEZ-DE-LEÓN, R. Infestation dynamics and histopatology of two species of freshwater leeches (Hirudinea: Pscicolidae) on teleost fish from Uruguay. **Comparative Parasitology**, v. 71, n. 1, p. 21-28, 2004.

WEIBLEM, A. M; BRANDÃO, P. A. Levantamento parasitológico em *Hoplias malabaricus* (Bloch, 1794) de águas da Região de Santa Maria-RS. **Ciência Rural**, v. 22, n. 2, p. 203-208, 1992.

## CAPÍTULO II

### **Metazoários endoparasitas de *Hoplias* aff. *malabaricus* Bloch, 1794 (Characiformes: Erythrinidae) do Rio Araguaia, Tocantins, Brasil.**

Metazoan endoparasites of *Hoplias* aff. *malabaricus* Bloch, 1794 (Characiformes: Erythrinidae) from the Araguaia River, Tocantins, Brazil.

#### **RESUMO**

Com o objetivo de inventariar os metazoários endoparasitos com potencial patogênico em *Hoplias* aff. *malabaricus* Bloch, 1794 oriundos do Rio Araguaia, cidade de Araguaianã, Tocantins, Brasil, foram examinados 50 espécimes capturados no período de janeiro a março de 2012. Ao total foram detectados 36 parasitos, coletados nas brânquias, nadadeiras, pele, musculatura e intestino, os quais foram analisados estatisticamente através de dados de prevalência (P), intensidade média (IM) e abundância média (AM). Foram registrados quatro táxons: *Eustrongylides tubifex* (Nematoda) Railliet 1915; metacercária *Ithyoclinostomum dimorphum* Diesing, 1850 (Digenea); *Sebekia oxycephala*, (Pentastomida) Diesing, 1835 e Acantocephala (Cistacanto não identificado). Dos peixes infectados, 17, 02 e 01 estavam parasitados por 01, 02 e 03 espécies de parasitos, respectivamente. A maior prevalência de parasitos observou-se na musculatura, com 55% e o parasito nematoda *Eustrongylides tubifex* foi o mais prevalente (60%) e abundante (0,05). Na descrição de parasitos, as larvas *Eustrongylides* apresentaram as características principais do gênero *Eustrongylides*, como os círculos duplos formados por papilas cefálicas na extremidade anterior do corpo e ânus terminal. Os trematodas *Ithyoclinostomum dimorphum* apresentaram a morfologia clássica da espécie, tal como o acetábulo muscular desenvolvido, ventosa oral subterminal, corpo alongado e achatado dorso-ventralmente. Com isso, a presença de parasitos de diferentes classes, observada em *Hoplias* aff. *malabaricus* capturados no Rio Araguaia é importante devido o seu hábito predatório, em que peixes de outras espécies que compõem sua dieta podem também albergar espécimes parasitários e conseqüentemente, tal predação dissemina a contaminação no meio aquático, já que a traíra também pode ser capturada por outros peixes predadores. Portanto, o

estudo é importante por demonstrar, em *Hoplias aff. malabaricus* do Rio Araguaia, a ocorrência de espécies parasitas, dentre estas, as com potencial zoonótico. É recomendável uma avaliação sanitária rigorosa a respeito da contaminação das espécies de peixes, oriundas do Rio Araguaia, disponibilizadas para consumo humano, tendo em vista que o nematoda *Eustrongylides* sp. é considerado zoonose.

**Palavras-chave:** Parasitos, prevalência, peixe dulcícola, traíra.

## ABSTRACT

With the aim to inventory the metazoan endoparasites with pathogenic potential in *Hoplias aff. malabaricus* Bloch, 1794 coming from the Araguaia River, Araguaianã city, Tocantins, Brazil, 50 specimens taken from January to March 2012 were examined. A total of 36 parasites collected from the gills, fins, skin, muscle and intestine were detected, of which were statistically analyzed using data on prevalence (P), mean intensity (MI) and mean abundance (MA). Four taxa were recorded: *Eustrongylides tubifex* (Nematoda) Railliet 1915; metacercariae *Ithyoclinostomum dimorphum* Diesing, 1850 (Digenea); *Sebekia oxycephala* (Pentastomida) Diesing, 1835 and Acantocephala (unidentified cystacanthus). Of infected fish, 17, 02 and 01 were parasitized by 01, 02 and 03 parasite species, respectively. The higher prevalence of parasites was observed in the muscle, with 55% and the nematode parasite *Eustrongylides tubifex* was the most prevalent (60%) and abundant (0,05). In the description of parasites, *Eustrongylides* larvae showed the main characteristics of the *Eustrongylides* genus, such as double cephalic papillae circles formed by the front end of the body and terminal anus. The *Ithyoclinostomum dimorphum* trematodes showed the classical morphology of species, such as brawny acetabulum developed, oral sucker subterminal, dorsal-ventral flattened and elongated body. Thus, the presence of different classes of parasites observed in *Hoplias aff. malabaricus* caught in the Araguaia River is important because of its predatory habits, where fish of other species that make up your diet can also accommodate parasitic specimens and therefore such predation spread contamination in the aquatic environment, as the traíra can also be captured by other predatory fish. Therefore, the study is important for demonstrating in *Hoplias aff. malabaricus* Araguaia River, the occurrence of parasite species, among them, those with zoonotic potential. We recommend a thorough health evaluation regarding the contamination of fish species, originating from the Araguaia River, available for human consumption, given that the nematode *Eustrongylides* sp. is considered a zoonosis.

**Keywords:** Parasites, prevalence, freshwater fish, traíra.

## 1 INTRODUÇÃO

De acordo com Lagrue et al. (2011) grande parte das espécies vertebradas de peixes atua como hospedeiras de uma ou várias espécies de parasitos.

O gênero *Hoplias*, que faz parte da família Erythrinidae. A espécie *Hoplias* aff. *malabaricus* Bloch, 1794 (traíras) possui grande capacidade de adaptação às intempéries do meio ambiente é considerada uma das maiores predadoras dos rios (BIALETZKI et al., 2008).

Informações mais comuns sobre endoparasitas em *H. aff. malabaricus* incluem o de espécies de nematóides, larvas de *Eustrongylides* sp. (Nematoda) Railliet 1915, *Contracaecum* sp. (BARROS; MORAIS FILHO; OLIVEIRA, 2007; PARAGUASSU; LUQUE, 2007) e *Goezia spinulosa* (TAKEMOTO et al., 2009). Para as espécies de Digenea, são mais frequentes *Diplostomum* sp. (VIEIRA, 2009); *Clinostomum complanatum* (DIAS et al., 2003); *Ithyoclinostomum dimorphum* (PARAGUASSU; LUQUE, 2007) e *Austrodiplostomum compactum* (PAES; CARVALHO; SILVA, 2010; BELEI et al., 2013).

Entre os Pentastomida foi observado a *Sebekia oxycephala* (TAKEMOTO et al., 2009). Em relação ao Acanthocephala, *Quadrigyrus machadoi* e *Q. brasiliensis* (THATCHER, 2006).

*H. malabaricus* é um peixe predador com uma dieta alimentar ampla, com diversas espécies de peixes sendo ingeridas, essa condição propicia a permanência e disseminação de helmintoses no meio aquático (BARROS; MORAES FILHO; OLIVEIRA, 2007).

Pompeu e Godinho (2001) e Silva et al. (2010) detectaram presença de conteúdo estomacal em 57% das 205 amostras de *H. malabaricus*, a qual predominava camarões e peixes.

No caso dos peixes dulcícolas os principais helmintos encontrados com caráter zoonótico são do gênero *Eustrongylides* sp. (Família: Dioctophymidae), merecendo destaque também, helmintos que conferem aos peixes um aspecto repugnante na carcaça, como o trematoda, *Ithyoclinostomum dimorphum* (Família: Clinostomidae), os quais causam retardo no crescimento dos animais e, conseqüentemente, diminuição da produtividade (LUQUE, 2004).

Os hospedeiros podem sofrer várias alterações em consequência do parasitismo, em âmbito comportamental e na saúde, tais como perdas na habilidade

de natação, na eficiência em adquirir alimento (relação presa-predador), no comportamento sexual, em sua condição física, bem-estar e potencial de produtividade (GOMIERO et al., 2012).

De acordo com Santos et al. (2001) o rendimento médio do filé da carcaça do *H. malabaricus* é de 44,33 %, com valores altos de proteínas (> 20 %) e o teor de gordura de 0,84 %, sendo considerado um peixe magro (abaixo de 2,5 %) (JACOQUOT, 1961). Com isso, além de ser uma espécie com alto grau de adaptabilidade ao meio e apresentando bom rendimento de carcaça e alta qualidade da carne, a demanda por carne de traíra é alta em alguns centros, trazendo com isso, implicações econômicas e sanitárias (ALMEIDA, 1998).

Dessa forma, o presente trabalho teve como objetivo a identificação da parasitofauna e descrição de parasitos de traíras, *Hoplias* aff. *malabaricus* Bloch, 1794 (Characiformes: Erythrinidae), capturadas às margens do Rio Araguaia, no Estado do Tocantins, Brasil.

## 2 MATERIAL E MÉTODOS

Foram necropsiados 50 espécimes de *Hoplias* aff. *malabaricus*, capturados com anzóis por ribeirinhos (pesca de subsistência), de janeiro a março de 2012. As coletas foram realizadas semanalmente, totalizando dez coletas, realizadas nas margens do rio Araguaia, no município de Araguaianã (6 ° 34'S e 48 ° 38'W), no Estado do Tocantins, Norte do Brasil.

Após captura os espécimes foram submetidos a atordoamento por concussão, secção da medula espinhal e perfuração craniana, de acordo com o Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal – CONCEA, Resolução Normativa nº - 13, de 20 de Setembro de 2013, amparado pela Lei 11.794, de 8 de outubro de 2008, que regulamenta o inciso VII do § 1º do artigo 225 da Constituição Federal, que estabelece procedimentos para o uso científico de animais. Aprovado pelo Comitê de Ética da Universidade Federal do Tocantins/CEUA-UFT, sob número processual 23101.003107/2012-46.

Em seguida, os peixes foram devidamente acondicionados em caixas térmicas contendo gelo para conservação. Em seguida foram transportados para o local de processamento, o Laboratório de Parasitologia Veterinária da Universidade



Federal do Tocantins - UFT. A superfície corpórea e cavidades foram analisadas quanto à presença de ictioparasitos.

Os peixes foram seccionados ventralmente por toda sua extensão, do peitoral até a cloaca, para observar a cavidade do corpo e para realização da evisceração. Foram extraídas as nadadeiras, pele, musculatura e brânquias, os quais foram submetidos à digestão por pepsina a 10% (10g pepsina 1:1000; 7mL HCl a 1% em 1L água destilada) por 24 horas para coleta de parasitos.

Os nemátodos foram fixados em AFA (93 partes de etanol GL 70 [Gay Lussac], cinco partes de formalina comercial e duas partes de ácido acético glacial puro), aquecido a 65°C por 4 horas e, em seguida, conservados em etanol a 70 GL (AMATO et al., 1991) e uma amostra clarificada em lactofenol de Amann. O restante permaneceu conservado em etanol a 70 GL.

Os digenéticos foram comprimidos entre lâminas e posteriormente fixados em AFA. Para a coloração foi utilizado Delafield hematoxilina. Em seguida, foram clarificados em Creosoto de Faia e montados entre lâmina/lamínula em bálsamo do Canadá, segundo Eiras, Takemoto e Pavanelli (2006), em seguida examinados, quantificados (TAVARES-DIAS; MARTINS; MORAES, 2001) e submetidos à classificação por morfotipagem (THATCHER, 2006).

Para a realização de microscopia eletrônica de varredura (MEV) do *Eustrongylides*, os espécimes previamente submetidos à fixação em solução de formaldeído, lavados em água destilada, fixadas em solução Karnovsky (glutaraldeído 2%; paraformaldeído 2,5%), onde permaneceram por 4 dias. Em seguida, foram lavadas 2 vezes (5 minutos cada lavagem) em Solução A (840µL de HCl 0,2M; 10 mL cacodilato de sódio; 30 mL água destilada) e pós-fixados em 1,0% de tetróxido de ósmio, ambas preparadas com um tampão de sódio 0,05 M (pH 7,2). Então, foram novamente lavadas em Solução A e desidratadas progressivamente em etanol, secas em ponto crítico de dióxido de carbono (CPD polaron 7501), montadas em porta-espécimen e submetidos à pulverização catódica com revestimento em ouro fazendo-se uso do aparelho Denton Desk III.

A observação e digitalização foi realizada a 25mm de distância com microscópio eletrônico de varredura a 15 kV, JEOL JSM 6380LV. Os espécimes foram medidos em microscopia de luz utilizando o software Leica (LAS Leica™). Tais procedimentos foram realizados no Complexo Laboratorial de Patologia do Centro de Ciências Biológicas e da Saúde da Universidade Federal do Mato Grosso

do Sul (UFMS). A metodologia empregada foi segundo Martins (1998) e Eiras, Takemoto e Pavanelli (2006).

Para análise estatística, foram calculados abundância e intensidade médias (AM e IM) e prevalência (P) de infecção (BUSH et al., 1997) com a ajuda de planilha eletrônica.

### 3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Na fauna parasitária de *H. aff. malabaricus* foram encontradas dois gêneros e uma espécie de endoparasitos (Tabela 1). O nematoda *Eustrongylides* sp., da família Dioctophymatidae Hoffman 1999, a metacercária *Ithyoclinostomum dimorphum*, trematoda da classe Digenea, família Clinostomidae. *Sebekia*, gênero de pentastomida da família Sebekidae. Foi observado também um Acantocephala (Cistacanto não identificado) (PAVANELLI; SCHAEFFER; SANTOS, 1990).

Das 50 amostras de traíras examinadas observou-se prevalência de 20%, para as brânquias, nadadeiras, pele e intestino, com as espécies *Eustrongylides* sp., *Ithyoclinostomum dimorphum* e *Sebekia* sp. As mesmas espécies foram coletadas na musculatura, porém com uma prevalência maior, de 55%.

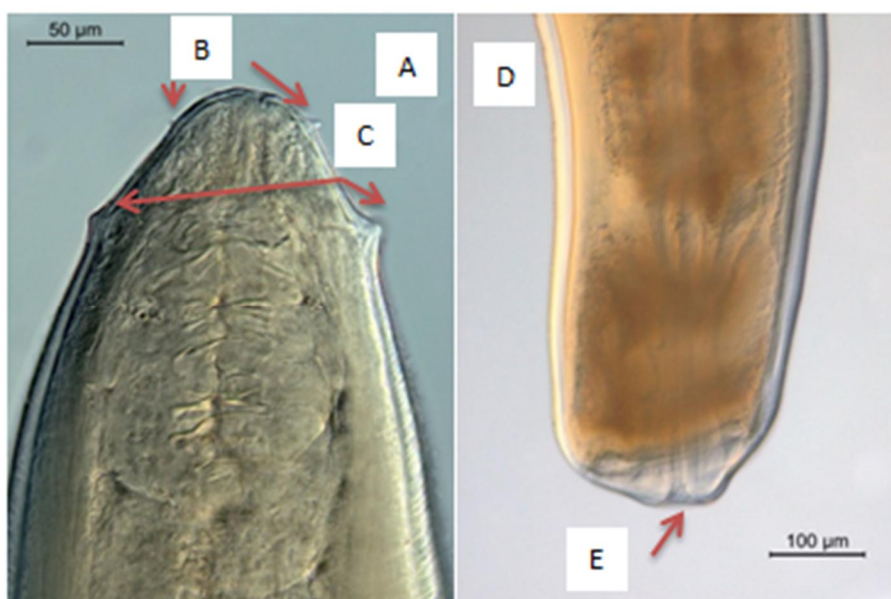
**Tabela 1.** Larvas de metazoários endoparasitos relatados em *Hoplias aff. malabaricus* (Characiformes: Erythrinidae) capturados de janeiro a março de 2012, no Rio Araguaia (6° 34'S e 48° 38'W), cidade de Araguaia, Estado do Tocantins, Brasil.

Parasitas	Prevalência %	Intensidade Média $\pm$ Desvio Padrão	Abundância Média $\pm$ Desvio Padrão	Local de Infecção
<i>Eustrongylides</i> sp.	60	0,27 $\pm$ 0,11	0,05 $\pm$ 0,06	Musculatura, pele, brânquias e intestino.
<i>Ithyoclinostomum dimorphum</i>	30	0,25 $\pm$ 0,18	0,02 $\pm$ 0,04	Nadadeiras e brânquias.
<i>Sebekia</i> sp.	20	0,5 $\pm$ 0,5	0,02 $\pm$ 0,05	Musculatura, pele, brânquias e intestino.
Acantocephala (Cistacanto não identificado)	05	-	0,002 $\pm$ 0,01	Intestino.

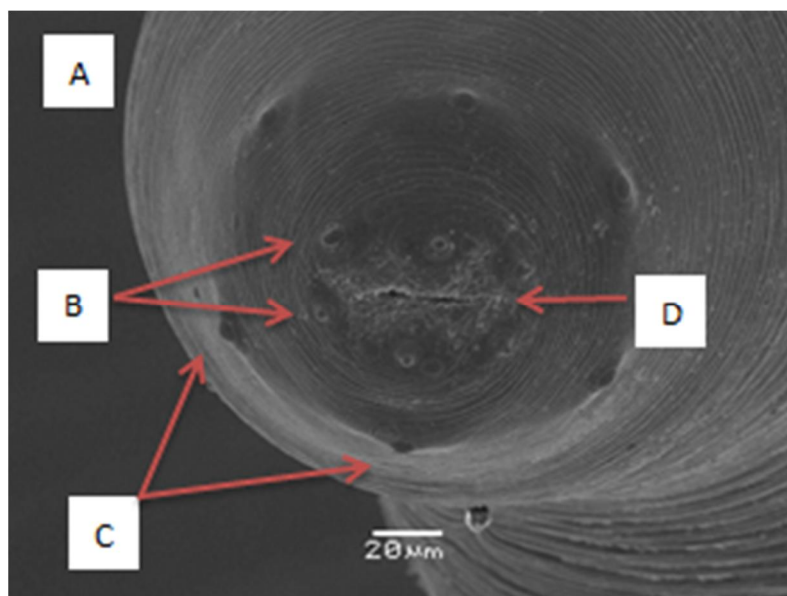
A abundância média para brânquias, nadadeiras, pele, musculatura e intestino foi de 0,3; 0,2; 0,25; 0,45 e 0,2, respectivamente. Um total de 36 espécimes de parasitos, pertencentes a 4 classes foram coletados, apresentando 1,8 de abundância média e 1,2 de intensidade média. 30 hospedeiros não estavam parasitados e 17, 2 e 1 hospedeiros apresentaram-se infectados por 1, 2 e 3 espécies de parasitos, respectivamente.

O nematóide *Eustrongylides* conferiu a maior taxa de infecção nos peixes, seguidos por *Ithyoclinostomum dimorphum*, *Sebekia* e *Acantocephala* (Cistacanto não identificado).

No presente trabalho, foi possível determinar o número e tamanho de papilas cefálicas nas larvas de *Eustrongylides* sp. do círculo maior externo com papilas de bases largas e maiores (0,45 x 0,17mm) e papilas do círculo interno e menor com bases estreitas e menores (0,12 x 0,09mm), corroborando com Thatcher (2006) quanto às características que determinam a diferença entre as espécies *Eustrongylides tubifex* e *E. ignotus*, sendo que, nesta última todas as papilas possuem papilas de bases e alturas semelhantes. Com isso, os resultados indicam que, morfológicamente, através da análise das papilas cefálicas, os endoparasitos nematóides do gênero *Eustrongylides*, coletados de *H. aff. malabaricus* obtidos do rio Araguaia, no Estado do Tocantins – Brasil são da espécie *E. tubifex* (Figuras 1 e 2).



**Figura 1** – Larva de *Eustrongylides tubifex* de *Hoplias aff. malabaricus* em microscopia de luz. (A) extremidade anterior com visualização das (B) papilas cefálicas dos círculos interno e (C) externo; (D) extremidade posterior com (E) ânus terminal.



**Figura 2** – Larva de *Eustrongylides tubifex* de *Hoplias* aff. *malabaricus* em microscopia eletrônica de varredura. (A) vista apical da extremidade cefálica; (B) papilas cefálicas dos círculos interno e (C) externo, (D) cavidade bucal.

Os espécimens foram identificados como larva de terceiro estágio: com base em 10 amostras do hospedeiro *H. aff. malabaricus* (dois espécimes larvares montados em lâmina permanente e um montado em microscopia eletrônica de varredura - MEV).

Medidas de amostras coletadas do hospedeiro supracitado encontram-se na Tabela 2.

**Tabela 2.** Medidas comparativas (mm) de larvas parasitária de *Eustrongylides tubifex* (Nematoda: Dioctophymatoidea) Railliet 1915 em *Hoplias* aff. *malabaricus* Bloch, 1794 (Characiformes: Erythrinidae) provenientes do Rio Araguaia, Tocantins, Brasil e outros hospedeiros.

Referência	Presente pesquisa	Moravec et al., 1995	Vicentin, 2010	Eberhard, et al., 1989	Kaur; Shrivastav; Qureshi, 2012	Kaur et al., 2011
<b>Hospedeiro</b>	<i>Hoplias</i> aff. <i>malabaricus</i>	<i>Rhamdia guatemalensis</i>	<i>Brycon microleps</i>	Homem	<i>Glossogobius giuris</i>	<i>Xenentodon cancila</i>
<b>Local de infecção</b>	Musculatura, pele, brânquias e intestino	Pele e musculatura esquelética	Mesentério	Cavidade peritoneal	musculatura, nadadeiras, bexiga, fígado, intestino e ovários	musculatura, nadadeiras, bexiga, fígado, intestino e ovários
Papilas cefálicas	12	12	-	-	-	-
Círculos cefálicos	2	2	-	-	-	-
Papilas por círculo	6	6	-	-	-	-
Dimensões papilas círculo externo	0,45 x 0,17	-	-	-	-	-
Dimensões papilas círculo interno	0,12 x 0,09	-	-	-	-	-
Comprimento	10,9-110,54	49,78-60,38	49,55-66,99	55 - 59	30-55,26	0,45-0,68
Largura	0,4-2,1	0,571-0,680	0,692-0,72	-	0,525-0,630	-
Cavidade bucal	0,024 x 0,274	0,095-0,150	0,48-0,67	-	-	-
Esôfago cilíndrico	6,32	11,49-14,24	2,2-4,7	-	-	-
Largura do esôfago	0,465	-	-	-	-	-
Anel nervoso	0,352-0,6	0,163-0,245	0,09-0,11	-	-	-
Comprimento de reto	0,68-0,75	0,544-0,612	-	-	-	-
Abertura anal	terminal	terminal	terminal	-	-	-
Prevalência %	60	38	1,32	-	38,47 ± 18,23	56,63 ± 36,99
Intensidade	0,27±0,11	0,9	1	-	-	-
Abundância	0,05±0,06	-	0,013±0,011	-	-	-

Na presente pesquisa registrou-se maior prevalência de *Eustrongylides* (P=60%) e menor intensidade média (IM=0,27) que os demais autores, Moravec et al. (1995) com P=38%, IM=0,9; Vicentin (2010) com P=1,32%; IM=1; Kaur, Shrivastav, Qureshi (2012) com P=38,47% e Kaur et al. (2011) com P=56,63%.

A descrição das larvas observadas no presente estudo é compatível com as características clássicas da espécie *Eustrongylides tubifex*, como a presença de extremidade anterior arredondada, com 12 papilas cefálicas distribuídas em 2 círculos, interno e externo, contendo 6 papilas cada e linhas laterais dispostas pelo corpo, cavidade bucal média e esôfago cilíndrico rodeado pelo anel nervoso e abertura anal terminal localizada na extremidade posterior romba com poro excretor ventral. (MORAVEC et al., 1995; VICENTIN, 2010).

Não foi possível detectar papilas entre os círculos interno e externo das papilas cefálicas como observado por Moravec et al. (1995), em peixes da espécie jundiá, *Rhamdia guatemalensis*, provavelmente por descreveram características para larvas em processo de desenvolvimento. Comprimento e largura médios, registrados neste trabalho, foram semelhantes aos descritos por Vicentin (2010), Moravec et al. (1995), Eberhard et al. (1989) e Kaur, Shrivastav, Qureshi (2012) e valores bem menores foram encontrados por Kaur et al. (2011).

As características morfológicas observadas em *Eustrongylides* sp., *Sebekia* sp. e *Ithyoclinostomum dimorphum* são consistentes com descrições feitas por Pavanelli, Schaeffer e Santos (1990).

Em *H. aff. malabaricus* já foi descrito o nematoda *Eustrongylides* sp. com prevalência de 33% em estudos realizados no Mato Grosso do Sul, com espécimes provenientes de áreas alagadas pelo Rio Cuiabá e que, durante a época seca, permanecem isoladas transformando-se em lagos, ambiente atrativo para aves piscívoras (BARROS; MORAES FILHO; OLIVEIRA, 2007; CARVALHO, 2010).

Martins et al. (2005) observaram prevalência de 58% de contaminação por larvas de *Eustrongylides* sp. em áreas pantanosas do Estado do Maranhão, e Martins et al. (2009) encontrou prevalência de 68% no rio Paraná, em São Paulo, onde neste mesmo rio Gimenes et al., (2007) registrou a presença de diferentes espécies de aves piscívoras, como o biguá (*Phalacrocorax brasilianus*), o biguatinga (*Anhinga anhinga*), a garça-moura, (*Ardea cocoi*), o socó-boi (*Tigrisoma lineatum*), o savacu (*Nycticorax nycticorax*) e o jaburu (*Jabiru mycteria*), dentre outras que atuam na continuidade do ciclo evolutivo de helmintos. Rodrigues (2010) registrou 4% de

*Eustrongylides* sp., no Rio Grande do Sul e Benigno et al. (2012) detectou prevalência de 53,84% de *Eustrongylides* sp. em *H. malabaricus* provenientes da Ilha de Marajó, Pará, Brasil.

Os dados obtidos no presente estudo mostram que a intensidade média foi próxima a 0,27 e a abundância média foi de 0,05, diferente do observado por Rodrigues (2010), no Rio Grande do Sul, que obteve intensidade média de 1,0 e abundância média de 0,04, assim como nos estudos realizados por Martins et al. (2009) que demonstrou intensidade média próximo a 3,93, ao avaliar o parasitismo nesta espécie de acordo com as estações do ano, apresentando valores elevados de parasitismo por *Eustrongylides* sp. durante o ano todo.

A localização de *Eustrongylides* adulto, um longo parasito vermelho, compreende diversos órgãos, tais como a musculatura, vísceras e proventrículo de aves piscívoras e as larvas encontram-se encistadas em vários locais no peixe. As larvas L1 lançadas na água pela ave, hospedeiro definitivo, são ingeridas por oligoquetas aquáticas, hospedeiro intermediário, onde se desenvolve a larva infectante de 3º estágio, L3. Quando o peixe, 2º hospedeiro intermediário, se alimenta do oligoqueta infectado, a larva migra e penetra a mucosa intestinal, transformando-se em L4, a qual se mantém encistada no peixe e é liberada do cisto quando a ave alimenta-se do peixe e a larva alcança o trato gastrintestinal da ave, transformando-se em adulta (EIRAS; REGO, 1989; NETTO, 2009).

*Eustrongylides* sp. em estágio larval já foram coletadas em traíra (*H. malabaricus*) (MENEGUETTI; LARAY; CAMARGO, 2013), pescada-amazônica (*Plagioscion squamosissimus*) (MARTINS et al., 2009), tucunaré-azul (*Cichla piquiti*) e corvina (*Plagioscion squamosissimus*) no Estado de São Paulo (MARTINS et al., 2009), piranha (*Pygocentrus nattereri*) no Mato Grosso do Sul (VICENTIN, 2010; BARROS et al., 2010) e tuvira, (*Gymnotus* spp.) no Mato Grosso do Sul (ISAAC, et al., 2004).

Em São Paulo, Martins et al. (2009) em *Cichla ocellaris* (tucunaré). No Mato Grosso, Barros, Moraes Filho e Oliveira, (2006) em *Brycon microlepis* (piraputanga), *Pseudoplatystoma fasciatum* (cachara) e *Pirinampus pirinampu* (barbado) e Silva; Tavares-Dias, (2012) em *Mylossoma duriventre* (pacu), na Amazônia Central.

Em outros países, larvas *Eustrongylides* também já foram descritas, como em *Rhamdia guatemalensis* (jundiá) (MORAVEC et al., 1995) e *Goodea atripinnis*

(cauda-preta), (MARCOS-ANTONIO et al., 2009), ambas no México e em *Salmo trutta* (truta-marrom), na Noruega (HAUGEN; HEMMINGSEN; MACKENZIE, 2008).

*Eustrongylides tubifex* adulto já foi descrito em várias aves em diversos países, como em estudos com o mergulhão-pequeno, *Tachybaptus ruficollis*, no Japão (ASAKAWA, KIMOTO, MURATA, 1997); no mergulhão-grande, *Podiceps major*, (BRUGNI, VIOZZI, 2003) na Argentina e em patos domésticos, *Anas platyrhynchos domestica* (L.), na China (XIONG et al., 2009).

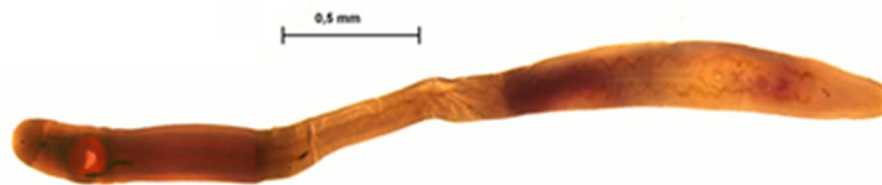
Em aves, os *Eustrongylides* sp. adultos penetram na mucosa do pró-ventrículo, causando quadros hemorrágicos e lesões na serosa, infecções secundárias, perda de apetite, crescimento retardado, erosões na cavidade celomática e óbito decorrente de peritonite. No Brasil, oito espécies de aves piscívoras ciconiformes foram analisadas em busca de parasitos, dentre os componentes da helmintofauna, o gênero *Eustrongylides* estava presente (PINTO et al., 2004).

Após infecções experimentais em mamíferos, em necropsia foram evidenciados processos inflamatórios e lesões decorrentes da migração larvar na parede gástrica, gastrite com abscessos abdominais, peritonite, granulomas hepáticos e mortalidade (BARROS et al., 2004).

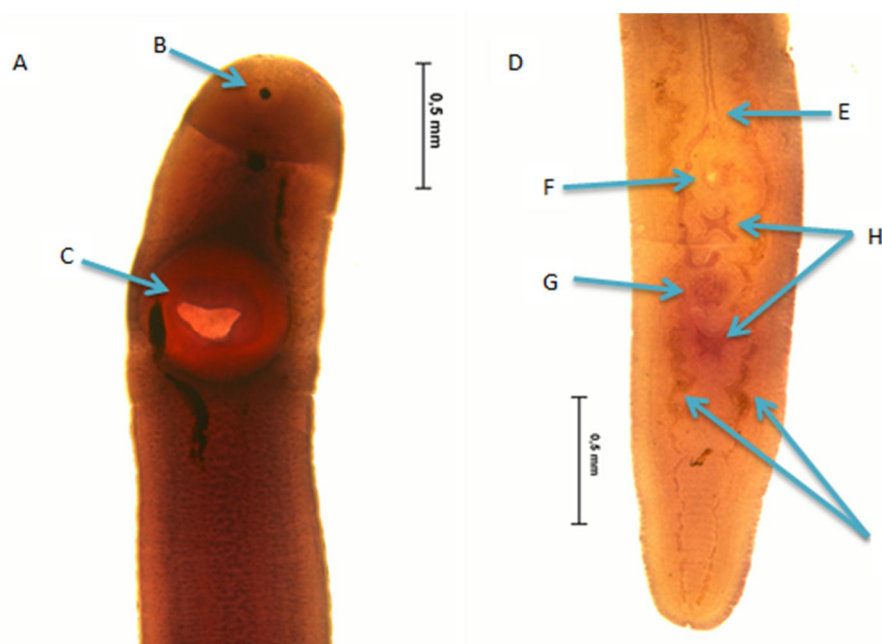
Adicionalmente, humanos que utilizam na culinária peixes crus ou aqueles cozidos de forma ineficiente são suscetíveis de contrair eustrongilidíase. Como prevenção no homem, embora não haja informações suficientes acerca da tolerância térmica de larvas *Eustrongylides*, preconiza-se, para a prevenção dessa zoonose, evitar a ingestão de peixe cru ou submetido à deficiente cocção (OKUMURA; PÉREZ; ESPÍNDOLA FILHO, 1999).

Morfologicamente, o trematódeo *Ithyoclinostomum dimorphum*, subclasse Digenea, família Clinostomatidae, apresenta o corpo com achatamento dorso-ventral, extremidade anterior mais consistente e levemente convexa que a região posterior do corpo, presença de ventosa oral e acetábulo musculoso desenvolvido e órgãos distribuídos no terço final do corpo (PAVANELLI; SCHAEFFER; SANTOS, 1990). Infecta peixes e outros hospedeiros, como aves piscívoras, hospedeiros definitivos, e os moluscos, que atuam como hospedeiros intermediários e são de suma importância para a disseminação do parasito, já que funcionam como reservatório no meio aquático (PAPERNA; DZIKOWSKI, 2006). (Figuras 3 e 4).





**Figura 3** – Trematoda digenea *Ithyoclinostomum dimorphum* coletado de traíras, *Hoplias* aff. *malabaricus*, provenientes do rio Araguaia, Estado do Tocantins, Brasil.



**Figura 4 (A, D)** – Trematoda digenea *Ithyoclinostomum dimorphum* coletado de traíras, *Hoplias* aff. *malabaricus*, provenientes do rio Araguaia, Estado do Tocantins, Brasil. (A) Extremidade anterior com (B) orifício oral subterminal e (C) acetábulo muscular. (D) Extremidade posterior com (E) saco uterino, (F) poro excretor, (G) ovário com glândula de Mehlis, (H) testículos anterior e posterior e (I) ceco intestinal.

A descrição dos espécimes foi baseada na observação de 08 espécimes coletados de *Hoplias* aff. *malabaricus* (um espécime larvar montado em lâmina permanente), apresentando corpo com características da Classe Trematoda, acetábulo proximal com musculatura radial, fortemente inserido, corpo de coloração rósea a castanho com extremidade anterior mais escura que a posterior, ceco abrangendo toda a extensão do corpo, desde o orifício oral até a porção terminal da extremidade posterior, testículos grandes e irregularmente ramificados, ovário adjacente à glândula de Mehlis e ducto uterino partindo da região ovariana

estendendo-se até a porção alargada do saco uterino. Medidas dos órgãos internos de *I. dimorphum* são descritas na Tabela 3.

**Tabela 3.** Medidas comparativas (mm) de metacercárias *Ithyoclinostomum dimorphum* (Diesing, 1850) Witenberg (Trematoda: Digenea) de *Hoplias* aff. *malabaricus* Bloch, 1794 (Characiformes: Erythrinidae) provenientes do Rio Araguaia, Tocantins, Brasil e outros hospedeiros

Referência	Presente pesquisa	Benigno, 2011
<b>Hospedeiro</b>	<i>Hoplias</i> aff. <i>malabaricus</i>	<i>Hoplias malabaricus</i> e <i>H. unitaeniatus</i> .
<b>Local de infecção</b>	Nadadeiras e brânquias	Mesentérico e musculatura de <i>H. unitaeniatus</i> e musculatura de <i>Hoplias malabaricus</i> .
Comprimento	47,20	23,55
Largura	3,75	1,90
Forebody	3,16	1,55
Hindbody	34,66	20,85
Ventosa oral comp. x larg.	0,24 x 0,31	0,36 x 0,40
Acetábulo comp. x larg.	0,69 x 1,21	1,15 x 1,25
Faringe comp. x larg.	0,61 x 0,37	0,32 x 0,23
Esôfago	Ausente	Ausente
Comprimento x largura ceco intestinal	34,29 x 0,31	22,85 x 0,42
Testículo anterior comp. x larg.	1,35 x 1,12	0,47 x 0,34
Testículo posterior comp. x larg.	1,65 x 1,35	0,45 x 0,23
Bolsa de cirro comp. x larg.	1,27 x 1,5	0,45 x 0,27
Ovário comp. x larg.	-	0,18 x 0,12
Ovário + Gl. Mehlis comp. x larg.	1,72 x 1,57	-
Saco uterino comp. x larg.	1,20 x 0,82	1.30-1.45 x 0.26
Ducto uterino comp. x larg.	10,35 x 0,03	-
Prevalência %	30	2,94% ( <i>H. unitaeniatus</i> ) e 0,96% ( <i>H. malabaricus</i> )
Intensidade média/DP	0,25±0,18	2,67 ( <i>H. unitaeniatus</i> ) e 2 ( <i>H. malabaricus</i> )
Abundância média/DP	0,02±0,04	0,08 ( <i>H. unitaeniatus</i> ) e 0,02 ( <i>H. malabaricus</i> )

\*comp. x larg. - comprimento x largura/ DP - desvio padrão.

As dimensões de comprimento e largura das metacercárias de *I. dimorphum* observadas no presente trabalho são maiores às descritas por Benigno (2011), na mesma espécie hospedeira, assim como as medidas de hindbody e forebody, ceco intestinal, testículos e bolsa do Cirro, enquanto que as medidas da ventosa oral, acetábulo e saco uterino mostraram-se de semelhantes a discretamente menores.

No ciclo evolutivo dos trematódeos os ovos são eliminados do hospedeiro definitivo (aves) para o ambiente aquático, os quais eclodem a primeira fase larvar, o miracídio, que penetra as partes moles do hospedeiro intermediário (moluscos) onde evolui para a segunda fase larvar, a cercária, a qual encista-se, e, ou fixa-se em superfície sólida presente na água ou penetra em um segundo hospedeiro intermediário (geralmente peixes), evoluindo para metacercária, a qual será ingerida pelo hospedeiro definitivo concluindo o ciclo evolutivo do parasito (OLSEN, 1974).

Em peixes, metacercárias de *I. dimorphum* em *H. malabaricus* foram registradas por Gallio et al. (2007) no Rio Grande do Sul e Moreira (2000) em amostras de provenientes de lagos de Minas Gerais. Esses parasitos encontram-se distribuídos parasitando diversos órgãos, tais como miocárdio, brânquias e base das nadadeiras (RODRIGUES, 2010).

Weiblen e Brandão (1992) no Rio Grande do Sul detectaram prevalência de 17,98% e intensidade média de 2,8 da metacercária *I. dimorphum* em 139 espécimes de *H. aff. malabaricus* adquiridos em lagos e represas; Assim como Paraguassú, Luque (2007) com prevalência de 30,8% e 1,9 de abundância média em 26 amostras de *H. aff. malabaricus* no Reservatório de Lajes, no Rio de Janeiro.

Pavanelli, Schaeffer e Santos (1990) detectaram metacercárias de *I. dimorphum* em 41,1% de amostras de *H. malabaricus* provenientes da região de Porto Rico-PR, provavelmente por ser uma área de reservatório, onde há a maior presença de aves piscívoras, como das espécies *Ardea cocoi*, (socó-grande), *Nycticorax* sp. (garça-cinzenta) e *Tigrisoma brasiliens* (socó-boi) que agem como hospedeiros definitivos de adultos desse parasito (ARRUDA; PINO; MUNIZ-PEREIRA, 2001; LUNASCHI; DRAGO, 2009). Já foram descritas também em *A. alba* (garça-branca-grande) e *N. nycticorax* (savacu) (PINTO et al., 2004) e *Jabiru mycteria* (tuiuiú) (TRAVASSOS et al., 1969).

Os índices de infecção parasitária de *Ithyoclinostomum dimorphum* em *H. aff. malabaricus* no presente trabalho (P=30%; IM/DP=0,25±0,18) revelou valores de prevalência maiores que os registrados por Weiblen e Brandão (1992) de 17,98% e

menores do que os valores de Benigno (2011) com 0,96%; Pavanelli, Schaeffer e Santos (1990) com 41,1% e Paraguassú e Luque (2007) com 30,8% e a intensidade média foi de 2; 2,8; 1,53 e 6,37, respectivamente, valores estes superiores ao encontrado na presente pesquisa.

Muitas espécies de aves, dentre elas as piscívoras, migratórias ou nômades, são leais aos locais de repouso, regressando ao mesmo ambiente ano após ano e se acumulam nessas áreas onde há riqueza de reservas tróficas, sendo, portanto, seduzidas pela oferta de alimento (AZEVEDO JR. et al. 2001).

A diversidade de espécies de peixes no rio Araguaia se justifica por sua formação de extensas planícies com biótipos particulares, como amplas várzeas e lagoas marginais, o que delimita ambiente atrativo para a alimentação de aves onívoras e carnívoras, que somam 35,4% e 10 %, respectivamente, das aves catalogadas do local, como descrito em estudos realizados no Parque Nacional do Araguaia, o qual é periodicamente alagado por inundações desse rio e que foi detectada a presença das principais aves onívoras e carnívoras, tais como, o *Tachybaptus dominicus* (mergulhão-pequeno), *Podilymbus podiceps* (mergulhão-caçador), *Phalacrocorax brasilianus* (biguá), *Anhinga anhinga* (biguatinga), *Ardea cocoi* (garça-moura), *Egretta thula* (garça-branca-pequena), *Butorides striatus* (socozinho), *Pilherodius pileatus* (garça-real), *Nycticorax nycticorax*, *Nyctanassa violacea* (savacu-de-coroa), *Tigrisoma lineatum*, *Pandion haliaetus*, *Ceryle torquata* (martin-pescador-grande), *Chloroceryle americana* (martin-pescador-pequeno), *Platalea ajaja* (colhereiro), *Mycteria americana* (cabeça-seca), *Ciconia maguari* (maguari) e *Jabiru mycteria* (MMA, 2001).

*Sebekia* sp. Diesing 1850 é distribuída a partir da região norte dos estados norte-americanos localizados ao sul do país, até toda a América do Sul (ALMEIDA; SILVA-SOUZA; SALES, 2010). Prevalência de 8,8% de *Sebekia* sp. foi relatada por Campos et al. (2008) em 34 peixes da espécie cachara (*Pseudoplatystoma fasciatum*) provenientes do Pantanal Matogrossense e por Guidelli et al., (2003) com 1,5% ao avaliar 136 peixes da espécie jurupoca (*Hemisorubim platyrhynchos*), valores estes menores que o encontrado nesta pesquisa, com prevalência de 20%. Os hospedeiros intermediários deste gênero são peixes e os hospedeiros definitivos são répteis, os quais geralmente abrigam parasitos adultos em seu sistema respiratório (THATCHER, 2006).

Nesses ambientes há a presença de possíveis hospedeiros para dar continuidade ao ciclo biológico desse parasito e que, inclusive, já foram descritos em estudos anteriores sobre a helmintofauna de répteis no Pantanal, como o jacaré-do-pananal, *Caiman crocodilus yacare* (CATTO; AMATO, 1993), o jacaré-açu, *Melanosuchus niger* e o jacaré-tinga, *Caiman crocodilus* (SOARES, 2007).

Espécies de peixes, como na piranha-vermelha, (*Serrasalmus nattereri*), no pintado, (*Pseudoplatystoma corruscans*) (REGO; EIRAS, 1989) e lucinda, (*Phalloceros harpagos*) (ALMEIDA; SILVA-SOUZA; SALES, 2010) já foram descritas com infecção por *S. oxycephala*.

A presença de parasitos pertencentes a diversos gêneros em *Hoplias* aff. *malabaricus* pode ser devido a sua característica predadora, sendo portanto, resultado da sua posição trófica na cadeia alimentar, o qual atua muitas vezes como hospedeiro intermediário de vários parasitos (DIAS et al., 2003). Informações acerca da fauna helmintológica de peixes fornece embasamento para melhorar o conhecimento das inter-relações ecológicas existentes entre hospedeiros, parasitos e o ambiente (KOHN; FERNANDES; COHEN, 2007), bem como possibilita avaliar os prejuízos à saúde do animal diante do quadro clínico causado pela patogenicidade do parasito a seu hospedeiro (FLORES; PEDROZA FILHO, 2013).

As zoonoses parasitárias transmitidas por pescado chamam atenção dos órgãos de fiscalização, devido à patogenicidade das enfermidades que acometem a população (LLAGUNO et al., 2008). Com isso, o conhecimento sobre o parasitismo em peixes ocupa grande importância não só em relação à saúde dos hospedeiros, mas também para compreensão da tríade parasito-hospedeiro-ambiente, bem como a implicação em saúde pública (MOREIRA et al., 2010 GUIDELLI et al., 2011; LACERDA et al., 2012; YAMADA et al., 2012).

#### **4 CONCLUSÃO**

*Hoplias* aff. *malabaricus* apresentou uma fauna parasitária com prevalência (60%) de *Eustrongylides*, sendo também a espécie mais abundante (0,05). Um espécime de *Acanthocephala* não identificado foi o menos prevalente (5%) e abundante (0,002). A maior prevalência de parasitos observou-se na musculatura, com 55%. Dos hospedeiros infectados, 17, 02 e 01 estavam parasitados por 01, 02 e 03 espécies de parasitos, respectivamente.

O presente estudo demonstrou que *Hoplias* aff. *malabaricus* provenientes do rio Araguaia são parasitados por helmintos de classes diferentes, enfatizando o nematoda *Eustrongylides* sp., o qual é considerado zoonose. É recomendável realizar uma avaliação sanitária rigorosa a respeito da contaminação dessa espécie de peixe por parasitos, com a finalidade de prevenção de doenças, tendo em vista seu caráter predatório e, portanto, com potencial para predação de outras espécies de peixes que podem estar parasitadas e que, assim como o *Hoplias*, são também disponibilizadas para consumo humano, oferecendo possível risco à saúde pública.

## 5 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALMEIDA, S. C. **Aspectos ecológicos dos endohelmintos parasitos de *Hoplias malabaricus* (Bloch, 1794) (Osteichthyes – Erythrinidae) do alto rio Paraná, região de Porto Rico, Paraná, Brasil.** 49f. Dissertação (Mestrado), Universidade Estadual de Maringá, Maringá-PR, 1998.

ALMEIDA, W. O.; SILVA-SOUZA, A. T.; SALES, D. L. Parasitism of *Phalloceros harpagos* (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) by *Sebekia oxycephala* (Pentastomida: Sebekidae) in the headwaters of the Cambé River, Paraná State, Brazil. **Brazilian Journal Biology**, v. 70, n. 2, p. 457-458, 2010.

AMATO, J. R. F.; BOEGER, W. A.; AMATO, S. B. Protocolos para laboratórios – Coleta e processamento de parasitas e pescados. 1. ed. Rio de Janeiro: **Imprensa Universitária**, UFRRJ, 81p. 1991.

ARRUDA, V. S.; PINTO, R. M.; MUNIZ-PEREIRA, L. C. New host and geographical records for helminthes parasites of Ardeidae (Aves, Ciconiiformes) in Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 18 (Supl. 1), p. 225-232, 2001.

ASAKAWA, M.; KIMOTO, Y.; MURATA, K. First recordo of *Eustrongylides tubifex* (Dioctophymatidae) from Little Grebe, *Tachybaptus ruficollis* in Japan. **Journal of Veterinary Medicine Science**, v. 59, n. 10, p. 955-956, 1997.

AZEVEDO JR., S. M.; DIAS, M. M.; LARRAZÁBAL, M. E.; TELINO JR., W. R.; LYRANEVES, R. M.; FERNANDES, C. J. G. Recapturas e recuperações de aves migratórias no litoral de Pernambuco, Brasil. **Ararajuba**, v. 9, n. 1, p. 33-42, 2001.

BARROS, L. A.; MATEUS, L. A. F.; BRAUM, D. T.; BONALDO, J. Aspectos ecológicos de endoparasitos de piranha vermelha (*Pygocentrus nattereri*, Kner,

1860) proveniente do rio Cuiabá. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 62 n. 1, 2010.

BARROS, L. A.; MORAES FILHO J.; OLIVEIRA, R. L. Larvas de nematóides de importância zoonótica encontradas em traíras (*Hoplias malabaricus* Bloch, 1794) no município de Santo Antonio do Leverger, MT. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 59, n. 2, p. 533-535, 2007.

BARROS, L. A.; MORAES FILHO, J.; OLIVEIRA, R. L. Nematóides com potencial zoonótico em peixes com importância econômica provenientes do rio Cuiabá. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 13, n. 1, p. 55-57, 2006.

BARROS, L. A.; TORTELLY, R.; PINTO, R. M.; GOMES, D. C. Effects of experimental infections with larvae of *Eustrongylides ignotus* Jaegerskiold, 1909 and *Contracaecum multipapillatum* (Drasche, 1882) Baylis, 1920 in rabbits. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 56, n 3, p. 325-332, 2004.

BELEI, F.; FERREIRA, S. R.; PERIN, L. M.; BRAGA, F. R.; SAMPAIO, W. M. S.; DE ARAÚJO, J. V.; DERGAM, J. A.; TAKEMOTO, R. M. First report of *Austrodiplostomum compactum* and *Ithyoclinostomum dimorphum* in trahira (*hoplias malabaricus*) from the middle course of the Rio Doce, Minas Gerais, Brazil. **Arquivos do Instituto de Biologia**, v. 80, n. 2, 2013.

BENIGNO, R. N. M. Helminhos de interesse higiênico-sanitário coletados em *Hoplerytrinus unitaeniatus*, *Hoplias malabaricus* e *Pygocentrus nattereri* (Pisces characiformes) procedentes do lago Arari (ilha de Marajó), Pará - Brasil / 75f. Tese (Doutorado em Higiene Veterinária e Processamento Tecnológico de Produtos de Origem Animal) - **Universidade Federal Fluminense**, 2011.

BIALETZKI, A.; NAKATANI, K.; SANCHES, P. V.; BAUMGARTNER, G.; MAKRAKIS, M. C.; TAGUTI, T. L. Desenvolvimento inicial de *Hoplias* aff. *malabaricus* (Bloch, 1794) (Osteichthyes, Erythrinidae) da planície alagável do alto rio Paraná, Brasil. **Acta Scientiarum Biological Sciences**, Maringá, v. 30, n. 2, p. 141-149, 2008.

BRUGNI, N.; VIOZZI, G. Presencia de *Eustrongylides tubifex* (Nematoda: Dioctophymatoidea) en la Patagonia, Argentina. **Parasitologia Latinoamerica**, v. 58, n. 1-2, p. 83 - 85, 2003.

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

CAMPOS, C. M.; FONSECA, V. E.; TAKEMOTO, R. M.; MORAES, F. R. Fauna parasitária de cachara *Pseudoplatystoma fasciatum* (Siluriforme: Pimelodidae) do rio Aquidauana, Pantanal Sul Matogrossense, Brasil. **Acta Scientiarum, Biological Sciences**, v. 30, n. 1, p. 91-96, 2008.

CARVALHO, F. F. Comportamento Alimentar das Aves Piscívoras Aquáticas do Parque Natural "Chico Mendes". **Revista Eletrônica de Biologia**. v. 3, n.2, p. 11-19, 2010.

CATTO, J. B.; AMATO, J. F. R. Digenetic Trematodes (Cryptogonimidae, Acanthostominae) parasites of the caiman, *Caiman crocodilus yacare* (Reptilia, Crocodylia) from the Pantanal Mato-Grossense, Brazil, with a description of a new species. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 33, n. 3, p. 435-440, 1993.

CONCEA, 2013. **Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal** – Resolução Normativa nº - 13, de 20 de Setembro de 2013. Disponível em file:///C:/Users/User/Downloads/DIRETRIZES%20DA%20PR%C3%81TICA%20DE%20EUTAN%C3%81SIA%20DO%20CONCEA.pdf. Acesso em 01 /10/2013.

DIAS, M. L. G. G.; EIRAS, J. C.; MACHADO, M. H.; SOUZA, G. T. R.; PAVANELLI, G. C. The life cycle of *Clinostomum complanatum* Rudolphi, 1814 (Digenea: Clinostomidae), on the foodplain of the high Paraná River, Brazil. **Parasitology Research**, v. 89, p. 506-508, 2003.

EBERHARD, M. L.; HURWITZ, H., SUN, A.; COLETTA, D. Intestinal perforation caused by larval *Eustrongylides* (Nematodo: Dioctophymatoidea) in New Jersey. **The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**. v. 40, p. 648-650, 1989.

EIRAS, J. C.; REGO, A. A. Histopatologia em peixes resultantes de infecções parasitárias. **Publicações do Instituto de Zoologia Dr. Augusto Nobre**, v. 208, p. 1-2, 1989.

EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M.; PAVANELLI, G. C. **Métodos de estudos e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes**. 2. ed. Maringá: EDUEM, 199 p. 2006.

FLORES, R. M. V.; PEDROZA FILHO, M. X. Como multiplicar os peixes? Perspectivas da aquicultura brasileira. **Ciência e Cultura**, v. 65, n. 2, p.4-5, 2013.



GALLIO, M.; SILVA, A. S.; SOARES, J. F.; SILVA, M. K.; SALOMÃO, E. L.; MONTEIRO, S. G. Ocorrência de metacercárias de *Ithyoclinostomum dimorphum* em traíras no Rio Grande do Sul, Brasil: relato de caso. **Estudos de Biologia**, v. 29, n. 68/69, p. 337-339, 2007.

GIMENES, M. R.; LOPES, E. V.; LOURES-RIBEIRO, A.; MENDONÇA, L. B.; ANJOS, L. **Aves da Planície Alagável do Alto Rio Paraná**. Editora da Universidade Estadual de Maringá, 298p. 2007. Disponível em: [http://www.redeprofauna.pr.gov.br/arquivos/File/biblioteca/livro\\_aves\\_parana.pdf](http://www.redeprofauna.pr.gov.br/arquivos/File/biblioteca/livro_aves_parana.pdf)  
Acesso em: 30 jan. 2014.

GOMIERO, L. M., SOUZA, U. P. BRAGA, F. M. S. Condition factor of *Astyanax intermedius* Eigenmann, 1908 (Osteichthyes, Characidae) parasitised by *Paracymothoa astyanaxi* Lemos de Castro, 1955 (Crustacea, Cymothoidae) in the Grande River, Serra do Mar State Park - Santa Virgínia Unit, São Paulo, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 72, n. 2, p. 379-388, 2012.

GUIDELLI, G. M.; ISAAC, A.; TAKEMOTO, R. M.; PAVANELLI, G. C. Endoparasite infracommunities of *Hemisorubim platyrhynchos* (Valenciennes, 1840) (Pisces: Pimelodidae) of the Baía River, upper Paraná River floodplain, Brazil: specific composition and ecological aspects. **Brazilian Journal of Biology**, v. 63, n. 2, p. 261-268, 2003.

GUIDELLI, G.; TAVECHIO, W. L. G.; TAKEMOTO, R. M.; PAVANELLI, G. C. Relative condition factor and parasitism in anostomid fishes from the floodplain of the Upper Paraná River, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 177, p.145-151. 2011.

HAUGEN, P.; HEMMINGSEN, W.; MACKENZIE, K. The distribution of *Eustrongylides* sp. (Nematoda: Dioctophymatoidea) in brown trout *Salmo trutta* L. in the River Otra in southern Norway. **Bulletin European Association of Fish Pathologists**, v. 28, n. 4, p. 138-143, 2008.

ISAAC, A.; GUIDELLI, G. M.; FRANÇA, J. G.; PAVANELLI, G. C. Composição e estrutura das infracomunidades endoparasitárias de *Gymnotus* spp. (Pisces: Gymnotidae) do rio Baía, Mato Grosso do Sul, Brasil, **Acta Scientiarum Biological Sciences**, v. 26, n. 4, p. 453-462, 2004.

JACQUOT, R. **Organic constituents of fish and foods**. In: Fish and food. v. 1, New York, USA, p. 144-192, 1961.

KAUR, P.; QURESHI, T. A.; SHRIVASTAV, R. MANOHAR, S. Occurrence of *Eustrongylides* sp. larvae in *Xenentodon cancila* (Ham.) from lower lake, Bhopal and

its effect on ovaries. Department of Zoology and Applied Aquaculture, Barkatullah University, Bhopal, India . **XXII National Congress of Parasitology**, 30 out-01 nov, p. 192-195, 2011. Disponível em [http://www.klyuniv.ac.in/22ndncp/Proceedings%20of%2022nd%20NCP\\_Kalyani.pdf#page=207](http://www.klyuniv.ac.in/22ndncp/Proceedings%20of%2022nd%20NCP_Kalyani.pdf#page=207). Acesso: 30 nov. 2013.

KAUR, P.; SHRIVASTAV, R.; QURESHI, T. A. Pathological effects of *Eustrongylides* sp. larvae (Dioctophymatidae) infection in freshwater fish, *Glossogobius giuris* (Ham.) with special reference to ovaries. **Journal of Parasitic Diseases**, Setembro, 2012.

KOHN, A.; FERNANDES, B. M. M.; COHEN, S. C. South American Trematodes Parasites of Fishes. **FIOCRUZ - Ministério da Saúde- CNPq**. Rio de Janeiro. 20 ed - 592 p. 2007.

LACERDA, A. C. F.; TAKEMOTO, R. M.; TAVARES-DIAS, M.; POULIN, R.; PAVANELLI, G. C. Comparative parasitism of the fish *Plagioscion squamosissimus* in native and invaded river basins. **The Journal of Parasitology**, v. 98, n. 4, p.713-717, 2012.

LAGRUE, C.; KELLY, D. W.; HICKS, A.; POULIN, R. Factors influencing infection patterns of trophically transmitted parasites among a fish community: host diet, host-parasite compatibility or both? **Journal of Fish Biology**, v. 79, p. 466-485, 2011.

LLAGUNO, M. M.; CORTEZ-ESCALANTE, J.; WAIKAGUL, J.; FALEIROS, A. C. G.; DAS CHAGAS, F.; CASTRO, C. *Diphyllbothrium latum* infection in a nonendemic country: case report. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 41, n. 3, p. 301-303, 2008.

LUNASCHI, L. I.; DRAGO, F. B. Digéneos parásitos de seis especies de aves de la provincia de Formosa, Argentina. **Revista Mexicana de Biodiversidad**, v. 80, n. 1, p. 39-46, 2009.

LUQUE, J. L. Biología, Epidemiología e Controle de Parasitos de Peixes. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13, p. 161-165, sup. 1, 2004.

MARCOS-ANTONIO, R.; GRANADOS-GARCÍA, M.; GARCÍA-VALLEJO, T. B.; LÚCIO-DOMINGUEZ, R.; TOBAJAS-ANDRÉ, R. Estudio espacial de la incidencia de parásitos helmintos em peces tiro (*Goodea atripinnis*) del lago de Pátzcuaro, Michoacán. **Revista Ibero-Latinoamericana de Paasitología**. V. 68, n. 2, p. 167-172, 2009.

MARTINS, M. L. **Doenças infecciosas e parasitárias de peixes**. Jaboticabal: Funep, 66p. 1998.

MARTINS M. L.; SANTOS, R.S.; MARENGONI, N. G.; TAKAHASHI, H. K.; ONAKA, E. M. Seasonality of *Eustrongylides* sp. (Nematoda: Dioctophymatidae) larvae in fishes from Paraná river, South-Western Brazil. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 35, n. 1, p. 29-37, 2009.

MARTINS, M. L.; ONAKA, E. M.; FENERICK JR, J. Larval *Contracaecum* sp. (Nematoda: Anisakidae) in *Hoplias malabaricus* and *Hoplerhythrinus unitaeniatus* (Osteichthyes: Erythrinidae) of economic importance in occidental marshlands of Maranhão, **Brazilian Veterinary Parasitology**, v. 127, p. 51–59, 2005.

MENEGUETTI, D. U. O.; LARAY, M. P. O.; CAMARGO, L. M. A. Primeiro relato de larvas de *Eustrongylides* sp. (Nematoda: Dioctophymatidae) em *Hoplias malabaricus* (Characiformes: Erythrinidae) no Estado de Rondônia, Amazônia Ocidental, Brasil. **Revista Pan-Amazônica de Saúde**, v. 4, n. 3, p. 55-58, 2013.

MMA – Ministério do Meio Ambiente. Brasil. **Plano de Manejo do Parque Nacional do Araguaia – TO**. 429p. 2001. Disponível em: [http://www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/imgs-unidadescoservacao/parna\\_araguaiaa.pdf](http://www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/imgs-unidadescoservacao/parna_araguaiaa.pdf) Acesso em: 03 Fevereiro 2014.

MORAVEC, F.; VIVAS-RODRIGUEZ, C.; SCHOLZ, T.; VARGAS-VÁZQUEZ, J.; MENDOZA-FRANCO, J. SCHMITTER-SOTO, J. J.; GONZÁLEZ-SOLÍS, D. Nematodes parasitic in fishes of cenotes (= sinkholes) of the Peninsula of Yucatan, Mexico. Part 2 Larvae. **Folia Parasitologica**, v. 42, p. 199-210, 1995.

MOREIRA, N. I. B. **Helminhos parasitos de peixes de lagos do médio Rio Doce, Minas Gerais, Brasil**. Belo Horizonte, 191p. Tese (Doutorado em Ciências) – Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2000.

NETTO, M. T. Curso de boas práticas de fabricação de alimentos. **Secretaria do Estado da Saúde de Florianópolis**. Florianópolis, 322p. 2009.

OKUMURA, M. P. M.; PÉREZ, A. C. A.; ESPÍNDOLA FILHO, A. Principais zoonoses parasitárias transmitidas por pescado – revisão. **Revista de Educação Continuada do CRMV-SP**. São Paulo: v. 2, n. 2, p. 66-80, 1999.

OLSEN, O. W. **Animal Parasites Their Life Cycles and Ecology**. 3ed. University Park Press, 1974.

PAES, J. V. K.; CARVALHO, E. D.; SILVA, R. J. Infection by *Austrodiplostomum compactum* metacercariae in fish from the Nova Avanhandava reservoir, Tietê river, São Paulo State, Brazil. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, Maringá, v. 32, n. 3, p. 273-278, 2010.

PAPERNA, I.; DZIKOWSKI, R. **Digenea (Phylum Platyhelminthes)**. In: WOO, P. T. K. *Fish Diseases and Disorders*. v. 1, Protozoan and Metazoan Infections. 2<sup>a</sup> ed. CAB International, London, p. 345-390, 2006.

PARAGUASSÚ, A. R.; LUQUE, J. L. Metazoários Parasitos de Seis Espécies de Peixes do Reservatório de Lajes, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 16, n. 3, p. 121-128, 2007.

PAVANELLI, G. C.; SCHAEFFER, G. V.; SANTOS, M. S. Ocorrência e histopatologia de *Ithyoclinostomum dimorphum* (Diesing, 1850) (Trematoda: Clinostomatidae) em traíras coletadas no rio Paraná. **Revista Unimar**, v. 12, n. 1, p. 69-75, 1990.

PINTO, R. M.; BARROS, L. A.; TORTELLY, L.; TEIXEIRA, R. F.; GOMES, D. C. Prevalence and pathology of helminths of ciconiiform birds from the Brazilian swamplands. **Journal of Helminthology**, v. 78, p. 259–264, 2004.

POMPEU P. S.; GODINHO, P. S. A. L. Mudança na dieta da traíra *Hoplias malabaricus* (Bloch) (Erythrinidae, Characiformes) em lagoas da bacia do rio Doce devido à introdução de peixes piscívoros. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 18, n. 4, p. 1219-1225, 2001.

REGO, A. A.; EIRAS, J. Identificação das larvas de *Sebekia* e *Leiperia* (Pentastomida) histologia em peixes de rios. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 49, p. 591-595, 1989.

RODRIGUES, A. P. **Helmintos parasitos de *Hoplias malabaricus* (Osteichthyes: Erythrinidae) comercializados na região sul do Rio Grande do Sul**. 57p. Dissertação (Mestrado em Ciências - Área de conhecimento: Parasitologia) - Universidade Federal de Pelotas. Pelotas, 2010.

SANTOS, A. B.; MELO, J. F. B.; LOPES, P. R. S.; MALGARIM, M. B. COMPOSIÇÃO QUÍMICA E RENDIMENTO DO FILÉ DA TRAÍRA (*Hoplias malabaricus*). **Revista da FZVA (Faculdade de Zootecnia, Veterinária e Agronomia - PUCRS)**. Uruguaiiana, v. 7/8, n. 1, p. 140-150, 2001.

SILVA, E. F.; TAVARES-DIAS, M. Infection by helminthes in *Mylossoma duriventre* Cuvier, 1817, a characid from the central Amazon, Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 6, n. 1, p. 67-73, 2012.

SILVA, M. J.; FIGUEIREDO, B. R. S.; RAMOS, R. T. C.; MEDEIROS, E. S. F. Food resources used by three species of fish in the semi-arid region of Brazil. **Neotropical Ichthyology**, v. 8, n. 4, p. 825-833, 2010.

SOARES, E. A. **Densidade populacional, lesões e anomalias em *Melanosuchus niger* (SPIX, 1825) e *Caiman crocodilus* (LINEAU, 1758), (Crocodylia, Alligatoridae) na Bacia do Rio Araguaia, Estado do Tocantins.** Dissertação – Pós-graduação em Ciências do Ambiente. Universidade Federal do Tocantins, 85P. 2007.

TAKEMOTO, R. M.; PAVANELLI, G. C.; LIZAMA, M. A. P.; LACERDA, A. C. F.; YAMADA, F. H.; MOREIRA, L. H. A.; CESCHINI, T. L.; BELLAY, S. Diversity of parasites of fish from upper Paraná river floodplain, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**. v. 69, n. 2, p. 691-705, 2009.

TAVARES-DIAS, M.; MARTINS, M. L.; MORAES, F. R. Fauna parasitária de peixes oriundos de pesque-pague do município de Franca, São Paulo, Brasil. I. Protozoários. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 18, p. 67-79, 2001.

THATCHER, V. E. **Aquatic Biodiversity in Latin America: Amazon Fish Parasites.** v. 1, 2ed. Sofia: Pensoft, 496 p. 2006.

TRAVASSOS, L.; FREITAS, J. F.; KOHN, A. Trematódeos do Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 67 (fasc. único), 886 p. 1969.

VICENTIN, W. **Composição e estrutura das infracomunidades de metazoários endoparasitos de *Pygocentrus nattereri* Kner, 1858 e *Serrasalmus marginatus* Valenciennes, 1837 (Characiformes – Serrasalminae), espécies simpátricas no rio Negro, Pantanal, Brasil.** Universidade Federal do Mato Grosso do Sul. Centro de Ciências Biológicas e da Saúde – Pós-graduação em Ecologia e Conservação. Campo Grande –MS, p.89, 2010.

VIEIRA, K. R. I. **Composição e estrutura das comunidades de metazoários endoparasitos de *Hoplias malabaricus* nas regiões do Pantanal do Miranda-Abobral, Rio Negro e rio Iguatemi, Mato Grosso do Sul, Brasil.** Universidade Federal do Mato Grosso do Sul. Dissertação - Pós- Graduação em Ecologia e Conservação, Campo Grande –MS, p. 65, 2009.

WEIBLEN, A. M.; BRANDÃO, D. A. Levantamento parasitológico em *Hoplias malabaricus* Bloch (1794) (traíra) de águas da região de Santa Maria-RS. **Ciência Rural**, v. 22, n. 2, p. 203–208, 1992.

XIONG, F.; WANG, G. T.; WU S. G.; NIE, P. Development of *Eustrongylides ignotus* (Nematoda: Dioctophmida) in domestic ducks (*Anas platyrhynchos domestica* (L.)). **Journal of Parasitology**, Lawrence, v. 95, n. 5 p. 1035-1039, 2009.

YAMADA, F. H.; MOREIRA, L. H. DE A.; CESCHINI, T. L.; LIZAMA, M. DE L. A. P.; TAKEMOTO, R. M.; PAVANELLI, G. C. Parasitism associated with length and gonadal maturity stage of the freshwater fish *Metynnis lippincottianus* (Characidae). **Neotropical Helminthology**, v. 6, n. 2, p. 247-253, 2012.

### CAPÍTULO III

**Otimização da técnica de PCR (*Polymerase Chain Reaction*) para identificação de larvas *Eustrongylides* sp. Jägerskiöld, 1909 (Nematoda: Dioctophymatoidea) parasitos de *Hoplias* aff. *malabaricus* (Bloch, 1794).**

Optimization of PCR (*Polymerase Chain Reaction*) technique for the identification of *Eustrongylides* sp. Jägerskiöld, 1909 (Nematoda: Dioctophymatoidea) larvae parasites of *Hoplias* aff. *malabaricus* (Bloch, 1794).

#### RESUMO

Os nematóides de gênero *Eustrongylides* compreendem um grupo de parasitos distribuído mundialmente, representados por várias espécies, que podem parasitar peixes dulcícolas e marinhos, outros vertebrados e invertebrados. São parasitos que oferecem risco à saúde pública, pois são potencialmente zoonóticos, transmitidos ao homem pela ingestão de pescado contaminado contendo a larva do parasito e causando um quadro clínico que varia de cólicas gastrintestinais intensas até peritonite por perfuração no canal alimentar. Parasitos em estágio larval de desenvolvimento podem ser muito semelhantes, por isso, a dificuldade de identificação de parasitos a partir de métodos morfológicos convencionais tem motivado a introdução de técnicas moleculares em pesquisas e, a biologia molecular tem fornecido instrumentos capazes de facilitar o diagnóstico de enfermidades. O objetivo desse trabalho foi identificar o *Eustrongylides* sp. utilizando a técnica de PCR (*Polimerase Chain Reaction*). Os primers 18SF/28SR permitiram a amplificação do fragmento esperado próximo a 1027 pb a partir do DNAr de *Eustrongylides* sp. confirmando a presença desse helminto de interesse zoonótico em peixes provenientes do Rio Araguaia – TO.

**Palavras-chave:** *Eustrongylides*, identificação, biologia molecular, Brasil.

## ABSTRACT

The nematodes of the *Eustrongylides* genus comprise a group of parasitic worldwide distributed, represented by various species, which can parasitize freshwater and marine fish, other vertebrates and invertebrates. They are parasites that offer public health risk because they are potentially zoonotic, transmitted to humans by eating contaminated fish containing parasite larvae and causing a clinical symptoms ranging from intense gastrointestinal cramping up peritonitis caused by perforation in the alimentary canal. Parasitic larval on development may be very similar, so the difficulty of identifying parasites from conventional morphological methods has motivated the introduction of molecular techniques in research and, the molecular biology has provided tools that can facilitate the diagnosis of diseases. The aim of this study was to identify the *Eustrongylides* sp. using the PCR (*Polymerase Chain Reaction*). The 18SF/28SR primers allowed the amplification of the expected fragment close to 1027 bp from the rDNA of *Eustrongylides* sp. confirming the presence of that zoonotic helminth interest in fish from the Araguaia River - TO .

**Key words:** *Eustrongylides*, identification, molecular biology, Brazil.



## 1 INTRODUÇÃO

Parasitas do gênero *Eustrongylides* pertencem à família Dioctophymatidae (Hoffman, 1999) e em geral, o nemátodo *Eustrongylides* tem ciclo biológico complexo, heteroxeno, envolvendo hospedeiros definitivos e intermediários, sendo que os primeiros hospedeiros intermediários descritos para *Eustrongylides* spp. foram oligochaetas (NUNES, 2007), seguido por espécies de peixes (CHAPMAN et al., 2006).

O gênero *Eustrongylides* além de causar sintomatologia em peixes e aves tem importância significativa porque é considerado zoonose. O homem se infecta ingerindo peixe contaminado com a larva (LUQUE, 2004).

Pacientes humanos infectados por *Eustrongylides* sp. relataram cólicas abdominais severas e, com agravamento do quadro decorrente de perfuração intestinal provocada pelos parasitos (EBERHARD et al., 1989; WITTNER et al., 1989).

*Hoplias* aff. *malabaricus* (Bloch, 1794), conhecida como traíra, é um peixe encontrado na maioria das bacias hidrográficas da América do Sul. Conhecidamente predador, tem uma dieta basicamente piscívora quando adulto (BIALETZKI et al., 2008; SILVA et al., 2010), propiciando a aquisição de parasitoses através da ingestão de peixes parasitados (BARROS; MORAES FILHO; OLIVEIRA, 2007).

De acordo com Barros, Magalhães e Cavalcante (2009) a traíra é um dos peixes mais consumidos na culinária marajoara no Estado do Pará e, no Rio Grande do Sul, é um peixe de valor comercial devido à composição química da carne e qualidade, sendo comercializada principalmente sob forma de filé (TORRES et al., 2012).

Devido à similaridade de muitos parasitos, por não apresentarem nitidamente em sua cutícula apêndices característicos, especialmente em estágios imaturos de desenvolvimento, é possível haver equívocos quanto à identificação e classificação do parasito, podendo haver erros em diagnóstico e conseqüentemente, o risco de ter sua relevância negligenciada em saúde pública, no caso do helminto possuir potencial zoonótico (OKUMURA et al., 1999; BARROS; MORAES FILHO; OLIVEIRA, 2007).

O diagnóstico clássico, baseado na identificação de parasitos utilizando métodos clássicos pode ser muito complexo para confirmar o parasitismo por

espécies de parasitos morfológicamente semelhantes ou ainda que estejam disponíveis apenas fragmentos do parasito, que compartilham mesmo local de predileção tecidual e têm ampla capacidade de dispersão, podendo desenvolver-se em hospedeiros pertencentes a táxons muito próximos, sendo dessa forma, o emprego de técnicas moleculares de estimável valor (MOLNÁR et al., 2002).

A partir do advento da biologia molecular muitas espécies catalogadas foram revistas, surgiram novas espécies e outras foram realocadas quanto à disposição taxonômica (HUYSE; VOLCKAERT, 2002). Com isso, justifica-se sua aplicação em pesquisas básicas a avançadas, intensificando-se a íntima relação dos estudos moleculares, morfológicos e estatísticos, possibilitando diferenciar gêneros ou espécies próximas (FREELAND, 2005).

Como estudos moleculares de parasitos nematóides provenientes de peixes são escassos na literatura. O presente estudo foi conduzido com o objetivo de amplificar por PCR, utilizando o par de *primers* 18SF/28SR, o DNA do parasito *Eustrongylides*, adquirido em peixes da espécie *H. aff. malabaricus* (Bloch 1794), a traíra, adquiridos no rio Araguaia – TO.

## 2 MATERIAL E MÉTODOS

### 2.1 COLETA, ACONDICIONAMENTO E IDENTIFICAÇÃO DAS AMOSTRAS.

Foram utilizados neste trabalho, parasitos nematóides provenientes do hospedeiro *Hoplias aff. malabaricus* obtidos no rio Araguaia, no município de Araganã (6 ° 34'S e 48 ° 38'W), no Estado do Tocantins, Norte do Brasil. Foram necropsiados 50 espécimes capturados por ribeirinhos (pesca de subsistência) com auxílio de anzóis, de janeiro a março de 2012.

Após captura os espécimes foram submetidos a atordoamento por concussão, secção da medula espinhal e perfuração craniana, de acordo com o Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal – CONCEA, Resolução Normativa nº - 13, de 20 de Setembro de 2013, amparado pela Lei 11.794, de 8 de outubro de 2008, que regulamenta o inciso VII do § 1º do artigo 225 da Constituição Federal, que estabelece procedimentos para o uso científico de animais. Aprovado pelo Comitê de Ética da Universidade Federal do Tocantins/CEUA-UFT, sob número processual 23101.003107/2012-46.

Em seguida, foram devidamente acondicionados em caixas térmicas contendo gelo para conservação. Em seguida foram transportados para o local de processamento, o Laboratório de Parasitologia Veterinária da Universidade Federal do Tocantins - UFT. Logo, iniciou-se inspeção e necrópsia para evisceração e coleta do nematoda *Eustrongylides*, os quais foram extraídos da musculatura e pele dos hospedeiros e identificados de acordo com a morfologia das papilas cefálicas e extremidades posteriores dos nematóides com o auxílio de lupa estereoscópica, segundo Thatcher, (2006) (Figura 1). Os parasitos foram lavados em solução fisiológica, preservados em tubos contendo etanol a 70 % para fixação até o momento da extração de DNA.



**Figura 1** - *Eustrongylides tubifex* (Nematoda: Dioctophymatoidea) Railliet 1915.

## 2.2 EXTRAÇÃO DE DNA

Os parasitos foram seccionados e o tecido foi macerado com auxílio de pistilo após serem submetidos a nitrogênio líquido (SAMBROOK; RUSSEL, 2001).

A extração de DNA foi realizada utilizando o Kit Purelink Genomic DNA mini kit K1820-02 (Invitrogen, Life Technologies, Carlsbad, CA, USA), seguindo-se as recomendações do fabricante.

## 2.3 PADRONIZAÇÃO DO PCR

A reação de PCR foi realizada de acordo com Xiong et al., (2013) com algumas modificações descritas abaixo:

Os *primers* 18SF (5'-TTGGATGATTCCGGTGAGGT-3') e 28SR (5'-AACCGCT TAGTAATATGCT-3') foram utilizados para a reação de PCR para amplificar a região ITS do rDNA. E o mix PCR consistiu, no volume final de 25µL, contendo tampão 10 PCR (Sigma®), 2.5 mM de cada desoxinucleotídeo (Qiagen®), DNA de *Eustrongylides* sp. entre 50 a 100 ng, estimadas visualmente em gel de agarose realizado anteriormente, 10 µM de cada *primer* (Ludwig®) e 2U de Taq polimerase (Invitrogen®). Para realização da PCR foi utilizado o termociclador Veriti 96 Well Thermal Cycler (Applied Biosystems), nas condições de temperatura a seguir: 5 minutos a 94°C (desnaturação inicial), seguidos de 29 ciclos de 40 segundos sob mesma temperatura, 30 segundos a 56°C (anelamento) e 90 segundos a 72°C (extensão) e em seguida, 10 minutos a 72° C (fase de extensão final).

Para otimização da reação foram feitas diluições do DNA (1:10; 1:100 e 1:1000) a fim de observar as concentrações ideais para a amplificação. Em seguida diminuiu-se o número de ciclagem da reação para 26 ciclos e logo após, diminuiu-se o tempo de extensão para 60 segundos.

## 2.4 ELETROFORESE DOS PRODUTOS DE PCR

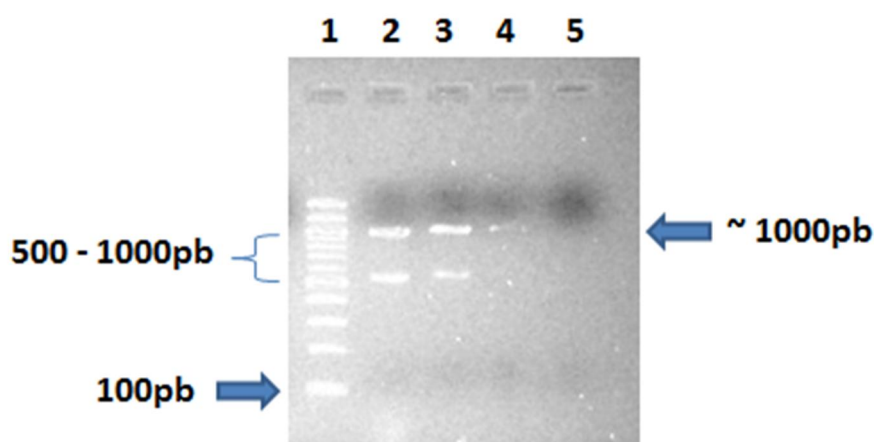
Para a corrida eletroforética, o DNA (volume de 10µL) homogeneizado com o loading buffer dye 50% (2µL) foi submetido á corrida em cuba horizontal de eletroforese (MJ Major Science MP-300V). A condição de corrida foi de aproximadamente 130 volts, por 60 minutos, em gel de agarose a 2% coradas com 5µL de brometo de etídio (0.5µg/ml), em tampão TBE (400mM Tris-borato; 10mM EDTA).

O marcador utilizado foi o 100bp DNA Ladder (Invitrogen®). As bandas de DNA foram visualizadas após transluminação por luz ultravioleta e em seguida fotodocumentados.

## 3 RESULTADOS

### 3.1 REAÇÃO EM CADEIA DA POLIMERASE – PCR

Após corrida eletroforética foram observadas ampliações em gel de agarose a 2%. Foi constatada a ocorrência de amplificação de banda dupla próximo a 500 pares de base nas reações de PCR. Para tentar otimizar as reações, a temperatura de anelamento foi modificada para 58°C, porém sem resultado satisfatório (Figura 2). As ampliações apresentaram peso molecular próximo a 1000 pb, compatível com o esperado. O controle negativo não apresentou amplificação.



**Figura 2** – Eletroforese em gel de agarose a 2% dos produtos de PCR de DNA genômico de *Eustrongylides* sp. 1- marcador DNA ladder com 100 bp; 2 – PCR do DNA de *Eustrongylides* sp., segundo Xiong et al, (2013) modificado, sem diluição; 3 – PCR do DNA de *Eustrongylides* sp., segundo Xiong et al, (2013) modificado, com diluição de 1:10; 4 – PCR do DNA de *Eustrongylides* sp., segundo Xiong et al, (2013) modificado, com diluição de 1:100; 5 – Controle negativo.

A identificação dos produtos de PCR de *Eustrongylides* sp. foi realizada comparando-se o tamanho dos pares de base obtidos com aqueles registradas depositadas no GenBank sob numero de acesso GQ25520.1 (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov>).

#### 4 DISCUSSÃO

A identificação correta de helmintos tem motivado a busca por pesquisas moleculares para a melhor detecção, identificação taxonômica de parasitos, bem como na detecção de doenças através da confirmação de diagnóstico (D'AMELIO et al., 2009).

Segundo Thatcher (1981), quase todos os peixes da região amazônica podem estar contaminados por parasitos e, como geralmente as infecções são mistas, os hospedeiros albergam mais de uma espécie. Diante do exposto, larvas de eustrongilídeos presentes em peixes piscívoros podem intensificar a disseminação da parasitose no ambiente aquático (HAUGEN; HEMMINGSEN; MACKENZIE, 2008).

A localização de *Eustrongylides* adulto compreende diversos órgãos, tais como a musculatura, vísceras e proventrículo de aves piscívoras, enquanto as larvas encontram-se encistadas em vários locais no peixe. As larvas L1 (1º estágio) lançadas na água pelo hospedeiro definitivo são ingeridas por oligoquetas aquáticas, hospedeiros intermediários, onde se desenvolve a larva infectante de 3º estágio, L3. Quando o peixe, 2º hospedeiro intermediário, se alimenta do oligoqueta infectado, a larva é liberada da ingesta pelo processo digestório e penetra a mucosa intestinal, transformando-se em L4, a qual se mantém encistada no peixe e é liberada do cisto quando a ave, hospedeiro definitivo, alimenta-se do peixe e a larva alcança o trato gastrointestinal da ave, transformando-se em adulta (MEASURES, 1988).

No Brasil, larvas *Eustrongylides* já foram descritas em espécies de peixes, como *Leporinus copelandii* (piauí), *Pseudoplatystoma corruscans* (pintado), *Cichla ocellaris* (tucunaré), *Serrasalmus nattereri* (piranha), *Steindachneridion parahybae* (surubim), *Pimelodus clarias* (bagre amarelo), *Brycon microlepis* (piraputanga), *Pseudoplatystoma fasciatum* (cachara), *Mylossoma duriventre* (pacu), *Pirinampus pirinampu* (barbado), *Salminus maxillosus* (dourado), (TRAVASSOS; ARTIGAS; PEREIRA, 1928; KOHN; FERNANDES, 1987; REGO; VICENTE, 1988; MACHADO; PAVANELLI; TAKEMOTO, 1996; BARROS; MORAES FILHO; OLIVEIRA, 2006; MARTINS et al., 2009; SILVA; TAVARES-DIAS, 2012) e em outros países, já foram detectadas em *Rhamdia guatemalensis* (jundiá), *Goodea atripinnis* (cauda-preta), *Salmo trutta* (truta-marrom) *Cichlasoma* sp. (jaguar) (MORAVEC et al., 1995; AGUIRRE-MACEDO et al., 2001; HAUGEN; HEMMINGSEN; MACKENZIE, 2008; MARCOS-ANTONIO et al., 2009).

*Eustrongylides* sp. apresenta risco de contaminação humana a partir da alimentação contendo pescado infectado com parasitos viáveis e, portanto possui importância zoonótica (OKUMURA; PÉREZ; ESPÍNDOLA FILHO, 1999; COYNER; SPALDING; FORRESTER, 2002).

No Brasil, embora não haja relato de parasitismo em humanos por *Eustrongylides* sp., a hipótese de existir infecção não diagnosticada é bem possível de ser verdadeira, especialmente na Região Amazônica, onde a crença de que ingerir pequenos peixes crus é importante para aprender a nadar (MENEGUETTI; LARAY; CAMARGO, 2013).

A cultura tradicional de alguns países que empregam pescados crus ou mal cozidos em sua culinária, como o ceviche da culinária peruana, o sushi e sashimi da culinária japonesa, o lomi lomi salmon, preferido nas Ilhas do Pacífico e peixes mal passados para preservação dos nutrientes, podem possibilitar a ocorrência de ingestão acidental de parasitos (BIER, 1988).

A identificação de nematoides nem sempre é fácil, com descrições pouco detalhadas ou incompletas. Com isso, estudos com biologia molecular são de grande importância, atuando como ferramenta para sanar problemas, tanto de cunho taxonômico quanto para finalidade diagnóstica (FREELAND, 2005).

Com relação à PCR, de acordo com Avise (2000) existem marcadores moleculares de DNA nuclear, tais como ITS e 18S, muito utilizados em filogenia de táxons (FREELAND, 2005) e os de DNA mitocondrial, tais como COI e Cytb, utilizados em estudos populacionais, que apresentam extenso polimorfismo intraespecífico e com mais rápida evolução que o DNA nuclear.

Para análise do genoma a ser estudado o isolamento do DNA é uma fase importante. Proteínas e estruturas celulares em excesso podem dificultar o andamento da amplificação, portanto a qualidade de reagentes, bem como a aquisição de DNA genômico de alta pureza é imprescindível para a obtenção de resultados consistentes em experimentos (MARENGONI; MACHADO; GASPARINO, 2006).

Inokuma et al. (2002) e Rubini et al. (2005) utilizaram o gene 18S do DNA ribossômico com sucesso ao caracterizar filogeneticamente espécies parasitos do gênero *Hepatozoon*. Navajas et al. (1999) realizando estudos com regiões dos genes 18S, 5.8S e 28S do DNA ribossômico em ácaros, consideraram-nas ineficazes para o estudo de polimorfismos intraespecíficos, devido a pouca evolução sequencial, apontando as regiões ITS como úteis em estudos de identificação genérica ou interespecíficos, corroborando com as afirmações de Avise (2000).

Estudos com estrongilídios têm sido realizados em níveis taxonômicos inferiores (ou seja, entre as famílias, gêneros e espécies), utilizando os marcadores ITS-1 e ITS-2 (MCDONNELL et al, 2000; HÖGLUND et al, 2003).

Vianna (2007) propondo hipóteses filogenéticas de parasitos mixosporídios Gyrodactylidae (Monogenoidea) em piraputanga, *Brycon hilarii*, fundamentadas em dados morfológicos e moleculares de DNA ribossomal, observou que a análise morfológica diferiu do diagnóstico molecular, indicando que a morfologia pode ser difícil na confirmação de táxons podendo ser auxiliada pela biologia molecular.

Pesquisas têm demonstrado o valor diagnóstico de PCR (VERWEIJ et al, 2000, ZARLENGA et al, 2001).

Para detecção de *Cryptosporidium* spp. presente no ambiente aquático, a PCR tem sido uma das ferramentas indicadas em consequência da sua alta sensibilidade (LIMA; STAMFORD, 2003).

Segundo Gallo (2013) emas, *Rhea americana*, provenientes de criatório foram detectadas com *Entamoeba* spp. em amostras fecais, confirmado pela PCR.

Paula et al. (2013) através da PCR detectou a infecção por *Stongyloides venezuelensis* em amostras fecais de roedores quando o método de diagnóstico parasitológico não o detectou. Esta técnica pode auxiliar estudos epidemiológicos para aperfeiçoar o diagnóstico da estrongiloidíase.

Diagnósticos parasitológicos podem ser auxiliados por métodos moleculares, pois o diagnóstico baseia-se muitas vezes, em métodos sorológicos ou identificação microscopia de parasitos, como no diagnóstico da malária, *Plasmodium* sp., que apesar de serem ferramentas tradicionais úteis, às vezes o diagnóstico pode ser impreciso devido a pouca sensibilidade da técnica em determinadas situações e, a PCR é capaz de concluir o diagnóstico, mesmo em casos complicados (SPEERS et al., 2003).

Duarte et al. (1997) diagnosticou *Strongylus* spp. coletados de equinos, através da PCR do ITS-2 do DNA ribossomal, obtendo amplicons próximo a 240pb, sendo este tamanho de fragmento esperado para o gênero.

Segundo Gasser et al. (1994) as mínimas variações nas sequências de ITS-2 para *Strongylus* spp. impede sua aplicação em avaliação de espécies, sendo para isso, necessário empregar novas técnicas, como PCR-RFLP (*Restriction fragment length polymorphism*), que emprega enzimas de restrição. As informações moleculares sobre o gênero *Eustrongylides*, apresentadas neste trabalho, ainda são



escassas na literatura, porém sabe-se que, até o momento, as determinações já definidas não são espécie-específicas, portanto, sugerir o uso de ferramentas que permitam a identificação precisa, como o sequenciamento de DNA e elaboração de novos oligonucleotídeos iniciadores para determinação específica, poderá ser promissor.

Acredita-se que as informações sobre a contaminação de pescado por helmintos disponíveis são escassas meramente por falta de diagnóstico e não por ausência de doenças parasitárias na população (OKUMURA et al., 1999).

O comportamento predador do *Hoplias aff. malabaricus* (Bloch, 1794), a traíra, possivelmente o coloca como importante hospedeiro intermediário de vários parasitos, adquiridos através de suas presas contaminadas (PAIVA, 1974), sugerindo-se com isso, que pode-se haver o favorecimento do aumento da incidência parasitária em peixes que coabitam o mesmo ambiente.

## 5 CONCLUSÃO

O PCR confirmou a presença do parasito *Eustrongylides* sp. em peixes do rio Araguaia.

O par de *primers* 18SF/28SR permitiu a amplificação do fragmento esperado próximo a 1000pb, de acordo com as sequências depositadas no GenBank, a partir do DNAr de *Eustrongylides* (acesso GQ25520.1). O par de *primers* 18SF/28SR selecionado e avaliado neste estudo, é eficaz para a comprovação por PCR do nematoda *Eustrongylides* sp.

O presente estudo teve caráter preliminar, realizado na região tocantina e demonstrou que *Eustrongylides* sp., o qual é considerado zoonose, parasita *Hoplias aff. malabaricus* (Bloch, 1794), a traíra, um peixe presente no rio Araguaia, que comporta diversas espécies com valor comercial, acessíveis à alimentação do consumidor e que representa grande relevância, pois podem oferecer risco à saúde pública, com desenvolvimento de doenças.

## 6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGUIRRE-MACEDO; M. L.; SCHOLZ, T.; GONZÁLEZ-SOLÍS, D.; VIDAL-MARTÍNEZ, V. M.; POSEL, P.; ARJONA-TORRES, G.; SIU-ESTRADA, E.;

DUMAILO, S. Larval helminths parasitizing freshwater fishes from the Atlantic coast of Nicaragua. **Comparative Parasitology**, Lawrence, v. 68, p. 42-51, 2001.

AVISE, J. C. **Phylogeography: The history and formation of species**. Cambridge: Harvard University Press, 2000.

BARROS, A. A. B. G.; MAGALHÃES, G. R.; CAVALCANTE, V. F. N. Ocorrência de Endoparasitos em peixes consumidos no município de Curralinho, Ilha Do Marajó, Estado do Pará, e sua importancia na inspeção do pescado. Especialização *latu sensu* em **Higiene e Inspeção de Produtos de Origem Animal**, 40p. 2009.

BARROS, L. A.; MORAES FILHO, J.; OLIVEIRA, R. L de. Nematóides com potencial zoonótico em peixes com importância econômica provenientes do rio Cuiabá. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 13, n. 1, p. 55-57, 2006.

BARROS, L. A.; MORAES FILHO J.; OLIVEIRA, R. L. Larvas de nematóides de importância zoonótica encontradas em traíras (*Hoplias malabaricus* Bloch, 1794) no município de Santo Antonio do Leverger, MT. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 59, n. 2, p. 533-535, 2007.

BIALETZKI, A.; NAKATANI, K.; SANCHES, P. V.; BAUMGARTNER, G.; MAKRAKIS, M. C.; TAGUTI, T. L. Desenvolvimento inicial de *Hoplias aff. malabaricus* (Bloch, 1794) (Osteichthyes, Erythrinidae) da planície alagável do alto rio Paraná, Brasil. **Acta Scientiarum Biological Sciences**, Maringá, v. 30, n. 2, p. 141-149, 2008.

BIER, J. W. **Anisakiasis**. In: BALOWS, A., W. J., HAUSLER Jr., M., OHASHI, A. Turano. Laboratory diagnosis of infectious diseases. New York : Springer-Verlag, v. 1, 1988.

CHAPMAN, A; HOBBS, R.P.; MORGAN, D.L.; GILL, H.S. Helminth parasitism of *Galaxias maculatus* (Jenyns 1842) in southwestern Australia. **Ecology of Freshwater Fish**, v.15, p.559–564, 2006.

COYNER, D. B. F.; SPALDING, M. B. G.; FORRESTER, D. B. J. Epizootiology of *Eustrongylides Igotus* in Florida: distribution, density, and natural infections in intermediate hosts. **Journal of Wild Diseases**. v.38, n.3, p. 483-499, 2002.

D'AMELIO, S.; BUSI, M.; INGROSSO, S.; PAGGI, L.; GIUFFRA, E. Anisakis. In: **Molecular Detection of Fish Pathogens**. LIU, D. (ed.). Boca Raton, FL: CRC Press Taylor & Francis Group, p. 757-768, 2009.

DUARTE, A. N.; RODRIGUES, M. I. A.; BELLO, A. R.; MOURA, H.; FERREIRA, L. F. Diagnóstico molecular de *Strongylus* spp. (Strongyloidea: Strongylinae) pela reação em cadeia da polimerase (PCR). **Revista Brasileira de Parasitologia**, v. 6, n. 1, p. 39-43, 1997.

EBERHARD, M. L.; HURWITZ, H.; SUN, A.; COLETTA, D. Intestinal perforation caused by larval *Eustrongylides* (Nematodo: Dioctophymatoidea) in New Jersey. **The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**. v. 40, p. 648-650, 1989.

FREELAND, J. R. **Molecular Ecology**. Chichester: John Wiley & Sons, Ltd. PMCid:548581, 2005.

GALLO, S. S. M. **Parasitas gastrintestinais em emas, *Rhea americana*, de um criatório científico em Campos dos Goytacazes-RJ: aspectos morfológicos e moleculares**. Dissertação – Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, 106p. 2013.

GASSER, R. B.; CHILTON, N. B.; HOSTE, H.; STEVENSEN, L. A. Species identification of Trichostrongyle nematodes by PCR-linked RFLP. **International for Parasitology**, v. 24, n. 2, p. 291-293, 1994.

HAUGEN, P.; HEMMINGSEN, W.; MACKENZIE, K. The of *Eustrongylides* sp. (Nematoda: Dioctophymatoidea) in brown trout *Salmo trutta* L. in the River Otra in southern Norway. **Bulletin European Association of Fish Pathologists**, v. 28, n. 4, p. 138-143, 2008.

HÖGLUND, J.; MORRISON, D. A.; DIVINA, B. P.; MATTSSON, J. G. Phylogeny of *Dictyocaulus* (lungworms) from eight species of ruminants based on analyses of ribosomal RNA data. **Parasitology**, v. 127, p. 179–187, 2003.

HUYSE, T.; VOLCKAERT, F. A. M. Identification of a host-associated species complex using molecular and morphometric analyses, with the description of *Gyrodactylus rugiensoides* n. sp. (Gyrodactylidae, Monogenea). **International Journal for Parasitology**, v. 32, n. 7, p. 907-919, 2002.

INOKUMA, H.; OKUDA, M.; OHNO, K.; SHIMODA, K.; ONISHI, T. Analysis of the 18S rRNA gene sequence of a *Hepatozoon* detected in two Japanese dogs. **Veterinary Parasitology**, v. 106, p. 265-271, 2002.

KOHN, A.; FERNANDES, B. M. M. Estudo comparativo dos helmintos parasitos de peixes do Rio Mogi-Guaçu, coletados nas excursões realizadas entre 1927 e 1985. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 82, n. 4, p. 483-500, 1987.

LIMA, E. C.; STAMFORD, T. L. M. *Cryptosporidium* spp. no ambiente aquático: aspectos relevantes da disseminação e diagnóstico. **Ciência & Saúde Coletiva**, v. 8, n. 3, p.791-800, 2003.

LUQUE, J. L. Biologia, Epidemiologia e Controle de Parasitos de Peixes. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13, p. 161-165, sup. 1, 2004.

MACHADO, M. H.; PAVANELLI, G. C.; TAKEMOTO R. M. Structure and diversity of endoparasitic infracommunities and the trophic level of *Pseudoplatystoma corruscans* and *Schizodon Borelli* (Osteichthyes) of the high Paraná river. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**.v. 91; n. 4, p.441-448, 1996.

MARCOS-ANTONIO, R.; GRANADOS-GARCÍA, M.; GARCÍA-VALLEJO, T. B.; LÚCIO-DOMINGUEZ, R.; TOBAJAS-ANDRÉ, R. Estudio espacial de la incidencia de parásitos helmintos em peces tiro (*Goodea atripinnis*) del lago de Pátzcuaro, Michoacán. **Revista Ibero-Latinoamericana de Parasitología**. v. 68, n. 2, p. 167-172, 2009.

MARENGONI, N. G.; MACHADO, M. R. F.; GASPARINO, E. Extração de DNA genômico em tecidos sólidos de peixes teleósteos. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 27, n. 1, p. 99-106, 2006.

MARTINS M. L.; SANTOS, R.S.; MARENGONI, N. G.; TAKAHASHI, H. K.; ONAKA, E. M. Seasonality of *Eustrongylides* sp. (Nematoda: Dioctophymatidae) larvae in fishes from Paraná river, South-Western Brazil. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 35, n. 1, p. 29-37, 2009.

MCDONNELL, A.; LOVE, S.; TAIT, A.; LICHTENFELS JR; MATTHEWS, J. B. Phylogenetic analysis of partial mitochondrial cytochrome oxidase c subunit I and large ribosomal RNA sequences and nuclear internal transcribed spacer I sequences from species of Cyathostominae and Strongylinae (Nematoda, Order Strongylida), parasites of the horse. **Parasitology**, v. 121, p. 649–659, 2000.

MEASURES, L. The development and pathogenesis of *Eustrongylides tubifex* (Nematoda: Dioctophymatoidea) in piscivorous birds. **Canadian Journal of Zoology**, v. 66, p. 2223-2232, 1988.

MENEGUETTI, D. U. O.; LARAY, M. P. O.; CAMARGO, L. M. A. Primeiro relato de larvas de *Eustrongylides* sp. (Nematoda: Dioctophymatidae) em *Hoplias malabaricus* (Characiformes: Erythrinidae) no Estado de Rondônia, Amazônia Ocidental, Brasil. **Revista Pan-Amazônica de Saúde**, v. 4, n. 3, p. 55-58, 2013.

MOLNÁR K.; ESZTERBAUER, E.; SZÉKELY, C.; DÁN, Á.; HARRACH, B. Morphological and molecular biological studies of intramuscular *Myxobolus* spp. of cyprinid fish. **Journal of Fish Diseases**, v. 25, p. 643-652, 2002.

MORAVEC, F.; VIVAS-RODRIGUEZ, C.; SCHOLZ, T.; VARGAS-VÁZQUEZ, J.; MENDOZA-FRANCO, J. SCHMITTER-SOTO, J. J.; GONZÁLEZ-SOLÍS, D. Nematodes parasitic in fishes of cenotes (= sinkholes) of the Peninsula of Yucatan, Mexico. Part 2 Larvae. **Folia Parasitologica**, v. 42, p. 199-210, 1995.

NAVAJAS, M.; LAGNEL, J.; FAUVEL, G.; DE MORAES, G. Sequence variation of ribosomal Internal Transcribed Spacers (ITS) in commercially important Phytoseiidae mites. **Experimental and Applied Acarology**, v. 23, p. 851-859, 1999.

NUNES, B. G. **Enfermidades dos peixes**. Monografia (Pós-graduação) – Universidade Castelo Branco, Curso de Pós-graduação “Lato Sensu” em Higiene e Inspeção de produtos de Origem Animal, Rio de Janeiro, 39f, 2007.

OKUMURA, M. P. M.; PÉREZ, A. C. A.; ESPÍNDOLA FILHO, A. Principais zoonoses parasitárias transmitidas por pescado – revisão. **Revista de Educação Continuada do CRMV-SP**. São Paulo: v. 2, n. 2, p. 66-80, 1999.

PAIVA, M. P. **Crescimento, alimentação e reprodução da traíra, *Hoplias malabaricus* (Bloch), no nordeste brasileiro**. Tese – Universidade Federal do Ceará. Fortaleza, Ceará. 32p, 1974.

PAULA, F. M.; SITTA, R. B.; MALTA, F. M.; GOTTARDI, M.; CORRAL, M. A.; GRYSCHKEK, R. C. B.; CHIEFFI, P. P. Parasitological and molecular diagnosis in experimental *Strongyloides venezuelensis* infection. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 55, n. 2, 2013.

REGO, A. A.; VICENTE, J. J. Excursão científica a zona do Pantanal, Estado de Mato Grosso, para coleta de helmintos. **Ciência e Cultura**, São Paulo, v. 40, p. 65-68. 1988.

RUBINI, A.S.; PADUAN, K.S.; RIBEIRO, V.C.; RIBOLLA, P.E.M.; SILVA, R.J.; O'DWYER, L.H. Caracterização molecular de Hepatozoon sp. (Apicomplexa,

Hepatozoidae) em *Hydrodynastes gigas* (Serpentes, Colubridae). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE HERPETOLOGIA, 2, 2005, Belo Horizonte. **Anais...Belo Horizonte**: Minas Gerais, 2005.

SAMBROOK, J.; RUSSEL, D.W. **Molecular Cloning: A Laboratory Manual**, Third Edition ed. New York, USA: Cold Spring Harbor Laboratory Press. 2001.

SILVA, M. J.; FIGUEIREDO, B. R. S.; RAMOS, R. T. C.; MEDEIROS, E. S. F. Food resources used by three species of fish in the semi-arid region of Brazil. **Neotropical Ichthyology**, v. 8, n. 4, p. 825-833, 2010.

SILVA, E. F.; TAVARES-DIAS, M. Infection by helminthes in *Mylossoma duriventre* Cuvier, 1817, a characid from the central Amazon, Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 6, n. 1, p. 67-73, 2012.

SPEERS, D. J.; RYAN, S.; HARNETT, G.; CHIDLOW, G. Diagnosis of malaria aided by polymerase chain reaction in two cases with low-level parasitaemia. **Internal Medicine Journal**. v. 33, n. 12, p. 613-615, 2003.

THATCHER, V. E. Patologia dos peixes da Amazônia Brasileira, 1. Aspectos gerais. **Acta Amazônica**. v. 11, n. 1, p. 125-140, 1981.

TORRES, L. M.; ZAMBIAZI, R. C.; CHIATTONE, P. V.; FONSECA, T. P.; COSTA, C. S. Composição em ácidos graxos de traíra (*Hoplias malabaricus*) e pintadinho (sem classificação) provenientes da Região Sul do Rio Grande do Sul e Índia Morta no Uruguai. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v.33, n.3, p.1047-1058, 2012.

TRAVASSOS, L.; ARTIGAS, P. T.; PEREIRA, C. Fauna helmintológica dos peixes de água doce do Brasil. **Archivos do Instituto de Biologia**, São Paulo, v. 1, p. 5-67, 1928.

VERWEIJ, J. J.; POLDERMAN, A. M.; WIMMENHOVE, M. C.; GASSER, R. B. PCR assay for the specific amplification of *Oesophagostomum bifurcum* DNA from human faeces. **International Journal for Parasitology**, v. 30, p. 137–142, 2000.

VIANNA, R. T. **Filogenia e biogeografia histórica dos Gyrodactylidae (Monogenoidea): morfologia, moléculas e evidência total**. (Tese). Universidade Federal do Paraná. Setor de Ciências Biológicas. Pós-Graduação em Ciências Biológicas e Zoologia. 295p. 2007. Disponível em: <http://dSPACE.c3sl.ufpr.br/dSPACE/bitstream/handle/1884/8834/Tese.pdf?sequence=1>. Acesado em 16 Out 2013.

WITTNER, M.; TURNER, J. W.; JACQUETTE, G.; ASH, L. R.; SALGO, M. P.; TANOWITZ, H. B. Eustrongylidiasis – a parasitic infection acquired by eating sushi. **New England Journal of Medicine**, v. 320, p.1124-1126, 1989.

XIONG, F.; LI, W. X.; WU, G. S.; ZOU, W.; WANG, G. T. Molecular phylogeny and host specificity of the larval *Eustrongylides* (Nematoda: Dioctophmidae) from freshwater fish in China. **Journal of Parasitology**, v. 99, n. 1, p. 137-144, 2013.

ZARLENGA, D. S.; CHUTE, M. B.; GASBARRE, L. C.; BOYD, P. C. A multiplexPCR assay for differentiating economically important gastrointestinal nematodes of cattle. **Veterinary Parasitology**, v. 97, p. 199–209, 2001.

## CONSIDERAÇÕES FINAIS

As traíras provenientes do Rio Araguaia são infectadas por endoparasitos que comprometem a produtividade dos animais e que apresentam ainda caráter zoonótico, com especial atenção ao nematoda *Eustrongylides* sp., que acomete a saúde do homem através da contaminação por ingestão de peixe contendo larvas viáveis. O quadro clínico varia de cólicas à peritonite decorrente de perfuração intestinal, representando, portanto risco em saúde pública.

Os parasitos encontrados foram: *Eustrongylides tubifex* (Nematoda) Railliet 1915; metacercária *Ithyoclinostomum dimorphum* Diesing, 1850 (Trematoda Digenea); *Sebekia oxycephala*, (Pentastomida) Diesing, 1835 e Acantocephala (Cistacanto não identificado). A musculatura foi o local mais parasitado (55%), o que mostra o maior risco de infecção humana, já que é a parte consumida do peixe.

Relatos sobre a infecção de humanos com parasitos de peixes são escassos provavelmente por erros de diagnóstico e não por ausência de doenças parasitárias na população.

Com isso, os resultados da presente pesquisa comprovam a necessidade de vasta divulgação junto à população sobre a ocorrência dessa parasitose em nosso meio e suas consequências para a saúde. É recomendável uma rígida inspeção sanitária em peixes destinados à alimentação humana e rápida implantação de medidas preventivas às parasitoses oriundas de peixes.