



**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE
MESQUITA FILHO”**

CENTRO DE AQUICULTURA DA UNESP - CAUNESP

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA



**Estudo ecológico e patológico de comunidades
parasitárias infestando tilápia-do-Nilo criadas em
tanques-rede**

Gabriela Pala

Médica Veterinária

JABOTICABAL- SÃO PAULO

MARÇO

2016

“UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
CENTRO DE AQUICULTURA DA UNESP - CAUNESP
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA

Estudo ecológico e patológico de comunidades parasitárias
infestando tilápia-do-Nilo criadas em tanques-rede

Discente: Gabriela Pala

Orientadora: Dra. Fabiana Pilarski

Dissertação apresentada ao programa de pós-graduação do Centro de Aquicultura da Unesp, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Aquicultura.

JABOTICABAL- SÃO PAULO

MARÇO

2016

SUMÁRIO

CENTRO DE AQUICULTURA DA UNESP - CAUNESP	i
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA	i
CENTRO DE AQUICULTURA DA UNESP - CAUNESP	2
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA	2
Agradecimentos.....	6
Índices de Figuras	7
Capítulo 1.....	10
1 INTRODUÇÃO GERAL	13
1.1 Aquicultura mundial e brasileira e aspectos ictiosanitários.....	13
2 PARASITOS DE INTERESSE NA TILAPICULTURA MUNDIAL.....	15
2.1. Protozoários Ciliados	15
2.1.1 <i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	15
2.1.2 <i>Chilodonella</i> spp.....	16
2.1.3 <i>Trichodina</i> spp.e <i>Paratrichodina</i> spp.	16
2.1.4 <i>Epistylis</i> spp.	17
2.1.5 <i>Ambiphraya</i> spp. e <i>Apiosoma</i> spp.....	17
2.2 Protozoários Flagelados	18
2.2.1 <i>Ichthyobodo necator</i>	18
2.2.2 <i>Trypanosoma</i> spp.....	18
2.2.3 <i>Piscinoodinium pillulare</i>	19
2.2.4 <i>Mixosporídeos</i>	19
2.3 Classe Monogenoidea	20
2.4 Classe Digenea	21
2.4.1 <i>Diplostomum</i> spp., <i>Clinostomum</i> spp., <i>Austrodiplostomum</i> spp.....	21
2.5 Cestódeos	21
2.6 Acantocéfalos	22
2.7 Nemátodos	22
2.8 Crustáceos	23
2.9 Hirudíneos.....	24
3 ECOLOGIA PARASITÁRIA.....	24
4 DIAGNÓSTICO E TAXONOMIA	26
4.1 Descrições do gênero <i>Cichlidogyrus</i>, <i>Scutogyrus</i>, <i>Gyrodactylus</i> e <i>Lamproglena</i>.....	30
4.2 Ocorrências de ectoparasitos do gênero <i>Cichlidogyrus</i>, <i>Scutogyrus</i>, <i>Gyrodactylus</i> e <i>Lamproglena</i> em tilápia no Brasil.	32

5 INFLUÊNCIAS BIÓTICAS E ABIÓTICAS NO PARASITISMO DOS PEIXES	34
Referências:	38
Capítulo 2.....	47
Resumo	48
Abstract.....	49
Introdução.....	50
Material e Métodos	51
<i>Local de estudo e coleta das amostras</i>	<i>51</i>
<i>Coleta dos parasitos.....</i>	<i>51</i>
<i>Variáveis limnológicas</i>	<i>52</i>
<i>Análise histopatológica</i>	<i>52</i>
<i>Análise estatística</i>	<i>52</i>
Resultados	53
<i>Identificação parasitológica.....</i>	<i>53</i>
<i>Variação sazonal e características do hospedeiro</i>	<i>54</i>
<i>Níveis de parasitismo e variáveis limnológicas</i>	<i>55</i>
<i>Análise histopatológica</i>	<i>59</i>
Discussão	60
Agradecimentos.....	62
Referências.....	63
Capítulo 3.....	70
Resumo	71
Abstract.....	72
INTRODUÇÃO	73
MATERIAL E MÉTODOS.....	74
Local de amostragem e peixes	74
Coleta dos peixes e de material para identificação parasitológica.....	74
Identificação dos parasitos	75
Quantificação dos parasitos e sazonalidade.....	75
Variáveis limnológicas	75
Histopatologia das brânquias.....	76
Análise estatística	76
RESULTADOS.....	76
Variáveis limnológicas	76

Identificação taxonômica dos parasitos.....	77
Variação sazonal.....	77
Características do hospedeiro	77
Achados histopatológicos nas brânquias da tilápia.....	77
DISCUSSÃO.....	77
CONCLUSÃO	79
REFERÊNCIAS.....	80

Agradecimentos

À Deus que nunca me desamparou.

À minha família pelo amor incondicional, ao meu pai Marcos pelo suporte e apoio, a minha mãe Ana pelo carinho, a minha irmã Dani e meu irmão Danilo pelo estímulo.

Ao Rafael Augusto pelo companheirismo e amor.

À minha orientadora Fabiana Pilarski pela ajuda, confiança e oportunidade.

Ao prof. Estevam Guilherme Lux Hoppe pela imensa ajuda com as análises estatísticas.

Ao prof. Fernando Zara pela oportunidade da realização da microscopia eletrônica de varredura, e a Claudinha pelo auxílio com o microscópio.

À Silvinha pela ajuda com as análises limnológicas.

À Jaqueline, Suzana e Lindomar pela infinita ajuda em coletas e análises, sem vocês eu não teria conseguido.

À Thais pela amizade, pela ajuda, pelas risadas.

Ao Eduardo Pahor Filho pelas dicas com os artigos.

Aos companheiros do Laboratório de Microbiologia e Parasitologia de Organismos Aquáticos, Gustavo, Sílvia, Jaqueline, Suzana, Rapha, Thiago, Lindo e Thais pela ajuda, pela amizade, pelas discussões científicas, pelas discussões pessoais, por me ajudarem e me ensinarem a crescer pessoalmente, profissionalmente e cientificamente.

À Daniela Nomura Varandas e ao Eduardo C. Urbinati pela ajuda logística em todas as coletas, e à empresa Trouw Nutrition por todo apoio necessário.

Aos proprietários das pisciculturas pelo fornecimento dos peixes.
A todos os funcionários do Centro de Aquicultura da UNESP.

Índices de Figuras

Capítulo 1

Figura 1: Desenho esquemático das mensurações das partes esclerotizadas (1- âncora, 2- barra dorsal, 3- barra ventral e 4- órgão copulatório) do haptor a serem realizadas em monogenóideos *Cichlidogyrus* para determinação das espécies.

Figura 2: Desenho esquemático de uma fêmea da espécie *Lamproglena monodi*, a- vista ventral, b- vista dorsal, c- fixação do parasito no filamento branquial, d- cefalotórax, e-antênula, f-antena, g- maxilipodo, h-maxila, i- aparato oral, j- 1° perna, k- 2° perna, l-3° perna, m-4° perna, n- complexo genital, o- ramificação caudal.

Figura 3: Desenho esquemático de espécies de monogenóideos que infestam *O. niloticus*, entre eles 1-*Cichlidogyrus sclerosus*, 6- *C. halli*, 8- *C. tilapiae* e 9-*Scutogyrus longicornis*.

Capítulo 2

Figura 1: Correlação entre as médias das variáveis limnológicas (linhas) nas duas pisciculturas estudadas com as médias das taxas de parasitismo (barras).

a=Temperatura expressa em °C, b=pH, c=Alcalinidade (mg/L), d=Nitrito (µg/L), e=Nitrato (µg/L), f=Fósforo total (µg/L).

Figura 2: (a) Brânquia de tilápia corada com HE sem alterações. Barra de escala: 50µm. (b) Dois monogenóideos fixados na parte basal do epitélio lamelar, com área com total fusão interlamelar (cabeça de seta). Barra de escala: 100µm (c) Monogenóideo parasitando o filamento branquial, hipertrofia do epitélio basal (seta pontilhada), intenso infiltrado de células inflamatórias eosinofílicas e mononucleares (asteriscos), debris celulares (ponta de seta vazia) ao redor do parasito. Barra de escala: 50µm. (d) Fusão parcial do epitélio lamelar (cabeça de seta) e um cisto (seta curta). Barra de escala: 50µm. (e) Diversos cistos nas lamelas secundárias, com proliferação do epitélio em diferentes graus. Barra de escala: 100µm. (f) Detalhe para um cisto basofílico com material amorfo no interior presente na lamela secundária. Barra de escala: 100µm.

Capítulo 3

Figura 1: (a) Microscopia eletrônica de varredura de *Lamproglena monodi*, com destaque para os sacos ovígeros (setas pontilhadas). (b) Vista lateral do cefalotórax, mostrando a maxila (seta curta) e a antênula (seta longa). (c) Detalhe da antênula e suas cerdas. (d) Vista dorsal do cefalotórax, com uma estrutura em forma de botão. (e) Primeira perna. (f) Segunda perna. (g) Terceira perna. (h) Quarta perna. (i) Quinta perna. (j) Ramifurcação caudal.

Figura 2: Prevalência (P%) da infestação de *Lamproglena monodi* parasitando as brânquias de tilápias-do-Nilo, criadas em tanques-rede (n = 360) nas quatro estações do ano. As letras maiúsculas indicam diferença estatística entre as estações do ano ($P < 0,05$).

Figura 3: Abundância média da infestação (AMI) de *Lamproglena monodi* parasitando as brânquias de tilápias-do-Nilo, criadas em tanques-rede (n = 360) nas quatro estações do ano. As letras maiúsculas indicam diferença estatística entre as estações do ano ($P < 0,05$).

Figura 4: Intensidade média da infestação (IMI) de *Lamproglena monodi* parasitando as brânquias de tilápias-do-Nilo, criadas em tanques-rede (n = 360) nas quatro estações do ano. As letras maiúsculas indicam diferença estatística entre as estações do ano ($P < 0,05$).

Figura 5: (a) Brânquia de *Oreochromis niloticus* sem alteração patológica. (b) *Lamproglena monodi* (L) utilizando seu aparato oral na fixação no filamento branquial (seta tracejada). Observa-se hipertrofia grave do epitélio lamelar (seta longa) e intensa congestão local (asteriscos). (c) Células com núcleos picnóticos, evidenciando áreas de necrose (setas pontilhadas) e telangectasia (setas curtas). (d) Hipertrofia grave de epitélio lamelar acarretando a completa fusão interlamelar.

Índice de Tabelas

Capítulo 1

Tabela 1: Comparação dos conceitos ecológicos propostos por Margolis et al., 1982 e Bush et al., 1997.

Tabela 2: Trabalhos científicos relatando a ocorrência de ectoparasitos da classe Monogenoidea em *O. niloticus* e *T. rendalli* em diferentes localidades do Brasil.

Tabela 3: Trabalhos científicos relatando a ocorrência de ectoparasitos da família Lernaiedae em *O. niloticus* e *T. rendalli* em diferentes localidades do Brasil.

Tabela 4: Classificação de bioindicadores biológicos.

Capítulo 2

Tabela 1. Peso médio, prevalência parasitária (%), abundância média de infestação (AMI) e intensidade média de infestação (IMI) por monogenóideos em tilápia-do-Nilo no período setembro de 2013 a agosto de 2014 na piscicultura 1, localizada no Rio Tietê.

Tabela 2: Peso médio, prevalência parasitária (%), abundância média de infestação (AMI) e intensidade média de infestação (IMI) por monogenóideos em tilápia-do-Nilo no período setembro de 2013 a agosto de 2014 na piscicultura 2, localizada no Rio Grande.

Tabela 3: Variáveis limnológicas encontradas nas duas pisciculturas estudadas nas quatro estações do ano.

Capítulo 3

Tabela 1: Variáveis limnológicas da água da criação de tilápias-do-Nilo, em tanques-rede (n = 360), no Rio Grande, São Paulo, durante as estações do ano.

Tabela 2: Mensurações realizadas nas fêmeas de *Lamproglena monodi* parasitando as brânquias de tilápias-do-Nilo, criadas em tanques-rede (n = 360) nas quatro estações do ano.

Tabela 3: Descrição morfológica realizada nas fêmeas (n=20) de *Lamproglena monodi* parasitando as brânquias de tilápias-do-Nilo, criadas em tanques-rede (n = 360) nas quatro estações do ano.

Tabela 4: Correlação entre o comprimento total e o peso de tilápias-do-Nilo com os níveis de parasitismo por *Lamproglena monodi* criadas em tanques-rede (n = 360) nas quatro estações do ano.

Capítulo 1

Estudo ecológico e patológico de comunidades parasitárias infestando tilápia-do-Nilo criadas em
tanques-rede

(Revisão de Literatura nas normas da ABNT)

Resumo

Esta revisão descreve como a ecologia parasitária, epidemiologia e a patologia permite a elaboração de estratégias efetivas de controle ictiossanitário dentro das criações intensivas de peixes. A tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*) é uma das espécies mais criadas no mundo, com crescimento de 105% em sete anos no Brasil, produzindo mais de 700 mil toneladas por ano, correspondendo a 26% da produção aquícola nacional. Devido à expansão aquícola atual, houve a intensificação da produção, aumentando a densidade de estocagem dos animais, predispondo ao surgimento de doenças parasitárias e bacterianas. Os parasitos de peixes causam perdas significativas na piscicultura mundial, provocando lesões muitas vezes irreversíveis que facilitam a instalação de infecções bacterianas oportunistas que levam o hospedeiro à morte. As tilápias podem ser parasitadas por várias espécies de protozoários ciliados, protozoários flagelados, mixosporídeos, monogenóideos, diversos gêneros de digenéticos e de cestóideos, acantocéfalos, por vários gêneros de nematóideos e crustáceos. Portanto, surge a necessidade do desenvolvimento de estudos na área de ecologia parasitária, acumulando novos dados para o controle de doenças de peixes. Pesquisas na área de taxonomia são importantes para o diagnóstico de doenças parasitárias, que ainda são escassos na piscicultura, assim como, descrições ecológicas, epidemiológicas, biológicas, patológicas e na relação parasito/hospedeiro.

Palavras-chave: Aquicultura; Controle; Ectoparasitos; Intensificação; Prevenção.

Abstract

This review describes how the parasite ecology, epidemiology and pathology enables the development of effective strategies for ictiossanitário control in the intensive fish creations. The Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) is one of the species most created in the world, with growth of 105% in seven years in Brazil, producing more than 700,000 tonnes per year, corresponding to 26% of the national aquaculture production. Due to the current aquaculture expansion, there was intensification of production, increasing animal stocking density, which predisposes to the appearance of parasitic and bacterial diseases. Parasites of fish cause significant losses in fish farming worldwide, causing often irreversible damage that facilitate the installation of opportunistic bacterial infections that lead the host to death. Tilapia can be parasitized by several species of ciliated protozoa, flagellate protozoa, myxosporean, Monogenoidea, various genres of digenetic and cestóideos, Acanthocephala, for various kinds of nematóideos and crustaceans. Therefore, there is the need to develop studies on parasite ecology area, accumulating new data to the control of fish diseases. Research in taxonomy area are important for the diagnosis of parasitic diseases, which are scarce in fish farming, as well as ecological descriptions, epidemiological, biological, pathological and parasite / host relationship.

Key-words: Aquaculture; Control; Ectoparasites; Intensification; Health

1 INTRODUÇÃO GERAL

1.1 Aquicultura mundial e brasileira e aspectos ictiosanitários

A produção mundial de pescado tem aumentado expressivamente nas últimas cinco décadas, sendo a estimativa em 2012, de 90,4 milhões de toneladas considerando organismos aquáticos e algas (SOFIA, 2014) ultrapassando no mesmo ano a produção de carne bovina (LARSEN; RONEY, 2013), na qual a produção de peixes cresceu 6,7% em oposição a 1,2% da carne bovina. Na bovinocultura 1 hectare de terra gera 0,12 toneladas de carne por ano, a aquicultura produz 100 a 320 toneladas de pescado por ano, de acordo com o sistema de criação adotado (BRASIL, 2013).

O crescimento populacional é notável em países da Ásia, África e América do Sul, com isso, o aumento da produção de proteína animal se faz necessário para a alimentação humana, e entre elas a carne de peixe ganha espaço no mercado mundial (TIDWELL; ALLAN, 2001). O consumo per capita do pescado em 1960 era em média 9,9 kg/pessoa, e a estimativa atual é que em 2012 o consumo chegou a 19,2 kg/pessoa, decorrente também do aumento da renda e da urbanização, expansão da produção e a facilidade de distribuição dos produtos (SOFIA, 2014).

O Brasil ganha destaque no cenário mundial, ocupando a 12ª colocação entre os maiores produtores de pescado (BRASIL, 2015). Em 2011 a produção nacional de peixe totalizou 628.704,3 toneladas (544.490 aquicultura continental e 84.214,3 aquicultura marinha) (MPA, 2011). Segundo Sofia (2014), a previsão é que o Brasil se torne um dos maiores produtores de pescado do mundo em 2030, com uma produção estimada de 20 milhões de toneladas de pescado por ano.

O potencial brasileiro é grande por possuir a maior reserva de água doce do planeta (13% do total mundial), com mais de 8 mil km³, sendo 10 milhões de hectares de lâmina d'água em reservatórios de hidrelétricas, açudes e propriedades particulares (SIDONIO et al., 2012).

A espécie mais produzida no Brasil é a exótica tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*), de origem africana, com volume aproximado de 250 mil toneladas por ano (MPA, 2011) classificando o país como um dos setes maiores produtores dentro da tilapicultura mundial, enquanto a participação de espécies nativas como tambaqui (*Colossoma macropomum*) com 111 mil t, tambacu (*Piaractus mesopotamicus* x *Colossoma macropomum*) com 49,8 mil e o pacu (*Piaractus mesopotamicus*) com 21,7, se posicionando abaixo dos 20% da produção total (ANUÁRIO BRASILEIRO DA PESCA E AQUICULTURA, 2014).

Porém, como em toda produção animal, a tilapicultura enfrenta alguns entraves como o trabalhoso e demorado licenciamento ambiental, inúmeros órgãos e instituições envolvidos nas regularizações da atividade aquícola dificultando todo o processo, gestão inadequada, mão-de-obra

não qualificada e recorrentes problemas de manejo zootécnico (SIDONIO et al., 2012). Dentre as dificuldades encontradas no manejo nas pisciculturas comerciais pode-se destacar o aspecto sanitário dos peixes e do meio ambiente, decorrente da alta densidade de estocagem (GARCIA et al., 2013) no qual os peixes são submetidos, acumulando excretas e restos de ração, predispondo o ambiente ao aumento da carga de matéria orgânica decorrente da intensificação desta produção (ABD EL-GALIL; ABOELHADID, 2012). Apesar da crescente intensificação na criação desta espécie, os cuidados sanitários não têm sido considerados por grande parte dos produtores.

O aparecimento de doenças acontece justamente quando ocorrem situações de desequilíbrio na tríade epidemiológica hospedeiro/ambiente/agente etiológico (SCHALCH et al., 2005), sendo que habitualmente na produção de peixes, as enfermidades ocorrem através de infestações parasitárias, as quais causam injúrias aos tecidos do hospedeiro, permitindo a instalação e propagação de agentes oportunistas como bactérias e fungos (EIRAS, 1994).

Poucos são os protocolos utilizados para o tratamento de enfermidades de peixes no mundo. No Brasil somente dois antimicrobianos são licenciados para utilização na aquicultura continental, sendo eles o florfenicol e a oxitetraciclina (BRASIL, 2013). No entanto, o uso indiscriminado destes fármacos na produção animal pode acarretar prejuízos, assim como, a presença de resíduo nos filés se o período de carência não for respeitado (ANSARI; RAISSY; HAIMI, 2014), contaminação ambiental (HU et al., 2014; RICO; VAN DEN BRINK, 2014), predispondo diversos organismos da cadeia trófica, incluindo os seres humanos, à resistência bacteriana (CABELLO, 2006; SAPKOTA et al., 2008). Não há nenhum antiparasitário registrado para o uso na aquicultura no Brasil (VALLADÃO; GALLANI; PILARSKI, 2015).

Todas estas limitações motivam o desenvolvimento de estudos sobre as práticas preventivas nas pisciculturas comerciais (VASEEHARAN; THAYA, 2014), e uma delas é o estudo detalhado da ecologia parasitária, abrangendo os sítios preferíveis de infestações, a sazonalidade, as relações dos níveis dos parasitismos com fatores bióticos e abióticos, as fases de criação mais propensas a doenças e suas patologias.

Sendo assim, a seguir serão abordados os principais grupos de parasitos encontrados especificamente na tilápias-do-Nilo.

2 PARASITOS DE INTERESSE NA TILAPICULTURA MUNDIAL

Os ectoparasitos estão entre os patógenos responsáveis por maior incidência de doenças em peixes cultivados (KUGEL et al., 1990). No período de 1993 a 1998, cerca de 23.000 peixes morreram em pisciculturas do Estado de São Paulo, por doenças causadas por dinoflagelados (MARTINS et al., 2000). A tilápia foi o peixe mais afetado por doenças parasitárias em 2001, também nas pisciculturas do Estado de São Paulo, sendo que os parasitos mais frequentes foram os monogenóideos, os tricodinídeos, seguidos pelos dinoflagelados e pelos crustáceos (TAVARES-DIAS et al., 2001 a, b; MARTINS et al., 2002). Esses mesmos grupos de parasitos também foram encontrados em pisciculturas do Estado de Santa Catarina (AZEVEDO, 2004; MARTINS et al., 2006).

O adensamento de peixes, como ocorre na piscicultura intensiva facilita a transmissão de parasitos e o surgimento de doenças e infecções não deve ser desprezado nessa atividade. Desta forma, informações sobre parasitos ganham relevância na piscicultura mundial (EIRAS, 1994).

Segundo Conroy e Conroy (2004), as tilápias podem ser parasitadas por várias espécies de ciliados, por pelo menos três espécies de flagelados, por mixosporídeos, por várias espécies de monogenóideos dactilogirídeos e girodactilídeos, por cerca de seis gêneros de digenéticos e cinco de cestoides, por acantocéfalos de dois gêneros, por várias espécies de diferentes gêneros de nematoides e por muitas espécies de crustáceos.

2.1. Protozoários Ciliados

2.1.1 *Ichthyophthirius multifiliis*

É o ciliophora com maior distribuição mundial, pois não possui especificidade parasitária, afetando assim uma grande variedade de hospedeiros (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2010). Causa uma enfermidade conhecida mundialmente por “White Spot” ou Doença dos Pontos Brancos, responsável por perdas econômicas significativas na produção de peixes em todo o mundo (DICKERSON, 2006). Shoemaker et al. (2006) relataram grandes perdas em *O. niloticus* quando a temperatura da água estava entre 20° e 25°C. No Brasil, esta espécie de protozoário ciliado foi mais prevalente em brânquias de *Oreochromis niloticus*, no estado do Amapá, e observado correlação positiva entre os níveis de parasitismo e o tamanho do peixe (PANTOJA et al., 2012). Na histopatologia das brânquias de tilápia, o parasito causou graus variados de hiperplasia de epitélio lamelar com fusão de lamela secundária, congestão de sinusóides e telangectasia (TAVARES-DIAS

et al., 2002), além de edema e destruição celular, que podem provocar colapso branquial e consequente asfixia do hospedeiro (PAVANELLI, TAKEMOTO, EIRAS, 2013). Mahmoud et al. (2009) observaram que no tegumento, o parasito *Ichthyophthirius multifiliis* provocou úlceras e erosões com associação de infiltrado inflamatório mononuclear.

2.1.2 *Chilodonella* spp.

Diversas espécies do gênero *Chilodonella* são de vida livre, porém a *Chilodonella piscícola* e a *Chilodonella hexasticha* são patogênicas para diversas espécies de peixes (PÁDUA, et al., 2013), infestando tanto a pele como as brânquias (PAVANELLI; TAKEMOTO; EIRAS, 2013). O primeiro relato no Brasil de *C. hexasticha*, ocorreu recentemente no ano de 2013, por Pádua, et al., (2013), parasitando tilápias-do-Nilo (*O. niloticus*), tucunarés (*Gymnotus carapo*) e pacu (*P. mesopotamicus*). As alterações patológicas encontradas em brânquias são congestão (FERNANDES et al., 2011), hiperplasia do epitélio, fusão lamelar (REDA, 2011), oclusão e obstrução dos capilares, telangectasia, e extensas áreas de necrose (PAPERNA E VAN AS, 1983). Na pele as lesões mais marcantes são despigmentação, perda de escamas, ulcerações e produção excessiva de muco (PÁDUA, et al., 2013). Infestações severas podem ocasionar morte (LANGDON et al., 1985; MITRA; HALDAR, 2004). Na Turquia foi relatada mortalidade de 70% em alevinos de carpa-capim parasitados por *Chilodonella* spp. (UZBILEK E YILIDIZ, 2002).

2.1.3 *Trichodina* spp. e *Paratrachodina* spp.

Os tricodinídeos causam grandes prejuízos à saúde da tilápia e merecem destaque por acometerem uma infinidade de hospedeiros terrestres e aquáticos, sendo eles vertebrados ou não (ARHTUR; LOM, 1984; DIAS et al., 2009). São parasitos ciliados que pertencem à família Trichodinidae e englobam pelo menos sete gêneros, entre eles, *Trichodina*, *Paratrachodina*, *Tripartiella*, *Dipartiella*, *Vauchonia*, *Hemitrichodina* e *Trichodinella* (EIRAS, 2013). No Brasil, diversas espécies de tricodinídeos já foram identificadas em peixes de produção, como *Trichodina compacta* (GHIRALDELLI; MARTINS, 2006), *Trichodina magna* (MARTINS; GHIRALDELLI, 2008), *Paratrachodina africana* (PANTOJA et al., 2012), *Trichodina centrostrigeata* (BITTENCOURT et al., 2014), *Trichodina migala* (VALLADÃO; ALVES; PILARSKI, 2016) e *Tripartiella orthodens* (VALLADÃO; ALVES; PILARSKI, 2016) infestando tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*), *Tripartiella pseudoplastystomae* em *Pseudoplatystoma corruscans* (PINTO et al., 2009), *Trichodina heterodentata* em bagre-do-canal (*Ictalurus punctatus*) (MARTINS et al., 2010), *Trichodina colisae* em pacu (*Piaractus mesopotamicus*) (JERÔNIMO et al., 2012). Em peixes ornamentais há relatos de *Trichodina acuta* (PIAZZA et al., 2006),

Trichodina reticulata e *Trichodina nobilis* (MARTINS et al., 2012). Em microcrustáceo calanoida foi descrito o parasitismo por *Trichodina diaptomi* (SILVA et al., 2009), e *Trichodina machadoi* foi descrita parasitando moluscos (*Biomphalaria schrammi*) (PINTO; WIELOCK; MELO, 2006). Em girinos de sapo-cururu (*Rhinella ictérica*) foi identificado *Trichodina steini* (KATTAR, 1975), e somente um relato de *Trichodina heterodentata* infestando tegumento de girinos selvagens da espécie *Rhinella pombali* (DIAS et al., 2009).

Em peixes, os sinais clínicos decorrentes do parasitismo por tricodinídeos são escoriações e ferimentos no tegumento e nas brânquias causadas pela ação abrasiva do disco adesivo que compõe a morfologia deste ectoparasito (EIRAS, 2013). Infestações por *Paratrichodina africana* em *Oreochromis niloticus* causam excessiva produção de muco, áreas esbranquiçadas e necrosadas na brânquias (VALLADÃO et al., 2013), bem como áreas de sucção e descamação por toda superfície corporal, e também próximo as nadadeiras e aos olhos (*T. centrostrigeata* e *T. migalha*) (VALLADÃO; ALVES; PILARSKI, 2016). O parasitismo por *Trichodina heterodentata* em *Prochilodus lineatus*, culminou em intensa hiperplasia e edema subepitelial nas lamelas secundárias, além de corrosão do tegumento e olhos (VALLADÃO et al., 2014).

2.1.4 *Epistylis* spp.

São peritríquios sésseis, considerados epibiontes, que se alimentam de partículas em suspensão na água através da filtração e não invadem ativamente as células epiteliais do hospedeiro (PÁDUA et al., 2013). Valladão et al. (2015) classificaram como um patógeno emergente nas pisciculturas da América do Sul, uma vez que está associado com surtos da “doença da ferida vermelha” (red sore disease) em que, juntamente com a bactéria *Aeromonas hydrophila*, tem ocasionado grande número de mortalidades em peixes de várias espécies em todo o mundo (ESCH et al., 1976; MILLER; CHAPMAN, 1976). Os sinais patológicos encontrados no parasitismo por *Epistylis* são pigmentação e excesso de produção de muco (TAYLOR; GOODWIN, 2002) e áreas de erosão na pele, causada exclusivamente pela abrasão mecânica deste ectoparasito (VALLADÃO et al., 2015), e as lesões ocorrem principalmente em hospedeiros imunossuprimidos (EIRAS, 2013). Autores como Rogers (1971), Pritchett e Sanders, (2007), Pádua et al. (2013), Valladão et al., (2015) relataram graves infecções por *Epistylis*, principalmente em ambientes eutrofizados, com elevados níveis de matéria orgânica, favorecendo assim a disseminação do agente.

2.1.5 *Ambiphrya* spp. e *Apiosoma* spp.

Assim como o *Epistylis*, *Ambiphrya* e *Apiosoma* são ectoparasitos sésseis (CONROY; CONROY, 2004), e menos comumente encontrados na piscicultura brasileira. Marengoni et al.

(2015) descreveram que infestações pelo parasito foram detectadas na pele (23,20%) e nas brânquias (8,04%) das tilápias analisadas, enquanto por *Ambiphrya* spp. uma menor prevalência na pele de 8,75% e em brânquias de 5,50% foi observada.

2.2 Protozoários Flagelados

2.2.1 *Ichthyobodo necator*

Este ectoparasito pode ser encontrado infestando a pele e as brânquias de peixes tanto de ambiente dulcícola como marinho (URAWA, 1992; MARCHIORI; MARTINS, 2013), sendo que as nadadeiras foram consideradas mais susceptíveis às infecções, com maior carga parasitária em salmões (URAWA, 1992). Este parasito penetra ativamente na epiderme do hospedeiro (DIAMANT, 1987) através de seu processo citostomal (MARCHIORI; MARTINS, 2013) causando excessiva produção de muco, células da epiderme necróticas, com vacúolos e presença de descamação (DIAMANT, 1987; ROUBAL et al., 1987; URAWA, 1992). São parasitos importantes nas fases de larvicultura de tilápia-do-Nilo principalmente quando submetidas à elevada densidade de estocagem e estão em um ambiente desfavorável (CONROY; CONROY, 2004).

2.2.2 *Trypanosoma* spp.

O gênero *Trypanosoma*, compreende uma vasta gama de espécies, sendo que 64 espécies foram descritas em bacias hidrográficas brasileiras (MARCHIORI; MARTINS, 2013). É um hemoparasito flagelado, que pode apresentar diversas formas no hospedeiro, entre elas, tripomastigota, epimastigota e amastigota e possuem obrigatoriamente um hospedeiro intermediário, que são diferentes espécies de sanguessugas (PÁDUA et al., 2011; MARTINS et al., 2015). No Sudão, a prevalência de 60%, 50% e 20% de parasitismo por *Trypanosoma* spp. foi relatada em tilápia-do-Nilo coletadas respectivamente de três pisciculturas, em que os valores foram considerados altos quando comparados com o catfish (*Clarias lazera*), o qual apresentou somente 30% de prevalência em uma piscicultura estudada (HAMID; BABIKER, 2011). Um surto causando mortalidade foi descrito em *O. niloticus* em fase final de engorda em uma piscicultura de tanques-rede do estado de São Paulo, 90% dos animais estavam infectados por *Trypanosoma* spp ¹.

¹ Dados não publicados do Laboratório de Microbiologia e Parasitologia de Organismos Aquáticos, Caunesp, Jaboticabal, São Paulo.

2.2.3 *Piscinoodinium pillulare*

São considerados ectoparasitos de grande relevância na aquicultura mundial, possuindo importante potencial patogênico em criações de tilápia (CONROY; CONROY, 2004) e afetam tanto peixes de produção como peixes ornamentais, os quais ocasionam severas taxas de mortalidade (MARCHIORI; MARTINS, 2013; MARTINS et al., 2015). É conhecido popularmente como a “Doença do Veludo” decorrente da hipersecreção de muco que este parasito provoca (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2010). Lesões em brânquias apresentam áreas de necrose, inflamação linfoplasmocítica e hipertrofia e fusão de lamelas secundárias, no tegumento foi observado petéquias, necrose, inflamação (SANT’ANA et al., 2012), sufusões e equimoses (MARTINS et al., 2001).

Foi registrado entre 1995 e 1997, na região nordeste de São Paulo, uma grande mortalidade de peixes por *P. pillulare* e, em sua grande maioria, no período do inverno (MARTINS et al., 2001). Jerônimo et al. (2009) observaram as maiores infestações por *P. pillulare* aconteceram no período do inverno nas três propriedades analisadas no estado de Santa Catarina.

2.2.4 *Mixosporídeos*

Dois gêneros de parasitos mixosporídeos são encontrados mais frequentemente em tilápias, sendo eles, *Myxobolus* spp. e *Henneguya* spp. (CONROY; CONROY, 2004; LOM; DYKOVA, 2006), responsáveis por causar diversas injúrias aos seus hospedeiros (ABDEL-BAKI et al., 2015). Podem ser intercelulares, intracelulares ou se localizarem no lúmen dos vasos ou até mesmo na cavidade de órgãos na forma de esporos (EIRAS; ADRIANO, 2013). Estes organismos apresentam ciclo de vida dixeno, sendo as oligoquetas da espécie *Tubifex tubifex*, considerados hospedeiros intermediários (EIRAS; ADRIANO, 2013). Nas brânquias, as alterações histopatológicas da infecção por *Henneguya* spp. são presença de plasmódios (formações globosas que se assemelham com cistos, e no interior estão os esporos), alongamento do epitélio lamelar e acentuada deformação e compressão capilar e de tecidos adjacentes (MARTINS et al., 1999; NALDONI et al., 2009; BARASSA et al., 2012; MATTER et al., 2013; ABDEL-BAKI et al., 2014), destruição epitelial e áreas de necrose (EL-MANSY; BASHTAR, 2002), provocando dificuldade respiratória (EL-MATBOULI et al., 1992; FEIST; LONGSHAW, 2006). Os achados patológicos por *Myxobolus* spp. em brânquias são semelhantes aos encontrados na infestação por *Henneguya* spp. (MITCHELL, 1977), como hiperplasia de lamela secundária, podendo ocasionar sua completa fusão (MOHAMMED et al., 2012).

2.3 Classe Monogenoidea

Os monogenóideos estão entre os parasitos mais prevalentes encontrados na tilapicultura brasileira e em todo o mundo (TAKEMOTO et al., 2013; AGUIRRE-FEY et al., 2015; MARTINS et al., 2010; MARTINS; ROMERO; 1996), podem ser encontrados em órgãos internos como estômago (JERÔNIMO; SPECK; MARTINS, 2010; BAYOUMI et al., 2012), porém seu sítio de infestação mais comum são as brânquias e a pele (nadadeiras e olhos) do hospedeiro (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2010). Possui rápida multiplicação e disseminação nos sistemas de criação, principalmente quando os peixes estão adensados acima do limite aceitável (BOUNGOU, et al., 2008) devido ao seu ciclo de vida monóximo (LUQUE; POULIN, 2008) nos quais, os monogenóideos da família Dactylogyridae são ovíparos (AKOLL et al., 2012), e mais frequentemente encontrados em brânquias (TAKEMOTO et al., 2013;) e os da família Gyrodactylidae são vivíparos, abrigando até cinco gerações no interior de um único parasito e parasitam, na grande maioria, a pele do hospedeiro (BAKKE; CABLE; HARRIS, 2007).

Pertencentes atualmente à Classe Monogenoidea, utilizam uma particular estrutura esclerotizada, o haptor, para se fixar sobre o hospedeiro causando variados níveis de patologia sobre os tecidos (EL-NAGGAR et al., 2001). Está localizado na porção posterior do corpo do verme, composto por âncoras, ganchos marginais, barras dorsais e ventrais (TAKEMOTO et al., 2013; GONÇALVES; JERÔNIMO; MARTINS, 2009). Esta parte específica dos monogenóideos é de fundamental importância nos estudos taxonômicos.

A patologia provocada pelos monogenóideos apresentam variações em decorrência das diferentes espécies e dos diferentes sítios de infestação em que podem ser encontrados, por exemplo, Arafa, El-Naggar e El-Abbassy (2009) observaram nas brânquias de *Clarias gariepinus* intensa secreção mucosa, hiperplasia de epitélio lamelar e interlamelar provocada por *Gyrodactylus* spp. Estas alterações causam danos intensos aos seus hospedeiros pela profunda inserção do haptor no tegumento provocando degeneração muscular e infiltração de células fagocíticas mononucleares, além disso, estas lesões permitem a entrada de agentes patogênicos.

No continente africano, diversas espécies dos gêneros *Dactylogyrus* e *Cichlidogyrus* foram relatadas produzindo quadros patológicos em carpas e em tilápias-do-Nilo (PAPERNA, 1996; KAUR; SHRIVASTAV, 2014).

Segundo Takemoto et al. (2013) diversos estudos podem ser realizados utilizando os monogenóideos, tais como, avaliação da dinâmica populacional, sítios de infestações de cada espécie, relacionar os fatores que alteram os níveis de parasitismo, taxonomia, ecologia, entre outros.

2.4 Classe Digenea

A maioria dos digenéticos são endoparasitos, e possuem um ciclo de vida complexo, que envolve a participação de dois hospedeiros intermediários, como os moluscos do gênero *Biomphalaria*, e também outros peixes ou aves piscícolas (VIOLANTE-GONZÁLES et al., 2009).

2.4.1 *Diplostomum* spp., *Clinostomum* spp., *Austrodiplostomum* spp.

A diplostomíase é conhecida como “doença da catarata do peixe” (VIOLANTE-GONZÁLES et al., 2009; VICTOR, 2015) e acomete tanto animais de criação como peixes selvagens (MIGIRO et al., 2012), causando um grave quadro ocular, no qual o peixe se torna susceptível aos seus predadores (RAMADAM, 2012) além de dificultar sua alimentação dentro dos sistemas de criação (NDEDA et al., 2013). Em pisciculturas brasileiras, parasitos digenéticos são raramente encontrados, exatamente por causa de seu ciclo de vida complexo (TAKEMOTO et al., 2004). No Brasil baixas prevalências dos digenéticos *Diplostomum* spp. e *Clinostomum* spp. foram encontradas em peixes de tanques-rede, no estado do Amapá (PANTOJA et al., 2012). Em outro estudo realizado no reservatório de Belo Horizonte, 60,7% das tilápias-do-Nilo analisadas estavam parasitadas por metacercárias, totalizando 94 parasitos das espécies *Austrodiplostomum compactum*, *Centrocestus formosanus*, *Drepanocephalus* sp., *Ribeiroia* sp. (PINTO; MATI; MELO, 2014). A maneira mais eficaz de prevenir infestações por digenéticos é eliminando dos criatórios de peixes os moluscos, os quais são hospedeiros intermediários deste parasito (FLORIO et al., 2009).

2.5 Cestódeos

São endoparasitos conhecidos popularmente como “tênia do peixe”, sendo que os peixes podem ser usados por estes parasitos tanto como hospedeiro definitivo permanecendo no lúmen intestinal (forma adulta) ou como hospedeiro intermediário por meio da formação de plerocercóides (larvas) na musculatura (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2008), e assim como os digenéticos, dificilmente infestam animais de criação, não ocorrendo nenhum relato em tilapiculturas brasileiras (MUNIZ-PEREIRA; VIEIRA; LUQUE, 2009). No Lago do Parque de Ingá, em Maringá, no Paraná, ciclídeos selvagens das espécies tilápia-vermelha (*Tilapia rendalli*), tilápia-do-Nilo (*O. niloticus*) e acará (*Geophagus brasiliensis*) foram coletados e apresentavam prevalências parasitárias, 78,8%, 53,4% e 9,1%, por plerocercóides encontrados no intestino (GRAÇA; MACHADO, 2007). Um estudo realizado em Uganda na África, com *O. niloticus* capturadas em reservatórios, constatou prevalência de 38% de cestóides da espécie *Amirthalinghamia macracantha*,

e somente 11,7% de digenéticos do gênero *Bolbophorus* sp. sendo então espécies potencialmente patogênicas para a tilápia (AKOLL et al., 2012). Em catfish (*Chrysichthys nigrodigitatus*) infestados por *Proteocephalus* spp. não foram observadas lesões no trato gastrointestinal, porém foram encontradas infiltrações linfocitárias focais no coração (BAMIDELE, 2007).

2.6 Acantocéfalos

Os acantocéfalos possuem o corpo cilíndrico e probóscide projetada rodeada de espinhos, que é usada para fixação nos hospedeiros para se alimentar (BAYOUMY; EL-HADY; OSMAN, 2006). Os adultos são encontrados no intestino do peixe e usam um artrópode como hospedeiro intermediário para completar seu ciclo de vida (SANTOS; MACHADO; SANTOS, 2013). A parasitofauna de peixes de diferentes famílias analisadas no reservatório da usina hidrelétrica de Itaipu, no Paraná constatou que somente 14,4% dos peixes estavam infestados por acantocéfalos (KOHN et al., 2011), por outro lado, no reservatório de Volta Redonda, em Minas Gerais, a prevalência do acantocéfalo *Neoechinorhynchus* spp. foi de 83% em *Prochilodus lineatus* (MARTINS et al., 2000). No Brasil não há registro de acantocéfalos parasitando *O. niloticus* (SANTOS et al., 2008), porém em tilápias do continente africano este endoparasito intestinal é amplamente disseminado (AMIN et al., 2008). O acantocéfalo *Acanthogyrus tilapiae* é altamente especializado, se adaptando de maneira singular aos peixes da família Cichlidae, provocando quadros entéricos severos como hiperplasia de células caliciformes, intenso infiltrado inflamatório eosinofílico e destruição de vilosidades no local do parasitismo e descamação e edema da mucosa intestinal (BAYOUMY; EL-HADY; OSMAN, 2006). As mesmas alterações histopatológicas foram encontrados em curimatá (*Prochilodus lineatus*) parasitados por acantocéfalos (MARTINS et al., 2001). Sabe-se que a infecção por acantocéfalos é inteiramente dependente de seu regime alimentar e do contato do peixe com o hospedeiro intermediário (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2010; LEÓN et al., 2000), talvez esta seja a explicação para o inexistente parasitismo em tilapiculturas no Brasil.

2.7 Nemátodos

Os nematódeos são vermes arredondados que possuem uma camada externa denominada cutícula que funciona como uma barreira física, e são encontrados infestando praticamente todos os órgãos dos peixes (SANTOS et al., 2013), inclusive alguns deles são potencialmente patogênicos para outros animais e humanos (ROSSI et al., 2014). Não há relatos de nematódeos em *O. niloticus*

no Brasil (SANTOS et al., 2013), tanto em criação como em ambientes naturais (BITTENCOURT et al., 2014), e não há o conhecimento de surtos relacionados a esta classe específica de parasitos (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2008). Em piavuçu (*Leporinus macrocephalus*) há registro do parasitismo por *Goezia leporini* (MARTINS; YOSHITOSHI, 2003), na criação de pirarucu (*Arapaima gigas*) foi observada a presença de *Terranova serrata*, *Callamanus tridentatus* e *Goezia spinulosa* (ARAÚJO et al., 2009) e em peixes ornamentais encontraram a prevalência de 2,6% por *Camallanus maculatus* (PIAZZA et al., 2006). Na tilápia-do-Nilo (*O. niloticus*) coletadas no reservatório na Etiópia apresentavam parasitismo por duas espécies de nematódeos, *Contracecum* sp. e *Camallanus* sp., com prevalência de 5,48% e 1,36% respectivamente (GULELAT et al., 2013). Alterações patológicas foram encontradas por Menezes et al. (2006) em peixes ornamentais parasitados pelo nematódeo *Camallanus cotti* provocando edema, congestão, hemorragia, extensas áreas de ulcerações no reto e espessamento expressivo da parede intestinal.

2.8 Crustáceos

Os crustáceos são parasitos que possuem grande importância na aquicultura continental, pois causam abrasão direta sobre os peixes e atuam também como vetores de diversas doenças (LIMA; CASALI; TAKEMOTO, 2013), inclusive na disseminação de agentes virais (OVERSTREET; JOVONOVICH; MA, 2009). Devido a grande variedade morfológica existente entre as espécies de crustáceos parasitos, estes, foram divididos em subgrupos, os copépodes, branquiúros e isópodes (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2008; TAVARES-DIAS et al., 2015), caracterizando mais de 5.400 espécies (POULIN; MORAND, 2004), infestando pele, cavidade oral, nasal e brânquias dos hospedeiros (TAVARES-DIAS et al., 2014). No Brasil, são encontrados as seguintes espécies, *Argulus multicolor*, *Argulus spinulosus*, Ergasilidae gen. sp., *Lernaea cyprinacea* e *Lamproglena* spp. parasitando tilápia-do-Nilo (*O. niloticus*) e tilápia-vermelha (*Tilapia rendalli*) apenas *Lamproglena monodi* (LUQUE et al., 2013). Tavares-Dias et al., (2015) estudaram a ocorrência de parasitos crustáceos em peixes nativos no Brasil do ano de 1913 à 2013 e encontraram a maior prevalência de parasitos da família Ergasilidae e Lernaeyidae, totalizando 44 espécies.

Ergasilus e a *Lernaea* são considerados parasitos de ocorrência universal na piscicultura mundial (MHAISEN; AL-RUBAIE; AL-SA'ADI, 2015), e somente as fêmeas adultas parasitam os peixes, os machos possuem vida livre (ADDAY; ALI, 2011). Ocorrências de ectoparasitos do gênero *Lamproglena* spp. em tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*) vêm aumentando substancialmente nos últimos anos em todo o mundo, alguns relatos aconteceram no Brasil (ALVES; LUQUE; PARAGUASSU, 2000; AZEVEDO et al., 2006; GHIRALDELLI et al., 2006;

LIZAMA et al., 2007; PANTOJA et al., 2012), e somente com a identificação da espécie *Lamproglena monodi* (AZEVEDO et al., 2012). Nenhum estudo relatou os danos que a antena modificada em forma de garras destes ectoparasitos causa nas brânquias dos hospedeiros, formando como se fosse um torniquete ao redor do filamento branquial (LUQUE, 2004).

2.9 Hirudíneos

São conhecidos popularmente como “sanguessugas” e causam uma série de danos aos seus hospedeiros, como ulceração, hemorragias, inflamações, além de predispor os peixes a diversas infecções oportunistas (KOYUN; TEPE; MART, 2015). São extremamente importantes, pois atuam como vetores de algumas enfermidades, entre elas, os hemoparasitos flagelados do gênero *Trypanosoma* (ADAM; SAMIA; SAYIED, 2009).

3 ECOLOGIA PARASITÁRIA

Segundo Luque et al. (2013), até o ano de 2012, mais de 150 estudos em peixes sobre ecologia parasitária foram publicados em periódicos nacionais e internacionais. Considerando então que menos de 25% das espécies de peixes existentes no Brasil foram analisadas, e sendo que cada espécie hospedeira possui habitualmente elevada quantidade de parasitos, comprovando assim, que ainda há muito que pesquisar referente à biodiversidade parasitária de peixes brasileiros, tanto de ambientes naturais, como de criação (PAVANELLI et al., 2013).

Estudos ecológicos de comunidades parasitárias são importantes, pois auxiliam na obtenção de dados sobre a biologia dos processos parasitários e seu papel nas relações com os hospedeiros, as quais podem ser ou se tornar patogênicas (LUQUE, 2004). Segundo Roux e Alvenant-Oldewage, (2010) espera-se que através da avaliação dos aspectos ecológicos (Tabela 1) associado aos diversos fatores bióticos e abióticos (IBRAHIM, 2012) nos quais os peixes estão expostos, sejam elaboradas estratégias efetivas de controle ictiosanitário dentro das pisciculturas intensivas, prevenindo ativamente o risco de parasitoses e consequentes taxas de mortalidade, melhorando assim, a qualidade do produto final que será ofertado aos consumidores.

Tabela 1: Comparação dos conceitos ecológicos propostos por Margolis et al. (1982) e Bush et al. (1997).

Termo	Expresso como:	MARGOLIS et al., 1982 Definição	BUSH et al., 1997 Definição	LUQUE et al., 2013 Definição
Prevalência	%	Nº de uma espécie hospedeira infestada com uma espécie particular de parasito ÷ pelo nº de hospedeiros analisados	Nº de hospedeiros infestados por uma ou mais espécies de parasitos ÷ pelo nº de hospedeiros analisados	Divisão do nº de peixes parasitados pelo nº de peixes analisados
Incidência	Nº de casos novos	Nº de novos casos da doença num dado período de tempo ÷ indivíduos não infestados na população no mesmo intervalo de tempo	Nº de novos casos infestados pelo parasito em particular durante intervalo específico de tempo ÷ nº hospedeiros não infestados no começo do intervalo de tempo	-
Intensidade	Intervalo numérico	Nº de indivíduos de uma particular espécie de parasito infestando um hospedeiro de uma amostra	Nº de indivíduos de uma particular espécie de parasito infestando um hospedeiro, é o nº de indivíduos de uma infrapopulação	Nº de espécies em uma infracomunidade
Intensidade Média	Intervalo numérico	Nº total de indivíduos de espécie de parasito em um hospedeiro ÷ nº de hospedeiros infestados na amostra	Média da intensidade de uma espécie de parasito infestando um hospedeiro particular (nº total de parasitos encontrados na amostra ÷ nº de hospedeiros infestados por aquele parasito específico)	Divisão do nº de parasitos observados no estudo pelo nº de peixes parasitados
Densidade	-	Nº de indivíduos de uma espécie de parasito por área, volume ou peso infestando um órgão ou tecidos	Nº de indivíduos de uma espécie particular de parasito em uma medida de unidade de amostragem feita a partir de um hospedeiro ou habitat, por exemplo, unidades de área, volume ou peso	-
Abundância	Intervalo numérico	Nº total de indivíduos parasitos de uma determinada espécie de uma amostra de hospedeiros ÷ pelo nº total de indivíduos hospedeiros infestados ou não daquela amostra	Abundância: nº de indivíduos de uma espécie particular de parasito ÷ pelo nº de hospedeiros infestados e não infestados Abundância média: nº de indivíduos de uma espécie particular de parasito em uma amostra determinada ÷ pelo número total de hospedeiros (infestados e não infestados)	Divisão do nº de parasitos observados no estudo pelo nº de peixes analisados
Infrapopulação	-	Todas as espécies de parasitos ocorrendo em um determinado hospedeiro	Inclui todos os indivíduos de uma espécie de hospedeiro individual em um determinado tempo	Espécies de parasitos em um indivíduo hospedeiro em um determinado tempo
Suprapopulação	-	Todos os indivíduos de uma espécie de parasito, em todos os estágios de desenvolvimento, dentro de um hospedeiro em um ecossistema	Incluem todas as fases de desenvolvimento da espécie do parasito em um determinado local e tempo, inclusive fases livres	Todas as fases de desenvolvimento de uma espécie em um determinado local
Sítio/Localização	-	Tecido, órgão ou parte em que o parasito é encontrado no hospedeiro (sítio é preferível por causa da possibilidade de confusão com localidade)	Localização topográfica ou espacial no hospedeiro onde será coletada uma amostra de um parasito em particular. Sugerimos habitat se referindo aos órgãos e tecidos. Nicho se refere ao parasito e seu como ele se encaixa dentro de uma comunidade	-

4 DIAGNÓSTICO E TAXONOMIA

Para fins de diagnóstico parasitológico, os peixes devem ser abatidos de preferência por meio da secção da medula espinhal, pois o uso de anestésicos pode atrapalhar a pesquisa pelos parasitos (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006) e até mesmo se desprendendo do hospedeiro, tornando a inspeção mais difícil e com possibilidade de obtenção de resultados falso-negativos (CALLAHAN; NOGA, 2002). Além disso, a utilização de anestésicos em peixes pode acarretar danos indesejados, como a perda de muco, irritação das brânquias e danos à córnea (INOUE; SANTOS NETO; MORAES, 2003).

A inspeção macroscópica deve se iniciar pelo tegumento, olhos, narinas, boca, e na abertura da cavidade opercular, pois alguns parasitos são facilmente detectados sem a utilização de estereomicroscópio como é o caso dos integrantes da família Lernaeidae (THATCHER, 1991). No caso específico da pesquisa por parasitos monogenóides e dos copépodes, há algumas possibilidades de métodos a serem utilizados, um deles consiste na retirada total dos arcos branquiais do hospedeiro e direta visualização em estereomicroscópio, ou na raspagem do tegumento e das brânquias com lâmina e lamínula e análise no microscópio de luz, ou retirar as brânquias e colocar em um recipiente contendo formol 1:4000 para ocorrer o destacamento dos ectoparasitos dos filamentos branquiais (JERÔNIMO et al., 2011). Os espécimes coletados são armazenados em solução de álcool 70% (ERGENS, 1969).

Os monogenóides coletados podem ser montados em lâminas de vidro com Hoyer (BOGER; VIANA, 2006), mistura amônio picrato- glicerina (COHEN; KOHN, 2009; ERGENs, 1969) ou meio de Gray & Wess (KRITSKY; THATCHER; BOEGER, 1986) os quais auxiliam a digestão do parasito e evidencição das estruturas esclerotizadas. Após a confecção das lâminas, fotomicrografias são necessárias para evidencição e mensuração (ERGENS; GELNAR, 1991) dos parasitos de acordo com o proposto por Douellou (1993), Pariselle e Euzet, (2009) e Garcia-Vásquez, Hansen e Shinn, (2007).

Já na identificação de ectoparasitos do gênero *Lamproglana*, os microcrustáceos precisam ser removidos cuidadosamente das brânquias com o auxílio de um estilete e armazenados em álcool 70% (AZEVEDO et al., 2012) ou em AFA que é uma solução contendo álcool 70%, ácido acético e formol (AUSTIN; AVENANT-OLDEWAGE, 2009). Montagens de alguns parasitos devem ser realizadas entre lâmina e lamínula com glicerina para clarificação (IBRAHEEM; IZAWA, 2000) para posterior obtenção de desenhos esquemáticos (Figura 2) da espécie (AZEVEDO et al., 2012), outros copépodes podem ser encaminhados para microscopia eletrônica de varredura (MEV) de

acordo com Andrade, Martin e Silva, (2012) para melhor observação e descrição das estruturas anatômicas do parasito (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006).

O haptor é a principal estrutura de identificação taxonômica dos monogenóideos, o que inclui a descrição e mensuração (Figura 1) de suas âncoras, ganchos marginais e barra ventral e dorsal, assim como o sistema copulatório (KRITSKY et al., 1986). Na realização da identificação de espécies de crustáceos copépodes o essencial é o estudo das pernas e das antenas (Figura 2) (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006).

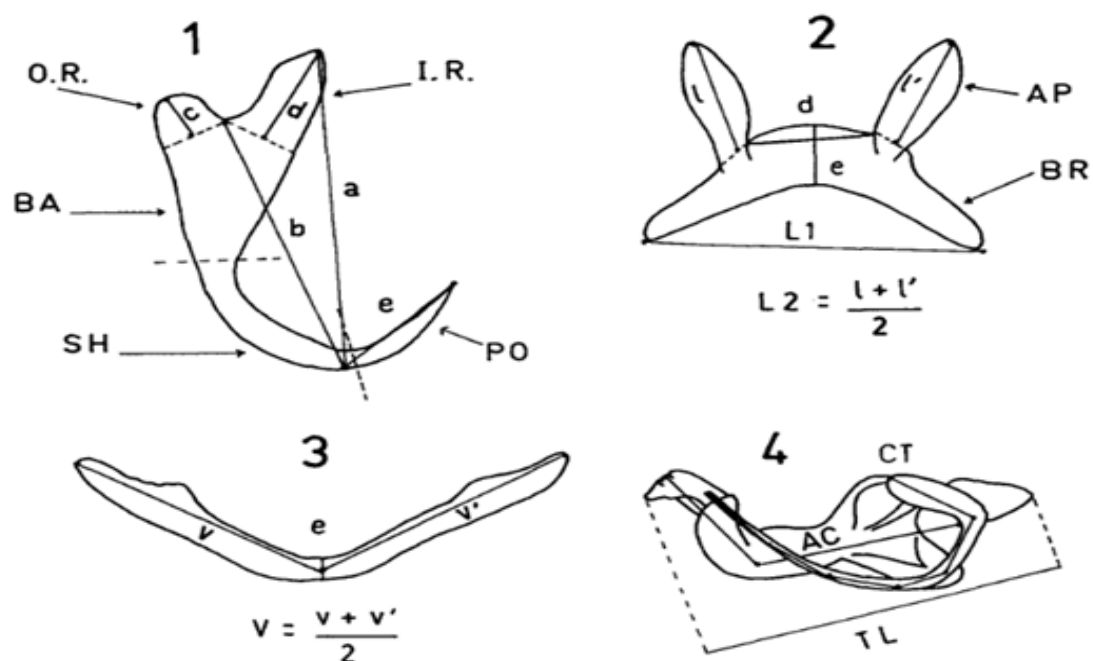


Figura 1: Desenho esquemático das mensurações das partes esclerotizadas (1- âncora, 2- barra dorsal, 3- barra ventral e 4- órgão copulatório) do haptor em monogenóideos *Cichlidogyrus* para determinação de espécies.

Fonte: DOUELLOU, 1993.

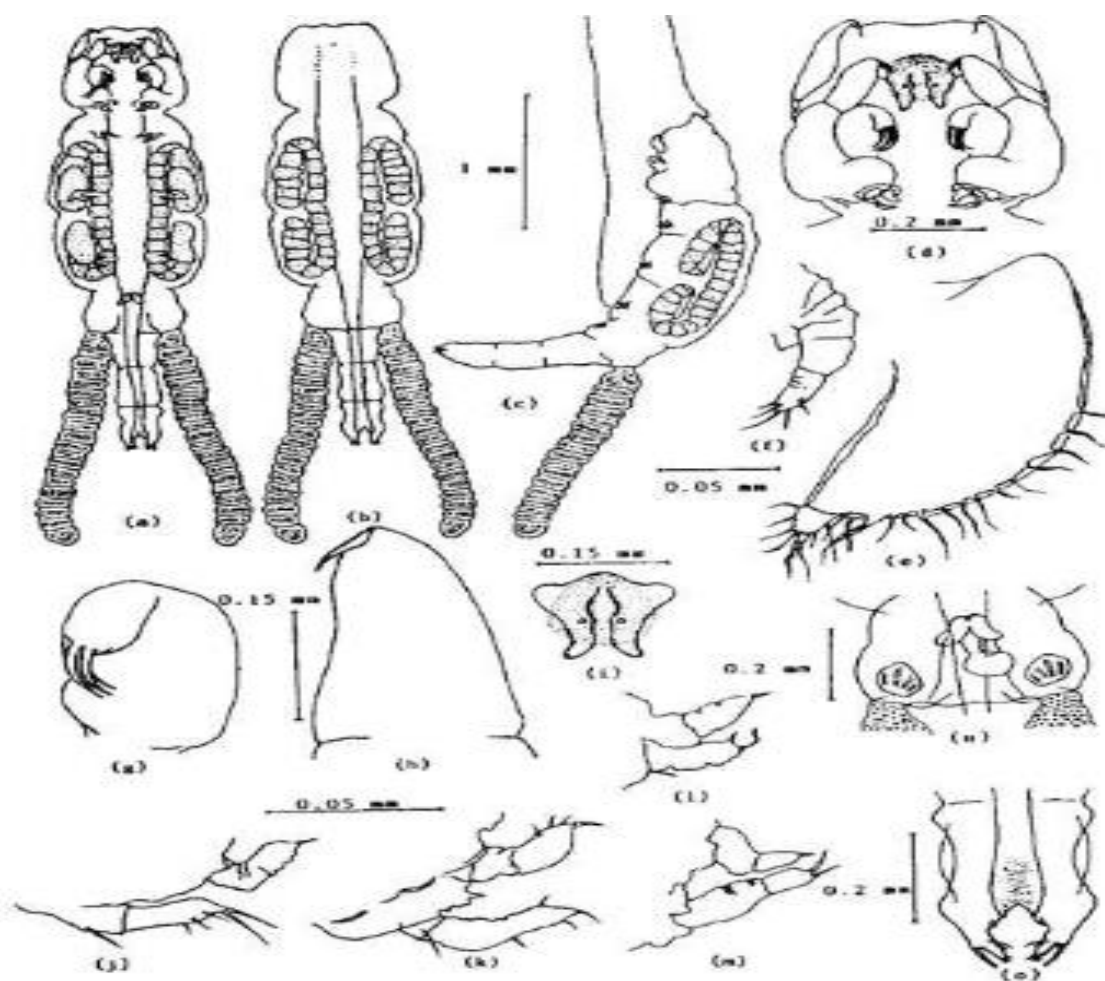


Figura 2: Desenho esquemático de uma fêmea da espécie *Lamproglana monodi*, a- vista ventral, b- vista dorsal, c- fixação do parasito no filamento branquial, d- cefalotórax, e-antênula, f-antena, g- maxilipodo, h-maxila, i- aparato oral, j- 1° perna, k- 2° perna, l-3° perna, m-4° perna, n- complexo genital, o- ramificação caudal.

Fonte: IBRAHEEM; IZAWA, 2000.

4.1 Descrições do gênero *Cichlidogyrus*, *Scutogyrus*, *Gyrodactylus* e *Lamproglena*

Os peixes da família Cichlidae são infestados por ectoparasitos branquiais do gênero *Cichlidogyrus* (Figura 3) (ROUX; AVENANT-OLDEWAGE, 2010), apresentando mais de 90 espécies descritas em ciclídeos africanos (FANNES, et al., 2015). Possuem as seguintes características gerais: dois pares de ocelos, três pares de glândulas adesivas na extremidade anterior, faringe musculosa, dois pares de âncoras, duas barras, uma ventral e a outra dorsal (com duas aurículas) (PARISELLE et al., 2003; ROUX; AVENANT-OLDEWAGE, 2010, BAYOUMY; EL-MONEM, 2012; BUKINGA et al., 2012).

C. halli tem o haptor mais arredondado, e todas as estruturas esclerotizadas que o compõem são grandes e robustas e o órgão copulatório é em forma de S e a vagina não é visível (DOUELLOU, 1993). *C. sclerosus* é tão grande quanto o *C. halli*, medindo aproximadamente 100 µm, porém seu haptor é menor, o órgão copulatório é grande, fino e arqueado com a associação de uma placa dentada (DOUELLOU, 1993). Segundo Bayoumy e El-Monem (2012), a espécie *C. tilapiae* possui o haptor composto por dois pares de âncoras grandes, duas barras, uma ventral com formato de V e a outra dorsal, que apresentam duas aurículas e quatorze ganchos marginais, o órgão copulatório que incluem peças acessórias e ejaculatórias. Diferenciando dos demais *Cichlidogyrus* por serem menores e possuírem órgão copulatório simples (DOUELLOU, 1993). De acordo com a redescrição do *C. thurstonae* realizada por Pariselle, Bilong e Euzet, (2003) o haptor tem âncoras longas e arqueadas, assim como a barra ventral com duas aurículas na sua parte convexa, o pênis é tubular e a peça acessória está associada com uma grande placa.

Scutogyrus longicornis são parecidos com os *Cichlidogyrus* e apresentam sua barra ventral muito arqueada e larga lateralmente, com duas grandes aurículas, diferente mesmo das outras espécies possui uma estrutura em forma de leque (PARISELLE; EUZET, 1995).

Enterogyrus cichlidarum são encontrados aderidos fortemente à mucosa estomacal, seu corpo tem formato de pêra, as glândulas cefálicas não são desenvolvidas, possui uma cutícula espessa e estriada em torno de seu corpo com função protetora em decorrência do suco gástrico que estão expostos e o haptor é como se fosse uma dobra com dois pares de âncoras centrais, sendo que uma delas tem uma alça longa e curvada, e ainda apresentam os quatorze ganchos marginais (BAYOUMY; EL-MONEM, 2012).

O gênero *Gyrodactylus* dispõe de dezesseis ganchos marginais e um único par de âncoras que são separadas pelas barras ventrais e dorsais, em que ligamentos fibrosos são formados (BAKKE; CABLE; HARRIS, 2007). São os menores representantes da classe Monogenea (BAKKE; CABLE; HARRIS, 2007), e seu sistema reprodutor é mais simples, por serem vivíparos diferentemente do sistema reprodutivo de *Cichlidogyrus* que são ovíparos (CABLE et al., 2001).

A espécie *Lamproglena monodi* está inserida na família Lernaeidae, e são crustáceos parasitos que transformaram suas antenas e maxilas em estruturas fixadoras com formato de garras (somente as fêmeas apresentam esta adaptação) (AUSTIN; AVENANT-OLDEWAGE, 2008). O cefalotórax possui três somitos torácicos bem marcados, o somito genital fica separado do corpo por uma constrição, os sacos ovíferos podem estar presentes, e seu ramo caudal é bifurcado, no abdômen estão localizados os cinco pares de pernas sendo que um é considerado rudimentar (AZEVEDO et al., 2012).

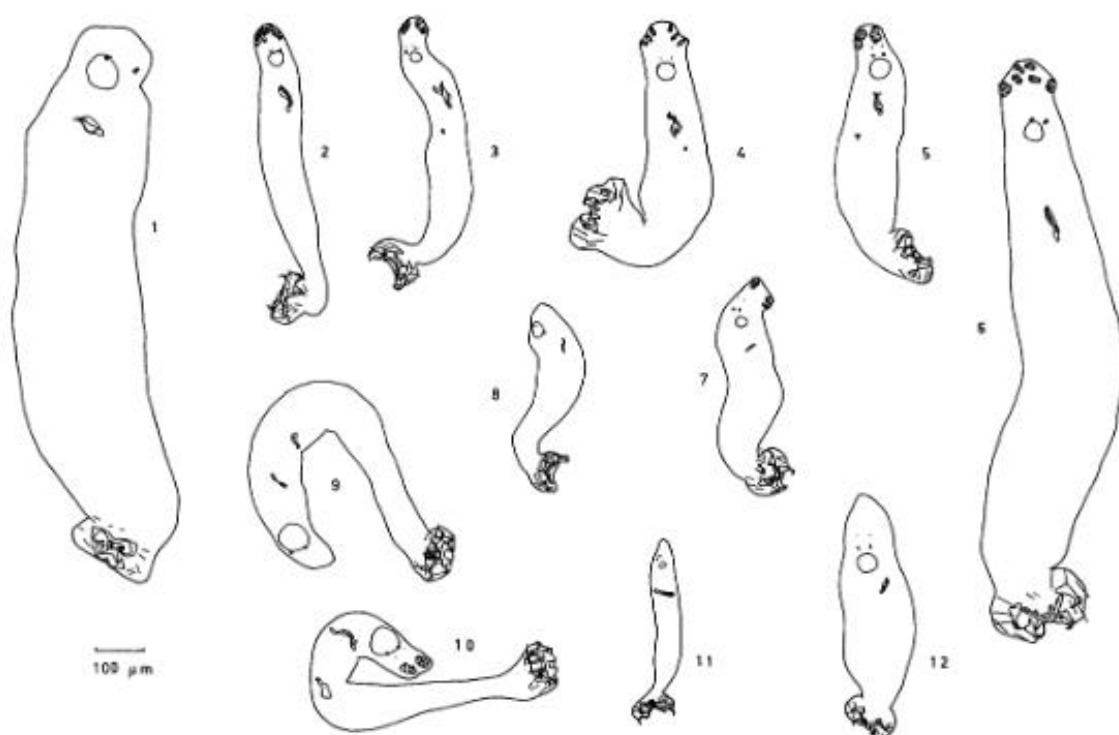


Figura 3: Desenho esquemático de espécies de monogenóideos que infestam tilápia-do-Nilo (*O. niloticus*) entre eles 1-*Cichlidogyrus sclerosus*, 6- *C. halli*, 8- *C. tilapiae* e 9-*Scutogyrus longicornis*.

Fonte: DOEULLOU, 1993

4.2 Ocorrências de ectoparasitos do gênero *Cichlidogyrus*, *Scutogyrus*, *Gyrodactylus* e *Lamproglana* em tilápia no Brasil.

Diversas pesquisas foram realizadas no Brasil relatando a ocorrência de ectoparasitos da classe Monogenea infestando *O. niloticus*, os quais serão descritos a seguir:

Tabela 2: Trabalhos científicos relatando as ocorrências de ectoparasitos da classe Monogenoidea em *O. niloticus* e *T. rendalli* em diferentes localidades do Brasil.

Classe/Gênero Espécie	Hospedeiro	Cidade	Local de coleta	P% Total	Referências
<i>Cichlidogyrus</i> sp.	<i>O. niloticus</i>	Seropédida (RJ)	Tanque escavado	12,8%	ALVES; LUQUE; PARAGUASSU, 2000
Monogenóideos	<i>O. niloticus</i> de origem tailandesa	Maringá (PR)	Estação de Piscicultura da UEM-Codapar	51% alevinos 19% reprodutores	VARGAS et al., 2000
Monogenóideos	<i>O. niloticus</i> <i>Tilapia rendalli</i>	Franca (SP)	Pesque-pague	12,8%, 1%, 5,4% 0, 14,3%, 22,2%	TAVARES-DIAS et al., 2001
C. sp.	<i>O. niloticus</i>	São Paulo (SP)	Reservatório de Guarapiranga	12,39%	RANZANI-PAIVA; FELIZARDO; LUQUE, 2005
Monogenóideos	<i>O. niloticus</i>	Nova Trento (SC)	Pesque-pague Consórcio suíno	33,3% 40%	AZEVEDO et al., 2006
<i>C. sclerosus</i>	<i>O. niloticus</i>	Blumenau (SC)	Pisciculturas	58%	GHIRALDELLI et al., 2006
C. sp. 1		Joinville (SC)		83%	
<i>Gyrodactylus</i> sp.		Ituporanga (SC)		28%	
<i>C. sclerosus</i>	<i>O. niloticus</i>	Tarumã (SP)	Semi-intensivo	40,4%	LIZAMA et al., 2007
C. sp. 1		Cândido Mota (SP)		43,8%	
C. sp. 2		Palmital (SP)		22,5%	
C. sp. 3				6,7%	
C. sp. 4				11,2%	
<i>C. sclerosus</i>	<i>O. niloticus</i>	Maringá (PR)	Lago do Parque do Ingá	13,8% 36,5%	GRAÇA; MACHADO, 2007
<i>C. tilapiae</i>	<i>Tilapia rendalli</i>				
C. sp. 1					
C. sp. 2					
<i>Scutogyrus longicornis</i>					
Monogenóideos	<i>O. niloticus</i> Gift <i>O. niloticus</i> Citrilada	Maringá (PR)	Estação de Piscicultura da UEM-Codapar	3,3%, 13,3% 3,3%, 10%	BRACCINI et al., 2007
<i>C. sclerosus</i>	<i>O. niloticus</i>	Nova Trento (SC)	Pesque-pague	16,5%	MARTINS et al., 2010
C. sp			Consórcio suíno	13,2%	
<i>Enterogyrus</i> <i>cichlidarum</i>	<i>O. niloticus</i>	Joinville (SC)	2 pisciculturas -2 lagoas	95% Verão 85% Outono 95% Inverno 100% Primavera	JERÔNIMO et al., 2010
<i>C. sclerosus</i>	<i>O. niloticus</i>	Joinville (SC)	Tanque escavado	30%, 15%, 0 Verão	JERONIMO et al., 2011
<i>C. halli</i>		Blumenau (SC)	Consórcio suíno	25%, 0, 0 Outono	
<i>C. thurstonae</i>		Ituporanga (SC)		0, 10%, 0 Inverno	

<i>S. longicornis</i>				10%, 0, 0 Primavera	
<i>C. tilapiae</i>	<i>O. niloticus</i>	Macapá (AP)	4 pisciculturas	73,7%	PANTOJA et al., 2012
				68,7%	
				8,0%	
				10,7%	
<i>C. sclerosus</i>	<i>O. niloticus</i>	Chapécó (SC)	Tanque escavado	98% Verão	MARTINS et al., 2014
<i>C. thurstonae</i>				97% Outono	
<i>C. tilapiae</i>				30% Inverno	
<i>S. longicornis</i>				100% Primavera	
<i>C. halli</i>	<i>O. niloticus</i>	Mira Estrela (SP)	Tanques-rede,	Inicial, Intermediária	ZAGO et al., 2014
<i>C. thurstonae</i>			reservatório de	e Final	
<i>C. sp. 1</i>			Água Vermelha,	61,9%, 100%, 90,5%	
<i>S. longicornis</i>			Rio Grande	57,1%, 95,2%, 85,7%	
<i>Gyrodactylus</i> sp.				0, 0, 61,9%	
				42,9%, 85,7%, 76,2%	
				33,3%, 33,3%, 47,6%	
<i>C. tilapiae</i>	<i>O. niloticus</i>	Igarapé Fortaleza (AP)	Bacia do Igarapé Fortaleza	3,3%	BITTENCOURT et al., 2014
<i>C. sclerosus</i>	<i>O. niloticus</i>	Paulo Lopes (SC)	Tanque escavado	100%	DOTTA et al., 2015
<i>C. halli</i>					
<i>C. thurstonae</i>					
<i>S. longicornis</i>					

Entretanto poucos estudos demonstram o parasitismo pelos ectoparasitos da Família Lernaeidae em *O. niloticus*, e serão explanados a seguir.

Tabela 3: Trabalhos científicos relatando as ocorrências de ectoparasitos da família Lernaiedae em *O. niloticus* e *T. rendalli* em diferentes localidades do Brasil.

Classe/Gênero	Hospedeiro	Cidade	Local de Coleta	P% Total	Referências
Espécie					
<i>Ergasilus</i> sp.	<i>O. niloticus</i>	Seropédica (RJ)	Estação de	18%	ALVES; LUQUE; PARAGUASSU, 2000
<i>Lamproglena</i> sp.			Piscicultura da	60%	
			UFRJ		
<i>Lamproglena</i> sp.	<i>O. niloticus</i>	Nova Trento (SC)	Tanque escavado	1,1%	AZEVEDO et al., 2006
Copepoditos	<i>O. niloticus</i>	Blumenau (SC)	Piscicultura	20%, 22%, 3%	GHIRALDELLI et al., 2006
<i>Lamproglena</i> sp.		Joinville (SC)	Pesque-pague	22%, 3%, 0	
		Ituporanga (SC)	Consórcio suíno		
Copepoditos	<i>O. niloticus</i>	Blumenau (SC)	Piscicultura	-	JERÔNIMO et al., 2011
		Joinville (SC)	Pesque-pague		
		Ituporanga (SC)	Consórcio suíno		
<i>Lamproglena</i> sp	<i>O. niloticus</i>	Nova Trento (SC)	Tanque escavado	1,1%	MARTINS et al.,
<i>Lamproglena monodi</i>	<i>T. rendalli</i>	Rio de Janeiro (RJ)	Rio Guandú	-	AZEVEDO et al., 2012
	<i>O. niloticus</i>	Blumenau (SC)	Pisciculturas		
		Joinville (SC)			
		Nova Trento (SC)			
		Ituporanga (SC)			

5 INFLUÊNCIAS BIÓTICAS E ABIÓTICAS NO PARASITISMO DOS PEIXES

Os parasitos refletem os hábitos de vida dos peixes, incluindo suas interações com as comunidades bentônicas, planctônicas e ícticas. Assim, estes parasitos podem ser considerados indicadores de estresse ambiental tão sensíveis quanto o próprio hospedeiro (CONROY; CONROY, 2004). Tais organismos podem ser avaliados não apenas por sua influência na saúde do peixe, mas pelas próprias mudanças na diversidade, intensidade e abundância, em resposta ao estresse ambiental (LANDSBERG et al., 1998).

Muitas espécies de parasitos desaparecem de seus hospedeiros frente às variáveis ambientais (LIZAMA et al., 2013). É conhecido que uma variedade de poluentes tais como metais pesados, defensivos agrícolas, efluentes domésticos e industriais, influenciam de forma aguda ou crônica os parasitos (OVERSTREET et al., 1996). Como exemplo, os copépodes, que são extremamente sensíveis aos organofosforados que compõe a formulação de diversos pesticidas (LIZAMA et al.,

2013), assim, o peixe começa a produzir muco excessivamente na tentativa de não absorver estes agentes nocivos pelas brânquias (SURES, 2008).

Para Diamant et al. (1999), os monogenóideos são os melhores bioindicadores do que a comunidade parasitária como um todo. Ao estudarem locais poluídos e não poluídos, constataram uma grande diminuição na comunidade de parasitos heteroxenos e apenas uma ligeira redução dos parasitos monoxenos perante a poluição.

Landsberg et al. (1998) classificaram os monogenóideos como oportunistas e resistentes a condições adversas por não dependerem da presença de hospedeiros intermediários e, ainda, por desenvolverem grande parte de seu ciclo de vida externamente ao peixe. Os ectoparasitos apresentam contato mais íntimo com a água do que os endoparasitos, e talvez por isto, tenham desenvolvido maior resistência às mudanças ambientais (MACKENZIE, 1999). Assim, especialmente com a presença de metais pesados no ambiente à utilização de endoparasitos como os cestóides e acantocéfalos tem maior efetividade, pois acumulam esses compostos de maneira mais expressiva que os ectoparasitos (LIZAMA et al., 2013).

Hoffman (1976) registrou que, aparentemente, muitas espécies de monogenóideos se reproduzem mais rapidamente em baixas temperaturas, além de serem afetadas pela eutrofização e pela poluição. Simkova et al. (2001), ao estudarem comunidades de dactilogirídeos, constataram a baixa abundância de *Dactylogyrus crucifer*, *D. nanus*, *D. rutili* e *D. suecicus* em altas temperaturas. Outro estudo sobre monogenóideos demonstrou que as maiores taxas de parasitismo aconteciam no verão, no qual predominaram altas temperaturas, baixo oxigênio dissolvido e pequeno aumento da poluição orgânica (DAYOUB; SALMAN, 2015). De acordo com Khidr et al. (2015) a temperatura, pH, oxigênio dissolvido, fósforo total, amônia, nitratos, matéria orgânica além do cálcio, potássio, zinco, sódio e cádmio, são importantes variáveis limnológicas que afetam o parasitismo em *Tilapia zilli*. Lizama et al., (2013) propuseram que os parasitos se beneficiam em ambientes moderadamente poluídos, pois nestes locais o sistema imunológico do peixe se torna mais debilitado, facilitando sua invasão e multiplicação.

Sanchez-Ramires et al., (2007) consideram a tilápia-do-Nilo e seu parasito *Cichlidogyrus sclerosus* como bons bioindicadores (Tabela 4) de processos ambientais, sendo o parasito encontrado em elevada intensidade em lagos poluídos, quando comparados à lagos menos poluídos. Resultados semelhantes foram encontrados por Dayoub e Salman, (2015) relacionando uma maior carga parasitária por monogenóideos com qualidade de água inapropriada. Já em sistema de criação em tanques-rede, foi observada maior prevalência de *C. halli* no período chuvoso enquanto as maiores intensidades parasitárias por *Trichodina* spp. e *Epistylis* spp. ocorreram no período seco (ZAGO et al., 2014) diferente do que foi encontrado por Akoll et al., (2012) que registraram maior parasitismo por *Cichlidogyrus* durante na estação seca. Foram descritas diferentes prevalências do

crustáceo *Lamproglena monodi*, sendo a maior delas registrada no verão (33%) (EL-SEIFY et al., 2011). Segundo Jerônimo et al. R4(2011) analisando o parasitismo de *O. niloticus* em três diferentes localidades concluíram que as maiores infestações por metazoários ocorreram na primavera e no verão e por protozoários no outono e no inverno. Temperaturas elevadas nas pisciculturas podem acarretar consequências gravíssimas para a saúde dos peixes (TAVARES-DIAS et al., 2008).

Tabela 4: Classificação de bioindicadores biológicos.

Hospedeiro Bioindicador		Parasito Bioindicador	
OVERSTREET (1997) SURES (2004)	LIZAMA et al., 2013	OVERSTREET (1997) SURES (2004)	LIZAMA et al., 2013
Peixes com deslocamento restrito	Espécie cosmopolita/ comum/ abundante	Riqueza de parasitos heteroxênicos	Espécie cosmopolita
Peixes como hospedeiro para um n° grande de espécies de parasitos	Espécie com bons índices de prevalência e abundância	Informações biológicas e epidemiológicas sobre os ciclos para indicar biodiversidade	Espécie de ciclo heteroxênico
Peixes comuns e abundantes.	Espécie de mobilidade restrita	Informações epidemiológicas sobre os parasitos internos e externos	Espécie que possuam informações sobre sua biologia e epidemiologia bem descrita
Peixes relativamente pequenos	Espécie capaz de abrigar grande n° de parasitos	Alterações histopatológicas relativas à infecção por parasitos e do estresse de contaminação	Espécie com bons índices de prevalência e abundância
-	Espécie que tenha capacidade de acumular substâncias	-	Espécie que tenha a capacidade de acumular substâncias
-	Espécie que apresente interação com o sedimento	-	Espécie longeva, que reflita o grau de qualidade do ambiente/água durante longos períodos
-	Espécie longeva, que reflita o grau de qualidade do ambiente/água num determinado período de tempo	-	Espécie que apresente um grande n° de interações com outros organismos daquele local
-	Espécie de tamanho pequeno	-	Espécie que apresente alterações em sua estrutura populacional o mudanças fisiológicas e morfológicas em condições de degradação ambiental
-	Espécie que apresente grande n° de interações	-	-
-	Espécie que apresente alterações em sua estrutura populacional ou mudanças fisiológicas em condições de degradação ambiental	-	-

Fonte: Adaptado de MADI; UETA, 2012 e LIZAMA et al., 2013.

O comprimento do corpo do hospedeiro é uma característica importante e foi bastante estudada quando relacionada à infestação parasitária (BUCHMANN, 1989; LUQUE et al., 2013). Segundo Luque e Chaves (1999) a relação tamanho corpóreo/parasitismo se dá através do grau de especialização dos órgãos de fixação dos parasitos e da susceptibilidade de algumas formas infectantes a faixas etárias específicas. É o que acontece, por exemplo, em *O. niloticus* infestados por tricodinídeos, na qual, larvas são menos parasitadas quando comparadas com os juvenis, porém apresentam lesões tegumentares, devido as escamas não estarem completamente desenvolvidas (VALLADÃO; ALVES; PILARSKI, 2016). Porém, alguns estudos concluem que a intensidade de infecção causada por um parasito é o que determina a mortalidade ou não do hospedeiro (POULIN, 2000). Dogiel et al., (1958) afirmaram que dentro de uma população estabelecida de peixes, a intensidade de infecção por parasitos aumenta em decorrência da idade e do tamanho do hospedeiro. Outros pesquisadores afirmaram que peixes maiores possuem maior área de fixação e estão há mais tempo expostos aos parasitos do ambiente (ANDERSON; GORDON, 1982; ROHDE, 1991).

Tekin-Ozan, Kir e Barlas (2008) ao estudarem infrapopulações de *Dactylogyrus*, observaram que, entre peixes de tamanhos diferentes, as espécies de monogenóideos eram as mesmas porém, os peixes maiores estavam mais parasitados. Um estudo sobre a fauna parasitária de *Astyanax altiparanae* determinou que a intensidade parasitária foi alterada conforme o tamanho dos hospedeiros, mas não se modificou com o sexo do hospedeiro (LIZAMA; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2008). Mesmo resultado foi encontrado em *Pseudocrenilabrus philander philander* parasitados por *Cichlidogyrus philander*, em que, os peixes maiores apresentaram os maiores níveis de infestação (ROUX; AVENANT-OLDEWAGE; WALT, 2011). Diversos outros fatores afetam o parasitismo em um determinado hospedeiro, como idade, dieta, composição química da água, habitat e estações do ano (LUQUE et al., 2013).

Referências:

- ABDEL-BAKI, A.A.S. et al. Seasonal fluctuation and histopathology of *Henneguya ghaffari* (Myxozoa: Myxosporaea) infection in the gills of the Nile perch, *Lates niloticus*, in the River Nile: a new locality record. **Parasitology research**, v. 113, n. 4, p. 1459-1463, 2014.
- ABDEL-BAKI, A.A.S. et al. A new record of *Myxobolus brachysporus* and *M. israelensis* in the tilapia (*Oreochromis niloticus*) collected from the Nile River, Egypt. **Saudi Journal of Biological Sciences**, 2015.
- ADAM, H.M.; SAMIA, H.; SAYIED, A.S. Protozoan Parasites of two freshwater fish species (*Oreochromis niloticus* and *Clarias gariepinus*) in Khartoum State (Sudan). **Sud. J. Vet. Sci. Anim. Husb**, v. 48, p. 44-50, 2009.
- ADDAY, T.K.; ALI, A.H. *Ergasilus boleophthalmi* sp. n. (Copepoda: Ergasilidae) parasitic on gobiid fishes from Shatt Al-Basrah Canal, South of Iraq. **Wiadomości Parazytologiczne**, v. 57, n. 3, 2011.
- AGUIRRE-FEY, D. et al. Population dynamics of *Cichlidogyrus* spp. and *Scutogyrus* sp. (Monogenea) infecting farmed tilapia in Veracruz, México. **Aquaculture**, v. 443, p. 11-15, 2015.
- AKOLL, P. et al. Parasite fauna of farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and African catfish (*Clarias gariepinus*) in Uganda. **Parasitology research**, v. 110, n. 1, p. 315-323, 2012.
- ALVES, D.R.; LUQUE, J.L.; PARAGUASSU, A.L. Ectoparasitas da tilápia nilótica *Oreochromis niloticus* (Osteichthyes: Cichlidae) da estação de piscicultura da UFRJ. **Rev Univ Rural Ciências e Vida**, v. 22, p. 81-85, 2000.
- AMIN, O.M. et al. On the ecology and host relationships of *Acanthogyrus* (*Acanthosentis*) *tilapiae* (Acanthocephala: Quadrigyridae) from cichlids in Lake Malawi. **Comparative Parasitology**, v. 75, n. 2, p. 278-282, 2008.
- ANSARI, M.; RAISSY, M.; RAHIMI, E. Determination of florfenicol residue in rainbow trout muscles by HPLC in Chaharmahal va Bakhtiari Province, Iran. **Comparative Clinical Pathology**, v. 23, n. 1, p. 61-62, 2014.
- ARAFA, S.; EL-NAGGAR, M.; EL-ABBASSY, S. Mode of attachment and histopathological effects of *Macrogyrodactylus clarii*, a monogenean gill parasite of the catfish *Clarias gariepinus*, with a report on host response. **Acta Parasitologica**, v. 54, n. 2, p. 103-112, 2009.
- ARAÚJO, C.S.O. et al. Parasitic infections in pirarucu fry, *Arapaima gigas* Schinz, 1822 (Arapaimatidae) kept in a semi-intensive fish farm in Central Amazon, Brazil. **Veterinarski Arhiv**, v. 79, n. 5, p. 499-507, 2009.
- ARTHUR, J.R.; LOM, J. Some trichodinid ciliates (Protozoa: Peritrichida) from Cuban fishes, with a description of *Trichodina cubanensis* n. sp. from the skin of *Cichlasoma tetraacantha*. **Transactions of the American Microscopical Society**, p. 172-184, 1984.
- AZEVEDO, R.K. et al. Expanded description of *Lamproglana monodi* (Copepoda: Lernaeidae), parasitizing native and introduced fishes in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21, n. 3, p. 263-269, 2012.

- AZEVEDO, T.M.P. et al. Haematological and gill responses in parasitized tilapia from Valley of Tijucas River, SC, Brazil. **Scientia Agricola**, v. 63, n. 2, p. 115-120, 2006.
- BAKKE, T.A.; CABLE, J.; HARRIS, P.D. The biology of gyrodactylid monogeneans: the “Russian-doll killers”. **Advances in parasitology**, v. 64, p. 161-460, 2007.
- BAMIDELE, A. Histopathological study on the parasitised visceral organs of some fishes of Lekki Lagon, Lagos, Nigeria. **Life Science Journal**, v. 4, n. 3, p. 70-76, 2007.
- BARASSA, B. et al. Morphology and host–parasite interaction of *Henneguya azevedoi* n. sp., parasite of gills of *Leporinus obtusidens* from Mogi-Guaçu River, Brazil. **Parasitology research**, v. 110, n. 2, p. 887-894, 2012.
- BAYOUMY, M.E. et al. Functional adaptation of branchial and stomach dactylogyrid monogenean: *Cichlidogyrus* and *Enterogyrus* isolated from *Oreochromis niloticus*. In: **Proceedings of the 5th Global Fisheries and Aquaculture Research Conference, Faculty of Agriculture, Cairo University, Giza, Egypt, 1-3 October 2012**. Massive Conferences and Trade Fairs, 2012. p. 353-360.
- BAYOUMY, M.E. et al. Site adaptations of *Acanthogyrus* (*Acanthosentis*) tilapiae: Observations through light and scanning electron microscopy. **Journal of veterinary science**, v. 7, n. 4, p. 339-342, 2006.
- BITTENCOURT, L.S. et al. Parasites of native Cichlidae populations and invasive *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) in tributary of Amazonas River (Brazil). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, n. 1, p. 44-54, 2014.
- BOUNGOU, M. et al. Dynamics of population of five parasitic monogeneans of *Oreochromis niloticus* Linné, 1757 in the Dam of Loumbila and possible interest in intensive pisciculture. **Pakistan Journal of Biological Sciences**, v. 11, n. 10, p. 1317-1323, 2008.
- CABELLO, F.C. Heavy use of prophylactic antibiotics in aquaculture: a growing problem for human and animal health and for the environment. **Environmental microbiology**, v. 8, n. 7, p. 1137-1144, 2006.
- COHEN, S.C.; KOHN, A. On Dactylogyridae (Monogenea) of four species of characid fishes from Brazil. **Check List**, v. 5, n. 2, p. 351-356, 2009.
- CONE, D.K.; ODENSE, P.H. Pathology of five species of *Gyrodactylus* Nordmann, 1832 (Monogenea). **Canadian Journal of Zoology**, v. 62, n. 6, p. 1084-1088, 1984.
- DAYOUB, A.I.; SALMAN, H.M. Study of using Monogenea parasites on free – living fishes in the Lake of 16 Tishreen Dam as bio indicators of environment pollution. **International Journal of Biomedical Engineering and Clinical Science**, v. 1, n. 1, p. 15-22, 2015.
- DIAS, R.J.P. et al. Occurrence of *Trichodina heterodentata* (Ciliophora: Trichodinidae) infesting tadpoles of *Rhinella pombali* (Anura: Bufonidae) in the Neotropical area. **Parasitology International**, v. 58, n. 4, p. 471-474, 2009.
- DIAMANT, A. Ultrastructure and pathogenesis of *Ichthyobodo* sp. from wild common dab, *Limanda limanda* L., in the North Sea. **Journal of Fish Diseases**, v. 10, n. 3, p. 241-247, 1987.

- DICKERSON, Harry W.; DAWE, D.L. *Ichthyophthirius multifiliis* and *Cryptocaryon irritans* (phylum Ciliophora). **Fish diseases and disorders**, v. 1, p. 116-153, 2006.
- DOUËLLOU, L. Monogeneans of the genus *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Dactylogyridae: Ancyrocephalinae) from cichlid fishes of Lake Kariba (Zimbabwe) with descriptions of five new species. **Systematic Parasitology**, v. 25, n. 3, p. 159-186, 1993.
- EIRAS, J.C. **Elementos de ictioparasitologia**. 1994.
- EL-GALIL, M.; BOELHADID, S.M. Trials for the control of trichodinosis and gyrodactylosis in hatchery reared *Oreochromis niloticus* fries by using garlic. **Veterinary parasitology**, v. 185, n. 2, p. 57-63, 2012.
- EL-MATBOULI, M.; FISCHER-SCHERL, T.; HOFFMANN, R.W. Present knowledge on the life cycle, taxonomy, pathology, and therapy of some *Myxosporea* spp. important for freshwater fish. **Annual Review of Fish Diseases**, v. 2, p. 367-402, 1992.
- EL-MANSY, A.; BASHTAR, A.R. Histopathological and ultrastructural studies of *Henneguya suprabranchiae* Landsberg, 1987 (Myxosporea: Myxobolidae) parasitizing the suprabranchial organ of the freshwater catfish *Clarias gariepinus* Burchell, 1822 in Egypt. **Parasitology research**, v. 88, n. 7, p. 617-626, 2002.
- EL-NAGGAR, M.M. et al. Attachment of *Cichlidogyrus* monogenean species to the gills of the Nile fish *Oreochromis niloticus* and their local pathological impact on them. **JOURNAL-EGYPTIAN GERMAN SOCIETY OF ZOOLOGY**, v. 35, n. D, p. 143-156, 2001.
- ESCH, G.W. et al. Thermal effluent and the epizootiology of the ciliate *Epistylis* and the bacterium *Aeromonas* in association with centrarchid fish. **Transactions of the American Microscopical Society**, p. 687-693, 1976.
- FERNANDES, J.M. et al. Occurrence and control of *Chilodonella* spp. in pejerrey *Odontesthes bonariensis*. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 63, n. 3, p. 788-790, 2011.
- FEIST S.W.; LONGSHAW, M. Phylum Myxozoa. In: Woo PTK (ed) *Fish diseases and disorders: Protozoan and Metazoan infections*, 2nd edn. CAB International, UK, pp 230–296, 2006
- FLORIO, D. et al. Veterinary and public health aspects in tilapia (*Oreochromis niloticus niloticus*) aquaculture in Kenya, Uganda and Ethiopia. **Ittiopatologia**, v. 6, p. 51-93, 2009.
- GANGULY, S. et al. Supplementation of prebiotics in fish feed: a review. **Reviews in Fish Biology and Fisheries**, v. 23, n. 2, p. 195-199, 2013.
- GARCIA, F. et al. Stocking density of Nile tilapia in cages placed in a hydroelectric reservoir. **Aquaculture**, v. 410, p. 51-56, 2013.
- GRAÇA, R.J.; MACHADO, M.H. Ocorrência e aspectos ecológicos de metazoários parasitos de peixes do Lago do Parque do Ingá, Maringá, Estado do Paraná. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, v. 29, n. 3, p. 321-326, 2007.
- GULELAT, Y. et al. Study on parasitic helminths infecting three fish species from Koka reservoir, Ethiopia. **SINET: Ethiopian Journal of Science**, v. 36, n. 2, p. 73-80, 2013.

- HAMID, S.H.A.; BABIKER, E. Prevalence of Trypanosome Infection in *Oreochromis niloticus* and *Clarias lazera* from Fish Farms and Reservoir of Jebel Aulia Dam in Sudan. 2011.
- HU, F.Y. et al. Determination of 26 veterinary antibiotics residues in water matrices by lyophilization in combination with LC–MS/MS. **Journal of Chromatography B**, v. 949, p. 79-86, 2014
- KATTAR, M.R. Sobre *Trichodina steini* Claparède & Lachmann (Protozoa: Urceolariidae) encontrada em girino de *Bufo ictericus* do Brasil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 35, n. 2, p. 253-258, 1975.
- KAUR, P.; SHRIVASTAV, R.. Histological effect of monogenean parasites on gills of freshwater carps. **European Journal of Biotechnology and Bioscience**, v. 2, n. 2, p. 50-53, 2014.
- KOHN, A. et al. Helminths of freshwater fishes in the reservoir of the Hydroelectric Power Station of Itaipu, Paraná, Brazil. **Check List**, v. 7, n. 5, p. 681-690, 2011.
- KOYUN, M.; TEPE, Y.; MART, A. First Record of *Piscicola geometra* (Annelida, Hirudinea) on some Species of Cyprinidae from Euphrates-Tigris Basin in Turkey. **Journal of Fisheries and Aquatic Science**, v. 10, n. 6, p. 575, 2015.
- LANGDON, J.S. et al. Deaths in Australian freshwater fishes associated with *Chilodonella hexasticha* infection. **Australian Veterinary Journal**, v. 62, n. 12, p. 409-413, 1985.
- LEÓN, G. et al. Helminth communities of native and introduced fishes in Lake Pátzcuaro, Michoacán, México. **Journal of Fish Biology**, v. 57, n. 2, p. 303-325, 2000.
- LIZAMA, M.A.P. et al. Relação parasito-hospedeiro em peixes de pisciculturas da região de Assis, Estado de São Paulo, Brasil. 1. *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1757). **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, v. 29, n. 2, p. 223-231, 2007.
- LOM, J.; DYKOVA, I. et al. Myxozoan genera: definition and notes on taxonomy, life-cycle terminology and pathogenic species. **Folia parasitologica**, v. 53, n. 1, p. 1-36, 2013.
- LUQUE, J.L. Biologia, epidemiologia e controle de parasitos de peixes. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13, n. Supl 1, p. 161-165, 2004.
- LUQUE, J.L.; POULIN, R. Linking ecology with parasite diversity in Neotropical fishes. **Journal of Fish Biology**, v. 72, n. 1, p. 189-204, 2008.
- LUQUE, J.L. et al. Checklist of Crustacea parasitizing fishes from Brazil. **Check List**, v. 9, n. 6, p. 1449-1470, 2013.
- MAHMOUD, M.A. et al. The role of ornamental goldfish *Carassius auratus* in transfer of some viruses and ectoparasites to cultured fish in Egypt: comparative ultra-pathological studies. **African Journal of Aquatic Science**, v. 34, n. 2, p. 111-121, 2009.
- MARENGONI, N.G. et al. Influência de probióticos na prevalência parasitária e níveis de glicose e cortisol em tilápia-do-Nilo. **Archivos de Zootecnia**, v. 64, n. 245, p. 63-69, 2015.

- MARTINS, M.L. et al. Gill infection of *Leporinus macrocephalus* Garavello & Britski, 1988 (Osteichthyes: Anostomidae) by *Henneguya leporincola* n. sp. (Myxozoa: Myxobolidae). Description, histopathology and treatment. **Revista brasileira de biologia**, v. 59, n. 3, p. 527-534, 1999.
- MARTINS, M.L. et al. Parasitic infections in cultivated freshwater fishes a survey of diagnosticated cases from 1993 to 1998. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 9, n. 1, p. 23-28, 2000.
- MARTINS, M.L. et al. Recent Studies on *Neoechinorhynchus curemai* Noronha, 1973 (Acanthocephala: Neoechinorhynchidae), in *Prochilodus lineatus* Valenciennes, 1836, from Volta Grande Reservoir, MG, Brazil. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 60, n. 4, p. 673-682, 2000.
- MARTINS, M.L. et al. *Piscinoodinium pillulare* (Schäperclaus, 1954) Lom, 1981 (Dinoflagellida) infection in cultivated freshwater fish from the Northeast region of São Paulo State, Brazil: parasitological and pathological aspects. **Brazilian Journal of Biology**, v. 61, n. 4, p. 639-644, 2001.
- MARTINS, M.L. et al. Prevalence and histopathology of *Neoechinorhynchus curemai* Noronha, 1973 (Acanthocephala: Neoechinorhynchidae) in *Prochilodus lineatus* Valenciennes, 1836 from Volta Grande Reservoir, MG, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 61, n. 3, p. 517-522, 2001.
- MARTINS, M.L. et al. Protozoan infections in farmed fish from Brazil: diagnosis and pathogenesis. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 24, n. 1, p. 1-20, 2015.
- MARTINS, M.L.; GHIRALDELLI, L. *Trichodina magna* Van As and Basson, 1989 (Ciliophora: Peritrichia) from cultured Nile tilapia in the state of Santa Catarina, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 68, n. 1, p. 169-172, 2008.
- MARTINS, M.L.; ROMERO, N.G. Efectos del parasitismo sobre el tejido branquial en peces cultivados: estudio parasitologico e histopatologico. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 13, n. 2, p. 489-500, 1996.
- MARTINS, M.L.; YOSHITOSHI, E.R. A new nematode species *Goezia leporini* n. sp. (Anisakidae) from cultured freshwater fish *Leporinus macrocephalus* (Anostomidae) in Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 63, n. 3, p. 497-505, 2003.
- MATTER, A.F. et al. Studies on Myxosporidiosis in some freshwater fishes. **Benha Veterinary Medical Journal**, v. 25, p. 316-325, 2013.
- MENEZES, R.C. et al. *Camallanus cotti* Fujita, 1927 (Nematoda, Camallanoidea) in ornamental aquarium fishes: pathology and morphology. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 101, n. 6, p. 683-687, 2006.
- MHAISEN, F.T.; AL-RUBAIE, .A.R.L.; AL-SA'ADI, B.A.H. Crustaceans and Glochidians of Fishes from the Euphrates River at Al-Musaib City, Mid Iraq. **American Journal of Biology and Life Sciences**, v. 3, n. 4, p. 116-121, 2015.
- MIGIRO, K.E. et al. *Diplostomum* Parasites Affecting *Oreochromis niloticus* in Chepkoiel Fish farm and Two Dams in Eldoret-Kenya. **International Journal of Science Engineering Research**, v. 3, p. 1-7, 2012.

- MILLER, R.W.; CHAPMAN, W.R. *Epistylis* and *Aeromonas hydrophila* infections in fishes from North Carolina reservoirs. **The Progressive Fish-Culturist**, v. 38, n. 3, p. 165-168, 1976.
- MITCHELL, L.G. Myxosporidia. In: **Parasitic Protozoa. IV. Babesia, Theileria, Myxosporidia, Microsporidia, Bartonellaceae, Anaplasmatidae, Ehrlichia and Pneumocystis**. Ed. Kreier, J.P. Academic Press, p. 115-154, 1977.
- MITRA, A.K.; HALDAR, D.P. First Record of *Chilodonella hexasticha* (Kiernik, 1909) Kahl, 1931 (Ciliophora: Chilodonellidae) infesting a freshwater fish *Nandus nandus* (Hamilton) from Gangetic West Bengal, India. **Animal Biology**, v. 54, n. 2, p. 111-118, 2004.
- MOHAMMED, N.I. et al. Infestation of *Oreochromis niloticus* and *Tilapia zilli* fresh-water fishes with myxosporean parasites, Qena Province, Egypt. **Egypt Acad. J. Biolog. Sci.**, v.4, n.1, p. 235-246, 2012
- MUNIZ-PEREIRA, L.C.; VIEIRA, F.M.; LUQUE, J.L. Checklist of helminth parasites of threatened vertebrate species from Brazil. **Zootaxa**, v. 2123, p. 1-45, 2009.
- NALDONI, J. et al. Host–parasite–environment relationship, morphology and molecular analyses of *Henneguya eirasi* n. sp. parasite of two wild *Pseudoplatystoma* spp. in Pantanal Wetland, Brazil. **Veterinary parasitology**, v. 177, n. 3, p. 247-255, 2009.
- NDEDA, V.M.; AKETCH B.O.; ONYANGO, D.M. Effect of *Diplostomum* Species on Length-Weight Relationship of Farmed Nile Tilapia in Kibos Area, Kisumu City, Kenya. **Fisheries and Aquaculture Journal**, v. 2013, p. 1, 2013.
- OVERSTREET, R.M.; JOVONOVICH, J.; MA, H. Parasitic crustaceans as vectors of viruses, with an emphasis on three penaeid viruses. **Integrative and comparative biology**, v. 49, n. 2, p. 127-141, 2009.
- PANTOJA, M.F. et al. Protozoan and metazoan parasites of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. **Revista MVZ Córdoba**, v. 17, n. 1, p. 2812-2819, 2012.
- PÁDUA, S.B. et al. First record of *Trypanosoma* sp.(Protozoa: Kinetoplastida) in tuvira (*Gymnotus aff. inaequilabiatus*) in the Pantanal wetland, Mato Grosso do Sul State, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 20, n. 1, p. 85-87, 2011.
- PÁDUA, S.B. et al. First record of *Chilodonella hexasticha* (Ciliophora: Chilodonellidae) in Brazilian cultured fish: a morphological and pathological assessment. **Veterinary Parasitology**, v. 191, n. 1, p. 154-160, 2013.
- PÁDUA, S.B. et al. Brazilian catfish parasitized by *Epistylis* sp.(Ciliophora, Epistylidae), with description of parasite intensity score. **Parasitology research**, v. 112, n. 1, p. 443-446, 2013.
- PAPERNA, I. **Parasites, infections and diseases of fishes in Africa: An update**. Food and Agriculture Organization of the United Nations, 1996.
- PAPERNA, I.; VAN AS, J. G. The pathology of *Chilodonella hexasticha* (Kiernik). Infections in cichlid fishes. **Journal of fish biology**, v. 23, n. 4, p. 441-450, 1983.

- PARISELLE, A. et al. Ancyrocephalidae (Monogenea) of Lake Tanganyika: IV: *Cichlidogyrus* parasitizing species of *Bathybatini* (Teleostei, Cichlidae): reduced host-specificity in the deepwater realm?. **Hydrobiologia**, v. 748, n. 1, p. 99-119, 2015.
- PIAZZA, R.S. et al. Parasitic diseases of freshwater ornamental fishes commercialized in Florianópolis, Santa Catarina, Brazil. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 32, n. 1, p. 51-57, 2006.
- PINTO, H.A.; MATI, V.L.T.; MELO, A.L. Metacercarial infection of wild Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) from Brazil. **The Scientific World Journal**, v. 2014, 2014.
- PRITCHETT, K.R.; SANDERS, G.E. Epistylididae ectoparasites in a colony of african clawed frogs (*Xenopus laevis*). **Journal of the American Association for Laboratory Animal Science**, v. 46, n. 2, p. 86-91, 2007.
- RAMADAN, R.A.M. Effect and Seasonal dynamics of *Diplostomum spathaceum* (eye fluke) on *Oreochromis niloticus* at Abbassa Fish Farm, Egypt. **Egyptian Journal for Aquaculture Vol**, v. 2, n. 1, 2012.
- REDA, E.S.A. A review of some ecto and endo protozoan parasites infecting *Sarotherodon galilaeus* and *Tilapia zillii* from Damietta branch of River Nile, Egypt. **Journal of American Science**, v. 7, p. 362-373, 2011.
- RICO, A.; VAN DEN BRINK, P.J. Probabilistic risk assessment of veterinary medicines applied to four major aquaculture species produced in Asia. **Science of the Total Environment**, v. 468, p. 630-641, 2014.
- ROGERS, W.A. Disease in fish due to the protozoan *Epistylis* (Ciliata: Peritricha) in the southeastern US. **Charleston (SC): Southeastern Association of Game and Fish Commissioners**. p. 493-496, 1971.
- ROSSI, G.A.M. et al. Zoonoses parasitárias veiculadas por alimentos de origem animal: revisão sobre a situação no Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 81, n. 3, p. 290-298, 2014.
- ROUBAL, F.R. et al. Ultrastructural aspects of infestation by *Ichthyobodo necator* (Henneguy, 1883) on the skin and gills of the salmonids *Salmo salar* L. and *Salmo gairdneri* Richardson. **Journal of Fish Diseases**, v. 10, n. 3, p. 181-192, 1987.
- SANT'ANA, F.J.F. et al. Outbreaks of *Piscinoodinium pillulare* and *Henneguya* spp. infection in intensively raised *Piaractus mesopotamicus* in Southwestern Goiás, Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 32, n. 2, p. 121-125, 2012.
- SANTOS, C.P. et al. Checklist of *Acanthocephala* associated with the fishes of Brazil. **Zootaxa**, v. 1938, p. 1-22, 2008.
- SAPKOTA, A. et al. Aquaculture practices and potential human health risks: current knowledge and future priorities. **Environment international**, v. 34, n. 8, p. 1215-1226, 2008.
- SCHALCH, S.H.C. et al. Eficácia do diflubenzuron no controle de *Dolops carvalhoi* (Crustacea: Branchiura) em jovens pacus *Piaractus mesopotamicus* (Osteichthyes: Characidae) naturalmente infectados. **Acta Scientiarum. Animal Sciences**, v. 27, n. 2, p. 297-302, 2005.

SUBASINGHE, R. Fish health and quarantine. In: Review of the State of the World Aquaculture. FAO Fisheries circular no. 886. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, Ital, p. 45-49, 1997.

TAKEMOTO, R.M. et al. Parasitos de peixes de águas continentais. **In:** Ranzani-Paiva, M.J.T.; Takemoto, R.M.; Lizama, M. de los A.P. (orgs.). Sanidade de organismos aquáticos. São Paulo: Varela, 179-198p. 2004.

TAVARES-DIAS, M. et al. Haematological changes in *Oreochromis niloticus* (Osteichthyes: Cichlidae) with gill ichthyophthiriasis and saprolegniosis. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 28, n. 1, p. 1-9, 2002.

TAVARES-DIAS, M. et al. New hosts and distribution records of *Braga patagonica*, a parasite cymothoidae of fishes from the Amazon. **Brazilian Journal of Aquatic Science and Technology**, v. 18, n. 1, p. 91-97, 2014.

TAVARES-DIAS, M. et al. Parasitismo em tambatinga (*Colossoma macropomum* x *Piaractus brachipomus*, Characidae) cultivados na Amazônia, Brasil. **Embrapa Amapá-Artigo em periódico indexado (ALICE)**, 2015.

TAYLOR, P.W.; GOODWIN, A.E. 3.2. 9 External Infection by Ciliated Parasites. 2002.

TEKIN-ÖZAN, S.; KIR, I.; BARLAS, M. Helminth parasites of common carp (*Cyprinus carpio* L., 1758) in Beyşehir Lake and population dynamics related to month and host size. **Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 8, n. 2, 2008.

URAWA, S. Epidermal responses of chum salmon (*Oncorhynchus keta*) fry to the ectoparasitic flagellate *Ichthyobodo necator*. **Canadian Journal of Zoology**, v. 70, n. 8, p. 1567-1575, 1992.

UZHİLEK, M.K.; YILDIZ, H.Y. A Report on Spontaneous Diseases in the Culture of Grass Carp (*Ctenopharyngodon idella* Val. 1844), Turkey. **Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences**, v. 26, n. 2, p. 407-410, 2002.

VALLADÃO, G.M.R. et al. *Paratrichodina africana* (Ciliophora): a pathogenic gill parasite in farmed Nile tilapia. **Veterinary Parasitology**, v. 197, n. 3, p. 705-710, 2013.

VALLADÃO, G.M.R. et al. *Trichodina heterodentata* (Ciliophora) infestation on *Prochilodus lineatus* larvae: a host–parasite relationship study. **Parasitology**, v. 141, n. 05, p. 662-669, 2014.

VALLADÃO, G.M.R. et al. Haematology and histopathology of Nile tilapia parasitised by *Epistylis* sp., an emerging pathogen in South America. **Bulletin of the European Association of Fish Pathologists**, v. 35, n. 1, p. 14, 2015.

VALLADÃO, G.M.R.; ALVES, L. O.; PILARSKI, F. Trichodiniasis in Nile tilapia hatcheries: Diagnosis, parasite: host-stage relationship and treatment. **Aquaculture**, v. 451, p. 444-450, 2016.

VALLADÃO, G.M.R.; GALLANI, S. U.; PILARSKI, F. Phytotherapy as an alternative for treating fish disease. **Journal of veterinary pharmacology and therapeutics**, 2015.

VASEEHARAN, B.; THAYA, R. Medicinal plant derivatives as immunostimulants: an alternative to chemotherapeutics and antibiotics in aquaculture. **Aquaculture international**, v. 22, n. 3, p. 1079-1091, 2014.

VICTOR, O.V.O.N.M. et al. A Study of *Diplostomum* Parasites Affecting *Oreochromis niloticus* in Chepkoilel Fish Farm and Two Dams in Eldoret-Kenya. **Journal of Natural Sciences Research**, v. 5, n. 7, p. 138-144, 2015.

VIOLANTE-GONZÁLEZ, J. et al. Diplostomiasis in cultured and wild tilapia *Oreochromis niloticus* in Guerrero State, Mexico. **Parasitology Research**, v. 105, n. 3, p. 803-807, 2009.

Capítulo 2

Relação monogenóideos - tilápia-do-Nilo - ambiente em piscicultura intensiva

(Manuscrito nas normas do Journal of Helminthology)

Resumo

Este trabalho teve como objetivo avaliar a sazonalidade de monogenóideos que parasitam tilápia-do-Nilo em tanques-rede em duas pisciculturas e confirmar se os níveis de parasitismo são influenciados por fatores como o tamanho e peso do hospedeiro e pelas variáveis limnológicas da água. A relação parasito/hospedeiro também foi estudada. Para tanto, foram realizadas coletas de peixes em várias fases de criação em duas pisciculturas, localizadas no Estado de São Paulo durante setembro de 2013 a agosto de 2014. Trinta peixes foram amostrados por coleta, mensalmente, em cada piscicultura. Os peixes foram coletados, medidos, pesados e eutanasiados por secção da medula espinhal. As brânquias eram removidas e os parasitos encontrados quantificados e armazenados. A identificação dos ectoparasitos foi realizada através do estudo morfológico e morfométrico dos espécimes. Os cálculos de prevalência, abundância e intensidade média foram determinados. Análises da água e as análises histopatológicas também foram feitas. Foram identificados nas brânquias de tilápia de ambas as pisciculturas, *C. sclerosus*, *C. halli*, *C. thurstonae* e *Scutogyrus longicornis*, com prevalência oscilando entre 70% a 100%. A variação sazonal foi comprovada pelas altas taxas de parasitismo no verão e no outono, em todas as fases de criação. O parasitismo demonstrou correlação positiva com o tamanho e peso dos animais assim, como a temperatura da água. O mesmo não foi observado para as demais variáveis como o pH, alcalinidade, nitrito, nitrato e fósforo total, as quais tiveram correlação negativa com o parasitismo. Lesão como hipertrofia do epitélio lamelar, edema, telangectasia, congestão, infiltrado de células inflamatórias foram observadas nas brânquias das tilápias parasitadas pelos monogenóideos, assim como a presença de cistos basofílicos. O monitoramento da variação sazonal e das injúrias que os monogenóideos provocam nas brânquias dos peixes fornece dados epidemiológicos que poderão auxiliar no planejamento estratégico para o controle de doenças de peixes, em pisciculturas intensivas.

Palavras-chave: Controle; Brânquias; Ectoparasitos; Prevenção; Sanidade.

Abstract

This study aimed to evaluate the seasonality Monogenoidea that parasitize Nile tilapia in cages in two fish farms and confirm that the parasitism levels are influenced by factors such as size and weight of the host and the limnological variables of the water. The host/parasite relationship was also studied. Fish samples were taken at various stages in two fish farms located in São Paulo State during September 2013 to August 2014. Thirty fish were sampled by collecting monthly in each fish farm. Fish were collected, measured, weighed and euthanized by section of the spinal cord. The gills were removed and the parasites found were quantified and stored. The identification of ectoparasites was performed using morphological and morphometric study of specimens. The prevalence calculations, abundance and mean intensity were determined. Water and histopathological analysis were also made. Were identified in the gills of tilapia in both fish farms, *Cichlidogyrus sclerosus*, *C. halli*, *C. thurstonae* and *Scutogyrus longicornis*, with prevalence ranging from 70% to 100%. The seasonal variation was confirmed by the high parasitism rates in summer and autumn, at all stages. Parasitism showed a positive correlation with the size and weight of animal as well as water temperature. The same was not observed for the other variables such as pH, alkalinity, nitrite, nitrate and total phosphorus, which had a negative correlation with parasitism. Injury such as hypertrophy of the lamellar epithelium, edema, telangiectasia, congestion, infiltration of inflammatory cells were found in the gills of tilapia parasitized by Monogenoidea, as well as the presence of cysts basophilic. The monitoring of seasonal variation and injuries that cause Monogenoidea in fish gills provides epidemiological data that may assist in strategic planning for the control of fish diseases in intensive fish farms.

Keywords: Control; Gills; Ectoparasites; Prevention; Health.

Introdução

Os parasitos ocorrem em diversos ambientes, tanto naturais como de produção e interagem com fatores bióticos e abióticos que influenciam sua presença ou ausência, alterando a sua estrutura na comunidade parasitária (Ibrahim, 2012). Condições ambientais inadequadas afetam a homeostase dos peixes, aumentando a susceptibilidade a muitos patógenos (Pimental *et al.*, 2005).

Em sistema intensivo de produção, os peixes são submetidos a elevadas densidades de estocagem, arraçamento excessivo e qualidade de água inadequada, que provocam um desequilíbrio na tríade hospedeiro, ambiente, patógeno, ocasionando estresse e desencadeando o surgimento de enfermidades parasitárias e bacterianas (Thoney & Hargis, 1991; Landersberg *et al.*, 1998). Os erros de manejo influenciam negativamente a alimentação, crescimento, desempenho produtivo, bem estar, saúde e a sobrevivência dos peixes (Buchmann & Lindenstrøm, 2002; Crespo & Crespo, 2003; Rowland *et al.*, 2006).

Dentre os ectoparasitos de grande importância para a tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*), destacam-se os monogenóides (Martins, 1998), helmintos pertencentes ao Filum Platyhelminthes e a Classe Monogenoidea (Thatcher, 1991). Possuem ciclo de vida direto e algumas espécies vivem em água doce e outras na água salgada (Zanolo & Yamamura, 2006), sendo, em sua maioria espécie-específica, parasitando a pele, brânquia, narinas, e alguns órgãos internos, provocando danos muitas vezes irreversíveis ao hospedeiro (Fernández, 2012).

Os ectoparasitos branquiais do gênero *Cichlidogyrus* (Monogenoidea: Ancyrocephalidae) são considerados importantes indicadores do ambiente aquático, principalmente quando estão infestando tilápia-do-Nilo (Sanchez-Ramirez *et al.*, 2007). Considerados patógenos potencialmente perigosos à piscicultura continental (Mouton *et al.*, 2001), estas provocam lesões, que são sítios para a invasão e multiplicação de agentes bacterianos secundários, contribuindo para queda da produtividade e perda econômica, afetando todas as fases da produção (Aloo, 2002).

Variáveis limnológicas inadequadas, como poluição ou altas taxas de nutrientes podem elevar bruscamente os níveis de infestações parasitárias (Ibrahim, 2012). A temperatura é um fator regulador da população de parasitos monogenóides (Aydoğdu, 2006). Dessa forma, *Cichlidogyrus tilapiae* e *Cichlidogyrus sclerosus*, são diretamente influenciados pela temperatura, por fatores abióticos, pelos diferentes sistemas de produção, e técnicas de inadequadas de manejo (Akoll *et al.*, 2012).

Os fatores bióticos e abióticos que alteram as comunidades parasitárias (Ibrahim, 2012) são tamanho e peso dos peixes (Vidal-Martinez & Poulin, 2003), sexo (Lizama *et al.*, 2005), período reprodutivo dos hospedeiros (Šimková *et al.*, 2005), mudanças climáticas (Marcogliese, 2001), peixes imunocomprometidos (Jones, 2001), entre outros. Com isso, a coleta de informações sobre a

sazonalidade dos ectoparasitos é de grande relevância para prever o seu período reprodutivo, época de maior e menor intensidade e com isso, poder programar medidas de controle e erradicação dos mesmos. A compreensão dos diversos fatores que influenciam os níveis de parasitismo fornece informações epidemiológicas importantes para a realização de qualquer manejo sanitário e planejamento preventivo nas pisciculturas comerciais. Assim, o objetivo deste trabalho foi o monitoramento da intensidade e prevalência de monogenóideos branquiais, relacionando o aparecimento destes com as variáveis limnológicas e descrever a relação parasito/hospedeiro em duas pisciculturas comerciais produtoras de tilápia em tanques-rede.

Material e Métodos

Local de estudo e coleta das amostras

Foram realizadas coletas mensais no período de setembro de 2013 a agosto de 2014 em duas pisciculturas comerciais produtoras de tilápia-do-Nilo em tanques-rede, a piscicultura 1, localizada no Rio Tietê, cidade de Itaju (21°58'51'' S; 48°48'18'' O), São Paulo, Brasil e a piscicultura 2 no Rio Grande, cidade de Igarapava (47°45'30'' W; 20°02' S), São Paulo, Brasil.

A piscicultura 1 possui tanques-rede de grande dimensões de 78m³, e os peixes estavam na densidade de 120 kg de peixe/m³, na piscicultura 2, os tanques-rede são de pequena dimensões com 18m³ e densidade de 80 kg de peixe/m³.

Foram coletados no total 360 peixes de cada piscicultura (30 peixes por mês em cada piscicultura, sendo 10 de fase de produção) os quais foram separados por tamanhos pré-estabelecidos, abrangendo todas as fases de criação (fase I, fase II, fase III). Os dados foram agrupados a cada três meses, para caracterizar a estação do ano. Sendo setembro, outubro e novembro (primavera), dezembro, janeiro e fevereiro (verão), março, abril, maio (outono), junho, julho, agosto (inverno).

Coleta dos parasitos

As tilápias foram capturadas ao acaso dos tanques-rede, com o auxílio de puçás e a biometria realizada. Em seguida, foram eutanasiadas por secção da medula espinhal. Essa técnica foi utilizada para evitar o desprendimento dos ectoparasitos pelo uso de anestésico (Callaham & Noga, 2002). As brânquias foram removidas (*in loco*), os arcos branquiais separados e colocados individualmente em frascos plásticos contendo formalina (1:4000) (Rawson & Rogers, 1972 a, b). O material foi transportado ao Laboratório de Microbiologia e Parasitologia de Organismos Aquáticos do Centro de Aquicultura da Unesp e as brânquias raspadas suavemente com bisturi e o

conteúdo analisado em estereomicroscópio binocular Coleman® XTB/2B. Os espécimes encontrados foram coletados, quantificados e armazenados em microtubos com álcool 70%. A prevalência, intensidade média e abundância média de infestação foi calculada como proposto por Bush *et al.*, (1997) e os parasitos foram montados sobre lâmina e lamínula com Hoyer para identificação morfológica das espécies, conforme metodologia de Paperna & Thurston, (1969), Ergens (1981), Pariselle & Euzet, (1995). Para compreensão da dinâmica da infestação dos monogenóideos parasitando a tilápia, os dados das espécies identificadas foram agrupados, devido à dificuldade da separação de cada espécie no estereomicroscópio utilizando somente as características morfológicas (Akoll *et al.*, 2012; Bounboua *et al.*, 2008).

Variáveis limnológicas

Amostras de água foram coletadas em cinco pontos previamente demarcados em cada piscicultura e armazenadas em garrafas apropriadas de 1L. Após a coleta das tilápias, o oxigênio dissolvido (mg/L) e a temperatura (°C) foram aferidos com auxílio do oxímetro digital (modelo YSI 55) e o pH com o pHmetro (modelo YSI pH 100). No laboratório de Análise de Água do Caunesp, foram realizadas análises de alcalinidade (mg/L) (Gotherman *et al.*, 1978), amônia total (µg/L) (Koroleff, 1976), nitrato (µg/L) e nitrito (µg/L) (Gotherman *et al.*, 1978) e fósforo total (µg/L) (Mackereth *et al.*, 1978).

Análise histopatológica

Nas estações do ano em que os peixes apresentaram as maiores (verão e outono) e as menores (primavera e inverno) taxas de parasitismo, as brânquias foram separadas e armazenadas em frascos contendo formalina 10% tamponada para avaliação histopatológica. Posteriormente, foram incluídas em parafina, seccionadas em micrótomo (5 µm) e coradas com hematoxilina-eosina (Humason, 1972). As lâminas histológicas foram analisadas e microfotografias das lesões foram obtidas utilizando um fotomicroscópio Nikon E200® equipado com sistema de captura de imagem Moticam 2300®.

Análise estatística

O teste-Z para proporções foi usado para verificar diferenças entre a prevalência parasitária ao longo de todo o estudo. A abundância e a intensidade média em cada estação do ano foram comparadas pelo teste não-paramétrico de Kruskal-Wallis, seguido pelo método de Dunn.

Para determinar possíveis correlações entre o comprimento total e o peso dos hospedeiros e a abundância parasitária foi utilizado o coeficiente de correlação de Pearson (r) e o coeficiente de

correlação de Spearman (rs) e os hospedeiros foram divididos em classes de tamanhos pré-estabelecidos (Zar, 1996).

No estudo da interdependência entre os níveis de parasitismo e as variáveis limnológicas foi utilizado o coeficiente de correlação de Spearman (rs) similarmente ao utilizado por Madsen *et al.*, (2000).

Todos os dados foram avaliados previamente com o teste de Kolmogorov-Smirnov. O software utilizado para todas as análises estatísticas foi o GraphPad Prism 6.0. Diferenças significativas foram consideradas com $P < 0,05$.

Resultados

Identificação parasitológica

Nas duas pisciculturas estudadas, os monogenóideos encontrados e identificados foram os mesmos. As características principais de identificação foram: Dois pares de ocelos, três pares de glândulas adesivas na extremidade anterior, faringe musculosa, dois pares de âncoras, duas barras, uma ventral e a outra dorsal com duas aurículas (Bayoumy & El-Monem, 2012; Bukinga *et al.*, 2012; Pariselle *et al.*, 2003; Le Roux & Avenant-Oldewage, 2010). As particularidades são descritas a seguir:

***Cichlidogyrus sclerosus* Paperna & Thurston, 1969**

(Monogenoidea: Ancyrocephalidae)

Parasito grande, medindo aproximadamente 100 μm , com haptor menor. O órgão copulatório é grande, fino e arqueado, e é associado com uma placa dentada (Douëllou, 1993).

***Cichlidogyrus halli* Price & Kirk, 1967**

(Monogenoidea: Ancyrocephalidae)

Presença de haptor arredondado, estruturas esclerotizadas grandes e robustas. O órgão copulatório possui forma de S e a vagina não é visível (Douëllou, 1993).

***Cichlidogyrus thurstonae* Ergens, 1981**

(Monogenoidea: Ancyrocephalidae)

Âncoras longas e arqueadas, barra ventral com duas aurículas na parte convexa, o pênis é tubular e a peça acessória está associada com uma grande placa (Pariselle *et al.*, 2003).

***Scutogyrus longicornis* Paperna & Thurston, 1969**
(Monogenoidea: Ancyrocephalidae)

A barra ventral é extremamente arqueada e larga lateralmente, com duas grandes aurículas. Diferindo do gênero *Cichlidogyrus* spp. possui uma estrutura em forma de leque (Pariselle & Euzet, 1995).

Variação sazonal e características do hospedeiro

As tilápias foram divididas de acordo com o peso obtido na piscicultura, sendo divididas em fase I, fase II e fase III (Tabela 1 e 2). Com relação à variação sazonal, está demonstrou afetar a ocorrência de monogenódeos infestando a tilápia nas duas pisciculturas estudadas. A prevalência parasitária foi elevada em todas as coletas em ambas as pisciculturas, variando de 70% a 100%. A maior abundância e intensidade média do parasitismo foram no verão e no outono em todas as fases de criação. As duas pisciculturas apresentaram o mesmo padrão de variação sazonal (Tabela 1 e 2).

Tabela 1. Peso médio, prevalência parasitária (%), abundância média de infestação (AMI) e intensidade média de infestação (IMI) por monogenódeos em tilápia-do-Nilo no período setembro de 2013 a agosto de 2014 na piscicultura 1, localizada no Rio Tietê.

Piscicultura 1					
	N	Peso Médio± DP	%P	AMI ± DP (Mín.-Máx.)	IMI ± DP (Mín.-Máx.)
Fase I					
Primavera	30	121,5±24,2	93,33% A	13,7± 18,4 (0-81)B	14,7± 19,3 (1-81) B
Verão	30	154,3±15,1	100% A	15,5± 17,1 (1-181) AB	15,5± 17,1 (1-181) AB
Outono	30	150,2±13,1	100% A	49,8± 45,5 (2-166) A	49,8± 45,5(2-166) A
Inverno	30	110,5±72,24	93,33% A	8,0± 7,4 (0-29) B	9,0± 7,6 (1-29) B
Fase II					
Primavera	30	358,8±51,4	96,66% A	16,2± 13,4 (0-48) AB	16,7± 13,3 (2-48) B
Verão	30	335,1±65,02	100% A	40,3± 38,7 (1-155) A	40,3± 38,7 (1 e 155) A
Outono	30	326,2± 29,10	96,66% A	35,3± 30,8 (0-119) A	39,2± 30,0 (2- 119) A
Inverno	30	317,5±112,99	93,33% A	6,6± 6,4 (0-25) B	7,1± 6,4 (1-25) B
Fase III					
Primavera	30	664,5± 131,2	96,66% A	19,6± 15,3 (0-59) B	21± 14,9 (1-59) B
Verão	30	847,53±6,59	100% A	46,9± 50,3 (2-251) A	46,9± 50,3 (2-251) A
Outono	30	726,2±158,8	96,66% A	52± 65,8(0-218) A	53,7± 66,2 (1-218) A
Inverno	30	638,9±148,0	93,33% A	10,8± 13,3 (0-67) B	11,6± 13,4 (1-67) B

DP = Desvio padrão e Mín-Máx. = menores e os maiores valores de parasitismo encontrados. N = quantidade de peixes analisados. As letras maiúsculas indicam diferença estatística entre as estações do ano ($P < 0,05$).

Tabela 2: Peso médio, prevalência parasitária (%), abundância média de infestação (AMI) e intensidade média de infestação (IMI) por monogenóideos em tilápia-do-Nilo no período setembro de 2013 a agosto de 2014 na piscicultura 2, localizada no Rio Grande.

Piscicultura 2					
	N	Peso Médio± DP	%P	AMI ± DP (Mín.-Máx.)	IMI ± DP (Mín.-Máx.)
Fase I					
Primavera	30	74,8±52,7	77% A	5,5± 7,0 (0-35) B	7,1± 7,2 (1-35) B
Verão	30	68,9±31,5	90% A	34,0± 42,9 (0-194) A	37,8± 43,6 (1-194) A
Outono	30	141,0±52,0	100% A	30,2± 21,0 (2-115) A	30,2± 21,0 (2-115) A
Inverno	30	76,2±36,7	100% A	21,3± 30,6(1-171) AB	21,3± 30,6 (1-171) AB
Fase II					
Primavera	30	288,1±83,1	70% A	7,0± 8,1 (0-40) B	10,0± 7,8(2-40) B
Verão	30	266,3±54,8	100% A	49,3± 61,3 (2-249) A	49,3± 61,3 (2-249) A
Outono	30	365,1±48,1	100% A	46,8± 27,0 (10-101) A	46,8± 27,0(10-101) A
Inverno	30	307,4±72,3	100% A	16,9± 19,1 (1-91) AB	16,9± 19,1 (1-91) AB
Fase III					
Primavera	30	657,0±103,4	70% A	7,5± 8,0 (0-27) B	10,7± 7,6 (3-27) B
Verão	30	587,4±73,4	100% A	22,4± 15,1 (4-79) A	22,4± 15,1 (4-79) A
Outono	30	840,3±317,3	93% A	131,7± 211,3 (0-802) A	141,1± 215,8 (1-802) A
Inverno	30	933,1±56,5	100% A	42,9± 36,0 (3-175) A	42,9± 36,0 (3-175) A

DP = Desvio padrão e Mín-Máx. = menores e os maiores valores de parasitismo encontrados. N = quantidade de peixes analisados. As letras maiúsculas indicam diferença estatística entre as estações do ano ($P < 0,05$).

A piscicultura 1 apresentou fraca correlação positiva entre o comprimento total $r_s=0,1328$ $P=0,0117$ e o peso $r_s= 0,1171$ $P=0,0263$ associado aos níveis de parasitismo, assim como a piscicultura 2 (comprimento total $r_s=0,2218$ $P < 0,001$ e peso $r_s=0,2230$ $P < 0,001$).

Níveis de parasitismo e variáveis limnológicas

Os peixes das três fases de criação foram agrupados em cada período específico do ano (primavera, verão, outono e inverno) para o cálculo da relação entre o parasitismo por

monogenóideos e as variáveis limnológicas da água (Tabela 3). Os resultados das análises limnológicas realizadas demonstraram que estão dentro do recomendado para a criação de peixes tropicais (Vinatea-Arana, 2004; Zaniboni-Filho, 2004), porém foi observada correlação tanto positiva quanto negativa em algumas variáveis e a quantidade de parasitos encontrados.

A temperatura da água, nas duas pisciculturas estudadas apresentou correlação positiva com o parasitismo (piscicultura 1, $r_s=0,26$ e $P<0,001$ e piscicultura 2, $r_s=0,25$ e $P<0,0001$). Já a alcalinidade ($r_s=-0,27$ e $P<0,0001$), nitrito ($r_s=-0,22$ e $P<0,0001$) e nitrato ($r_s=-0,14$ e $P=0,0063$) apresentaram correlação negativa com o parasitismo na piscicultura 1. Na piscicultura 2, o pH ($r_s=-0,20$ e $P<0,0001$), alcalinidade ($r_s=-0,16$ e $P=0,0014$), nitrito ($r_s=-0,27$ e $P<0,0001$), nitrato ($r_s=-0,23$ e $P<0,0001$) e o fósforo total ($r_s=-0,15$ e $P=0,003$) demonstraram correlação negativa com as taxas de parasitismo (Figura 2). O oxigênio dissolvido (piscicultura 1, $r_s=-0,03$ e $P=0,48$, piscicultura 2, $r_s=-0,03$ e $P=0,57$) e a amônia total (piscicultura 1, $r_s=-0,07$ e $P=0,13$, piscicultura 2, $r_s=-0,09$ e $P=0,07$) não demonstraram relação com os índices parasitológicos nas pisciculturas estudadas (Figura 1).

Tabela 3: Variáveis limnológicas encontradas nas duas pisciculturas estudadas nas quatro estações do ano.

Piscicultura 1				
	Primavera	Verão	Outono	Inverno
Temperatura (°C)	25,4±2,0	29±0,8	25,9±2,0	21,1±0,4
Oxigênio Dissolvido (mg/L)	5,3±0,4	6,1±2,9	5,1±1,0	8,8±1,5
pH	6,9±0,6	7,5±0,7	7±0,5	7,9±0,6
Alcalinidade (mg/L)	49,5±2,7	35,7±13,1	50,2±0,9	50,2±1,0
Nitrito (µg/L)	34,0±4,2	37,4±18,0	31,6±17,5	22,3±7,7
Nitrato (µg/L)	992,1±490,1	647,2±85,4	809,1±144,8	684,4±13,2
Amônia (µg/L)	83,2±43,9	84,9±30,2	122,1±33,8	314,0±139,5
Fósforo total (µg/L)	98,7±43,6	96,5±7,4	69,1±28,5	85,4±22,20
Piscicultura 2				
	Primavera	Verão	Outono	Inverno
Temperatura (°C)	24,2±0,5	29,3±1,7	26,9±1,5	22,4±0,9
Oxigênio Dissolvido (mg/L)	6,8±0,1	6,8±0,7	6,7±0,1	7,1±0,2

pH	6,5±0,1	6,7±0,6	6,3±0,1	6,5±0,1
Alcalinidade (mg/L)	14,1±2,0	13,8±2,9	14,3±1,2	15,4±2,1
Nitrito (µg/L)	5,1±0,2	4,9±0,2	3,4±2,2	3,8±0,7
Nitrato (µg/L)	307,5±23,9	252,2±25,4	404,7±56,0	281,2±45,6
Amônia (µg/L)	167,5±90,5	132,7±80,6	117,2±56,0	192,3±82,9
Fósforo total (µg/L)	55,2±9,2	43,7±18,0	32,5±9,2	15,3±7,0

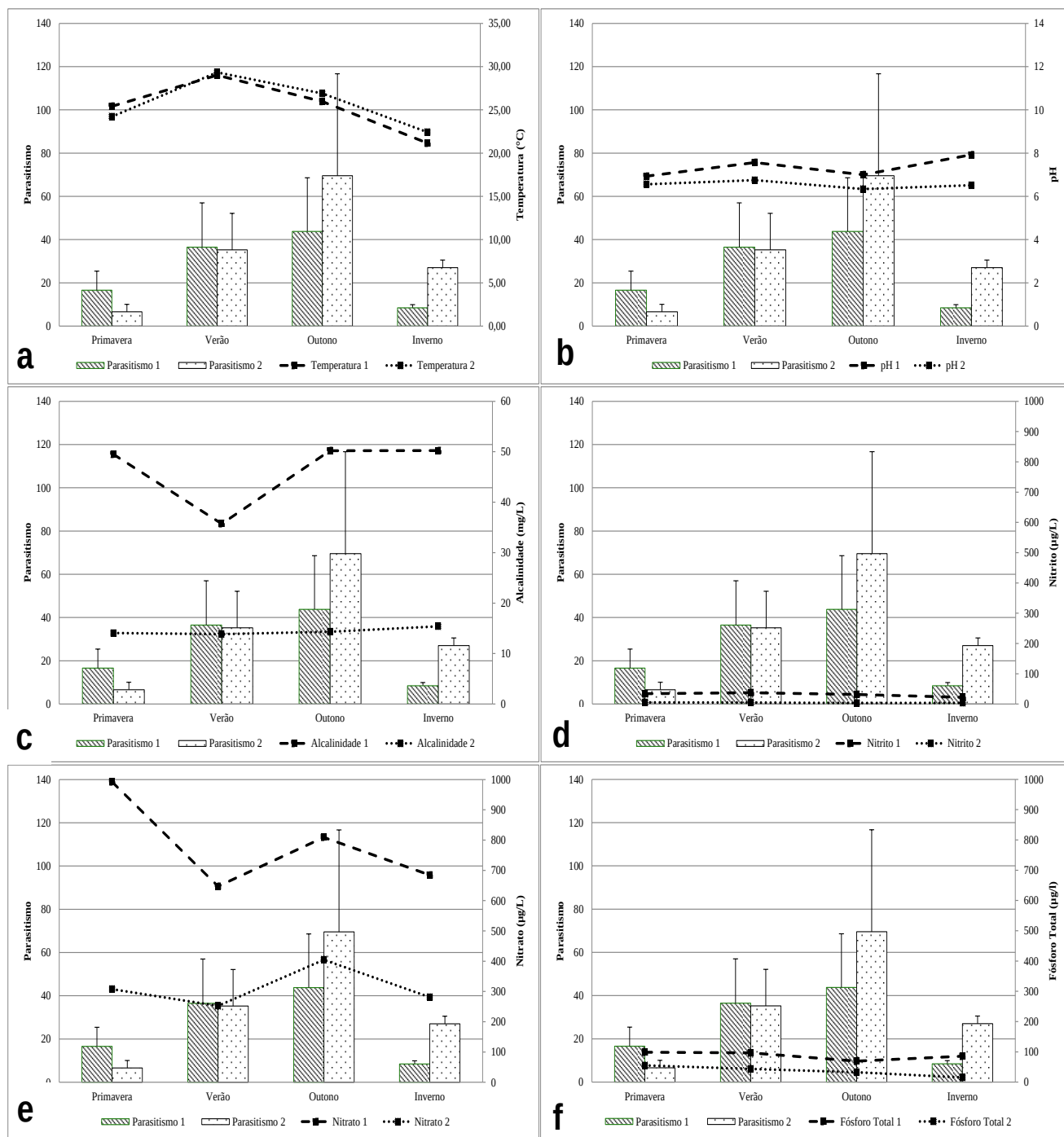


Figura 1: Correlação entre as médias das variáveis limnológicas (linhas) nas duas pisciculturas estudadas com as médias das taxas de parasitismo (barras).

a=Temperatura expressa em °C, b=pH, c=Alcalinidade (mg/L), d=Nitrito (µg/L), e=Nitrato (µg/L), f=Fósforo total (µg/L).

Análise histopatológica

As lesões braquiais encontradas na tilápia, nas duas pisciculturas, foram proporcionais à intensidade parasitária. Graus variados de hiperplasia lamelar foram observados, algumas com fusão total da lamela secundária. Outras lesões como descolamento do epitélio lamelar, edema, congestão e telangectasia foram observadas. Nos períodos de maior infestação por monogenóides, foram observados cistos bem delimitados, de coloração basofílica nas lamelas secundárias em aproximadamente 90% dos peixes analisados. Foram observados de 1 a 20 cistos na estrutura lamelar (Figura 2).

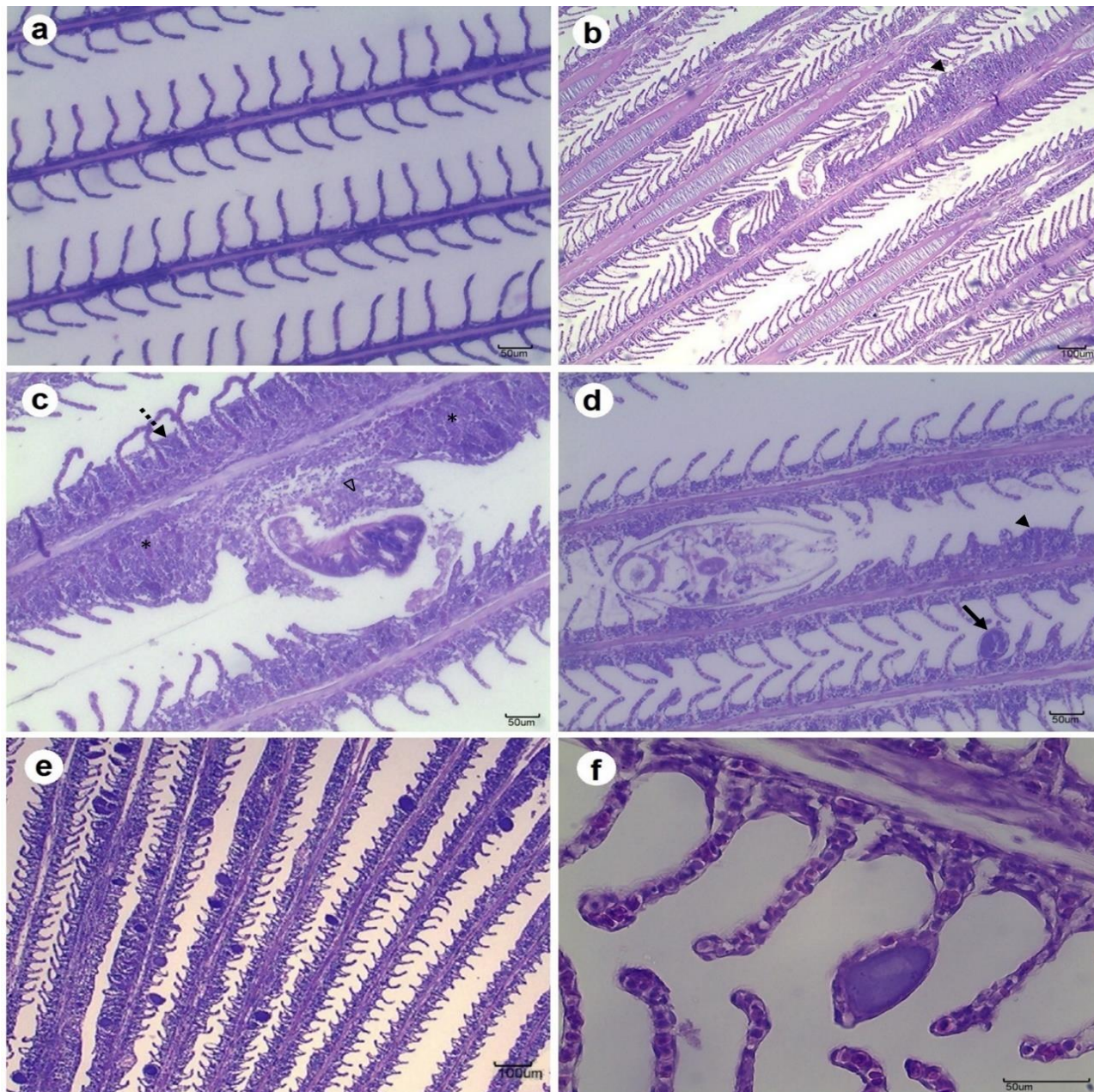


Figura 2: (a) Brânquia de tilápia corada com HE sem alterações. Barra de escala: 50µm. (b) Dois monogenóides fixados na parte basal do epitélio lamelar, com área com total fusão interlamelar

(cabeça de seta). Barra de escala: 100µm (c) Monogenóideo parasitando o filamento branquial, hipertrofia do epitélio basal (seta pontilhada), intenso infiltrado de células inflamatórias eosinofílicas e mononucleares (asteriscos), debris celulares (ponta de seta vazia) ao redor do parasito. Barra de escala: 50µm. (d) Fusão parcial do epitélio lamelar (cabeça de seta) e um cisto (seta curta). Barra de escala: 50µm. (e) Diversos cistos nas lamelas secundárias, com proliferação do epitélio em diferentes graus. Barra de escala: 100µm. (f) Detalhe para um cisto basofílico com material amorfo no interior presente na lamela secundária. Barra de escala: 100µm.

Discussão

A comunidade parasitária encontrada nas brânquias da tilápia foi composta por *Cichlidogyrus sclerosus*, *Cichlidogyrus halli*, *C. thurstonae* e *Scutogyrus longicornis*, as quais provocaram infecções mistas, já reportadas (Buchmann & Lindenstrøm, 2002; Ibrahim, 2012). Estes ectoparasitos são os mesmo descritos em outros estudos realizados no Brasil (Ghiraldelli *et al.*, 2006; Graça & Machado, 2007; Lizama *et al.*, 2007; Martins *et al.*, 2010; Jerônimo *et al.*, 2011; Bittencourt *et al.*, 2014; Martins *et al.*, 2014; Zago *et al.*, 2014; Dotta *et al.*, 2015), no México (Sanchez-Ramirez *et al.*, 2007; León *et al.*, 2010; Aguirre-Fey *et al.*, 2015), no Egito (Mahmoud *et al.*, 2011), no Quênia (Rindoria *et al.*, 2015), na Uganda (Akoll *et al.*, 2012a; Akoll *et al.*, 2012b), na República Democrática do Congo (Bukinga *et al.*, 2012) e na Tailândia (Thongdon *et al.*, 2012; Lerssutthichawal *et al.*, 2015).

A prevalência parasitária foi elevada nas duas pisciculturas estudadas durante as quatro estações do ano, variando de 70% a 100%, porém, a maior abundância e intensidade de parasitismo foram observadas nos peixes durante o verão e outono, comprovando assim, a variação sazonal destes ectoparasitos. Estes resultados foram semelhantes aos de Mahmoud *et al.*, (2011) que encontraram maiores infestações por monogenóideos em tilápia-do-Nilo no outono e por Le Roux *et al.*, (2011) que encontraram o maior número de parasitos *Cichlidogyrus philander* em *Pseudocrenilabrus philander* no verão. Diferentemente foi observado por Jerônimo *et al.*, (2011), observaram que as maiores taxas de parasitismo por monogenóideos em tilápias aconteceram no inverno e na primavera assim, como o estudo proposto por Khidr (1990) com *Enterogyrus cichlidarum* parasitando o estômago de *Tilapia* spp. Níveis elevados de parasitismo por *Cichlidogyrus liberianus* e *C. arthracanthus* também foram observados na primavera em tilápia (Marzouk *et al.*, 2013) e em *Tilapia zilli* na primavera e no inverno (Khidr *et al.*, 2015).

Diversos fatores bióticos e abióticos afetam a quantidade de parasitos nos peixes (Lizama *et al.*, 2006), e a temperatura da água tem grande influência na dinâmica populacional destes ectoparasitos (Kennedy, 1982; Poulin & Rohde, 1997; Aydoğdu *et al.*, 2003; Ernst *et al.*, 2005;

Aydoğdu, 2006). Šimková *et al.* (2001), ao estudarem comunidades de dactilogirídeos, constataram a baixa abundância de *Dactylogyrus crucifer*, *D. nanus*, *D. rutili* e *D. suecicus* em temperaturas próximas de 30°C. Hoffman (1976) registrou que, aparentemente, muitas espécies de monogenóideos se reproduzem mais rapidamente em baixas temperaturas que em temperaturas altas, além de serem afetados pela eutrofização e pela poluição. No presente estudo, os maiores níveis de parasitismo ocorreram no verão (29,0°C piscicultura 1 e 29,3°C piscicultura 2) e no outono (25,9°C piscicultura 1 e 26,9°C piscicultura 2), em todas as fases de criação. Assim como relatado por Hirazawa *et al.*, (2010), sendo que os parasitos monogenóideos aumentaram a capacidade de infestação com a elevação da temperatura da água de 20°C para 30°C. Outra correlação positiva entre parasitismo e a temperatura da água ocorreu em *Carassius carassius* infestados por duas espécies de monogenóideos (Aydoğdu, 2006). Altas temperaturas influenciam o parasitismo, pois diminuem o período de reprodução dos monogenóideos, aumentando seu crescimento e liberando uma grande quantidade de ovos (El-Naggar & Khidr, 1986).

Por outro lado, o pH, alcalinidade, nitrito, nitrato e fósforo total apresentaram correlação negativa com o parasitismo ao longo de todas as estações do ano. O oxigênio dissolvido e a amônia não apresentaram nenhuma correlação com o parasitismo neste estudo. Skinner (1982) observou elevada infestação por monogenóideos em ambientes com níveis de amônia elevados. Marcogliese & Cone, (1996) descreveram redução na comunidade de parasitos em locais com pH maior que 5,4. Portanto, este estudo demonstrou que a qualidade da água pode interferir nas comunidades parasitárias de tilápia criadas em tanques-rede (Moraes & Martins, 2004; Garcia *et al.*, 2003; Martins *et al.*, 2010; Modu *et al.*, 2012; Suliman & Al-Harbi, 2015). Uma das causas de estresse aos peixes está relacionada a qualidade inadequada da água, como níveis elevados de matéria orgânica, pH muito alto ou muito baixo, temperatura inadequada e baixa concentração oxigênio dissolvido na água (Garcia *et al.*, 2009).

Outro fator muito importante a ser considerado é a característica física do hospedeiro, como o tamanho corporal e peso (Lizama *et al.*, 2005). Houve uma baixa correlação positiva entre o comprimento total e o peso das tilápias analisadas com a carga de parasitos que elas abrigavam nas brânquias, devido ao aumento da superfície branquial, a qual aumentou a área disponível para fixação dos monogenóideos (Cable & Van Oosterhout, 2007). O fluxo de água que atravessa as brânquias também é maior quanto maior for o peixe, assim, as larvas de parasitos podem encontrar mais facilmente um sítio ideal para seu parasitismo em peixes maiores (Šimková *et al.*, 2006). Outra possibilidade é que os peixes maiores ficam mais tempo expostos aos parasitos no ambiente que os menores (Zander, 2004). Diversos autores relataram correlação positiva entre tamanho/peso do hospedeiro com as taxas de parasitismo por monogenóideos (Khidr, 1990; Antonelli & Marchand, 2012; Ibrahim, 2012; Blahoua *et al.*, 2015).

Os parasitos *C. thurstonae*, *C. halli*, *C. tilapiae*, *C. rognoni* e *Scutogyrus longicornis* não apresentaram nenhuma correlação com o comprimento da tilápia (Boungou *et al.*, 2008).

Os peixes criados em sistema intensivo ficam mais predispostos a adquirir doenças causadas por bactérias, parasitos e fungos, que normalmente não os afetariam no ambiente natural, devido a proximidades dos peixes nesse tipo de sistema (Özer & Erdem, 1998). Nesse tipo de sistema de criação, as infestações parasitárias são comuns e podem acarretar elevadas taxas de mortalidade (Khan, 2009).

As brânquias dos peixes respondem prontamente as injúrias causadas tanto por parasitos como pelo ambiente aquático (Fujimoto *et al.*, 2014). As tilápias deste estudo apresentaram alterações branquiais que comprometem sua função respiratória. O haptor dos monogenóideos é formado por âncoras, ganchos e barras que se prendem fortemente nas lamelas braquiais, provocando lesões que permitem a entrada de agentes oportunistas secundários, como as bactérias. Sugere-se que os monogenóideos atuem como transportadores para epiteliocisto ou “doença cística das brânquias” (Crespo & Pádrós, 1990; Padrós & Crespo, 1995; Pádua *et al.*, 2015). O epiteliocisto pode ser causado por inúmeras bactérias dos gêneros *Rickettsia* e *Chlamydia* (Nylund *et al.*, 1998; Nowak & LaPatra, 2006) e na análise histopatológica, a característica principal são células hipertróficas com material basofílico em seu interior (Paperna, 1977; Lima *et al.*, 2001). Pádua *et al.* (2015) associaram o aparecimento de epiteliocisto com infecções mistas por *Trichodina centrostrigeata*, *Paratrichodina africana* e *Chilodonella hexasticha*.

Assim, pode-se concluir que as comunidades de monogenóideos que infestam a tilápia-do-Nilo em tanques-rede são influenciadas por diversos fatores como sazonalidade, características físicas dos hospedeiros e pela qualidade da água. São parasitos que não causam grandes prejuízos em infestações baixas, porém, quando a carga parasitária aumenta, há ocorrência de lesões consideráveis, inclusive por agentes oportunistas. Novos estudos devem ser conduzidos neste sentido, principalmente epidemiológicos, para auxiliar no planejamento de estratégias de controle e combate às doenças que acometem tilápias em pisciculturas intensivas.

Agradecimentos

As pisciculturas participantes do estudo pelo fornecimento dos peixes e a empresa Trouw Nutrition pelo suporte financeiro.

Referências

- Aguirre-Fey, D., Benítez-Villa, G. E., de León, G.P.P., & Rubio-Godoy, M.** (2015). Population dynamics of *Cichlidogyrus* spp. and *Scutogyrus* sp.(Monogenea) infecting farmed tilapia in Veracruz, México. *Aquaculture*, 443, 11-15.
- Akoll, P., Fioravanti, M.L., Konecny, R., & Schiemer, F.** (2012a). Infection dynamics of *Cichlidogyrus tilapiae* and *C. sclerosus* (Monogenea, Ancyrocephalinae) in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) from Uganda. *Journal of helminthology*, 86(03), 302-310.
- Akoll, P., Konecny, R., Mwanja, W.W., Nattabi, J.K., Agoe, C., & Schiemer, F.** (2012b). Parasite fauna of farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and African catfish (*Clarias gariepinus*) in Uganda. *Parasitology research*, 110(1), 315-323.
- Aloo, P. A.** (2002). A comparative study of helminth parasites from the fish *Tilapia zillii* and *Oreochromis leucostictus* in Lake Naivasha and Oloidien Bay, Kenya. *Journal of helminthology*, 76(02), 95-102.
- Antonelli, L., Quilichini, Y., & Marchand, B.** (2012). *Lernanthropus kroyeri* (Van Beneden and Hesse 1851) parasitic Copepoda (Siphonostomatoidae, Lernanthropidae) of European cultured sea bass *Dicentrarchus labrax* (Linnaeus 1758) from Corsica: ecological and morphological study. *Parasitology research*, 110(5), 1959-1968.
- Aydoğdu, A.** (2006). Variations in the infections of two monogenean species parasitizing the gills of the crucian carp (*Carassius carassius*), in relation to water temperature over a period of one year in Golbasi Dam Lake, Bursa, Turkey. *Bulletin-European Association of Fish Pathologists*, 26(3), 112.
- Aydoğdu, A., Kostadinova, A., & Fernandez, M.** (2003). Variations in the distribution of parasites in the common carp, *Cyprinus carpio*, from Lake Izник, Turkey: Population dynamics related to season and host size. *Helminthologia*, 40(1), 33-40.
- Bayoumy, E.M., & El-Monem, S.A.** (2012). Functional adaptation of branchial and stomach dactylogyrid monogenean: *Cichlidogyrus* and *Enterogyrus* isolated from *Oreochromis niloticus*. In *Proceedings of the 5th Global Fisheries and Aquaculture Research Conference, Faculty of Agriculture, Cairo University, Giza, Egypt, 1-3 October 2012* , 353-360.
- Bittencourt, L.S., Pinheiro, D. A., Cárdenas, M.Q., Fernandes, B.M., & Tavares-Dias, M.** (2014). Parasites of native Cichlidae populations and invasive *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) in tributary of Amazonas River (Brazil). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 23(1), 44-54.
- Blahoua, K.G., Yao, S.S., Etilé, R.N., & N'Douba, V.** (2015). Infection dynamics of four gill Monogenean species from *Tilapia zillii* (Gervais, 1848) in man-made Lake Ayame I, Côte d'Ivoire. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 9(1), 12-23.
- Boungou, M., Kabre, G.B., Marques, A., & Sawadogo, L.** (2008). Dynamics of population of five parasitic monogeneans of *Oreochromis niloticus* Linné, 1757 in the Dam of Loumbila and possible interest in intensive pisciculture. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 11(10), 1317-1323.

- Buchmann, K., & Lindenstrøm, T.** (2002). Interactions between monogenean parasites and their fish hosts. *International journal for parasitology*, 32(3), 309-319.
- Bukinga, F.M., Vanhove, M.P., Van Steenberge, M., & Pariselle, A.** (2012). Ancyrocephalidae (Monogenea) of Lake Tanganyika: III: *Cichlidogyrus* infecting the world's biggest cichlid and the non-endemic tribes *Haplochromini*, *Oreochromini* and *Tylochromini* (Teleostei, Cichlidae). *Parasitology research*, 111(5), 2049-2061.
- Bush, A.O., Lafferty, K.D., Lotz, J. M., & Shostak, A.W.** (1997). Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *The Journal of parasitology*, 575-583.
- Cable, J., & Van Oosterhout, C.** (2007). The impact of parasites on the life history evolution of guppies (*Poecilia reticulata*): the effects of host size on parasite virulence. *International journal for parasitology*, 37(13), 1449-1458.
- Callahan, H.A., & Noga, E.J.** (2002). Tricaine dramatically reduces the ability to diagnose protozoan ectoparasite (*Ichthyobodo necator*) infections. *Journal of fish diseases*, 25(7), 433-437.
- Crespo, J.F., & Crespo, R.F.** (2003). Monogenean parasites in Mexican fish: a recapitulation. *Técnica Pecuaria en México*, 41(2), 175-192.
- Crespo, S., Grau, A., & Padrós, F.** (1990). Epitheliocystis disease in the cultured amberjack, *Seriola dumerili* Risso (Carangidae). *Aquaculture*, 90(3), 197-207.
- Dotta, G., Brum, A., Jeronimo, G. T., Maraschin, M., & Martins, M.L.** (2015). Effect of dietary supplementation with propolis and *Aloe barbadensis* extracts on hematological parameters and parasitism in Nile tilapia. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 24(1), 66-71.
- Douëllou, L.** (1993). Monogeneans of the genus *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Dactylogyridae: Ancyrocephalinae) from cichlid fishes of Lake Kariba (Zimbabwe) with descriptions of five new species. *Systematic Parasitology*, 25(3), 159-186.
- El-Naggar, M.M., & Khidr, A.A.** (1986). Survey of population dynamics of Cichlidogyrus monogeneans from the gills of three *Tilapia* spp. from Damietta branch of the River Nile in Egypt. *Proceedings of the Zoological Society of the Arab Republic of Egypt*, 12, 275-286.
- Ergens, R.** (1981). Nine species of the genus *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea: Ancyrocephalinae) from Egyptian fishes. *Folia parasitologica*.
- Ernst, I., Whittington, I.D., Corneillie, S., & Talbot, C.** (2005). Effects of temperature, salinity, desiccation and chemical treatments on egg embryonation and hatching success of *Benedenia seriolae* (Monogenea: Capsalidae), a parasite of farmed *Seriola* spp. *Journal of fish diseases*, 28(3), 157-164.
- Fernández, J. G. G.** (2012). Parasitofauna of tilapia cause mortalities in fingerlings in two fishfarms, Lima, Peru. *Neotropical Helminthology*, 6(2), 219-229.
- Fujimoto, R.Y., de Souza Neves, M., Santos, R.F.B., da Cruz, C., Diniz, D.G., & Eiras, J.C.** (2014). Histopathological evaluation of seven Amazon species of freshwater ornamental armored catfish. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 36(3), 349-355.

- Garcia, F., Fujimoto, R.Y., Martins, M.L., & Moraes, F.R.** (2003). Parasitismo de *Xiphophorus* spp. por *Urocleidoides* sp. e sua relação com os parâmetros hídricos. *Bol. Inst. Pesca*, 29, 123-131.
- Garcia, F., Fujimoto, R. Y., Martins, M.L., & Moraes, F.R.D.** (2009). Protozoan parasites of *Xiphophorus* spp.(Poeciliidae) and their relation with water characteristics. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 61(1), 156-162.
- Ghiraldelli, L., Martins, M.L., Jerônimo, G.T., Yamashita, M.M., & Adamante, W.B.** (2006). Ectoparasites communities from *Oreochromis niloticus* cultivated in the State of Santa Catarina, Brazil. *J Fish Aquat Sci*, 2, 181-190.
- Gotherman, H., Clymo, R.S., & Ohnstad, M.A.M.** (1978). Methods for physical and chemical analysis of fresh water. *Osney Mead: Blackwell Sci.*
- Graça, R. J., & Machado, M.H.** (2007). Ocorrência e aspectos ecológicos de metazoários parasitos de peixes do Lago do Parque do Ingá, Maringá, Estado do Paraná. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 29(3), 321-326.
- Hirazawa, N., Takano, R., Hagiwara, H., Noguchi, M., & Narita, M.** (2010). The influence of different water temperatures on *Neobenedenia girellae* (Monogenea) infection, parasite growth, egg production and emerging second generation on amberjack *Seriola dumerili* (Carangidae) and the histopathological effect of this parasite on fish skin. *Aquaculture*, 299(1), 2-7.
- Hoffman, G.L.** (1976). Fish diseases and parasites in relation to the environment. *Fish pathology*, 10(2), 123-128.
- Humason, G.L.** (1972). Animal Tissue Techniques. W. H. Freeman and Company, San Francisco.
- Ibrahim, M. M.** (2012). Variation in parasite infracommunities of *Tilapia zillii* in relation to some biotic and abiotic factors. *Int. J. Zool. Res*, 8(2), 59-70.
- Jerônimo, G.T., Speck, G.M., Cechinel, M.M., Gonçalves, E.L.T., & Martins, M.L.** (2011). Seasonal variation on the ectoparasitic communities of Nile tilapia cultured in three regions in southern Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, 71(2), 365-373.
- Kennedy, C.R.** (1982). Biotic factors. In *Parasites-their world and ours. Proceedings of the fifth International Congress of Parasitology. Toronto, Canada* (pp. 293-302).
- Khan, R.A.** (2009). Parasites causing disease in wild and cultured fish in Newfoundland. *Icelandic Agricultural Sciences*, 22, 29-35.
- Khidr, A.A.** (1990). Population dynamics of *Enterogyrus cichlidarum* (Monogenea: Ancyrocephalinae) from the stomach of *Tilapia* spp. in Egypt. *International Journal for Parasitology*, 20(6), 741-745.
- Khidr, A.A., Tantawy, S. A., El-Gawad, A. M.A., & Mashaly, M.I.** (2015). Impact of ecological factors on seasonal variations of some helminth parasites infecting *Tilapia zilli*, Egypt. *Journal of Environmental Sciences*, 44(1), 93-111.

- Landsberg, J.H., Blakesley, B.A., Reese, R.O., McRae, G., & Forstchen, P.R.** (1998). Parasites of fish as indicators of environmental stress. *Environmental Monitoring and Assessment*, 51(1-2), 211-232.
- Le Roux, L.E., & Avenant-Oldewage, A.** (2010). Checklist of the fish parasitic genus *Cichlidogyrus* (Monogenea), including its cosmopolitan distribution and host species. *African Journal of Aquatic Science*, 35(1), 21-36.
- Le Roux, L.E., Avenant-Oldewage, A., Van der Walt, F.C., & van Wyk, J.H.** (2011). Aspects of the ecology of *Cichlidogyrus philander* collected from *Pseudocrenilabrus philander philander* from the Padda Dam, Gauteng, South Africa. *African Zoology*, 46(1), 103-116.
- León, G.P.P., Rosas-Valdez, R., Aguilar-Aguilar, R., Mendoza-Garfias, B., Mendoza-Palmero, C., García-Prieto, L. & Domínguez-Domínguez, O.** (2010). Helminth parasites of freshwater fishes, Nazas River basin, northern Mexico. *Check List*, 6(1), 026.
- Lerssutthichawal, T., Maneepitaksanti, W., & Purivirojkul, W.** (2015). Gill Monogeneans of Potentially Cultured Tilapias and First Record of *C. mbirizei* Bukinga et al., 2012 in Thailand. *Walailak Journal of Science and Technology (WJST)*, 13(6).
- Lima, F.C., Machado, A.P.G., Borges, A.P., Lima, C.H.A., de Moraes Andrade, C., & de Mesquita, E.D.F.M.** (2001). Doença epiteliocística em *Tilapia nilotica* (Linnaeus, 1758) no estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Ciência Rural*, 31(3), 519-520.
- Lizama, M.A.P., Takemoto, R.M., & Pavanelli, G.C.** (2006). Parasitism influence on the hepato, splenosomatic and weight/length relation and relative condition factor of *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836)(Prochilodontidae) of the Upper Paraná River floodplain, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 15(3), 116-122.
- Lizama, M.A.P., Takemoto, R.M., Ranzani-Paiva, M.J.T., da Silva Ayroza, L.M., & Pavanelli, G.C.** (2007). Relação parasito-hospedeiro em peixes de pisciculturas da região de Assis, Estado de São Paulo, Brasil. 1. *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1757). *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 29(2), 223-231.
- Lizama, M.A.P., Takemoto, R.M., & Pavanelli, G.C.** (2005). Influence of host sex and age on infracommunities of metazoan parasites of *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836)(Prochilodontidae) of the Upper Paraná River floodplain, Brazil. *Parasite*, 12(4), 299-304.
- Mackereth, F.J.H., Heron, J., & Talling, J.F.** (1978). *Water analysis: some revised methods for limnologists* (Vol. 36). Ambleside: Freshwater Biological Association.
- Madsen, H.C., Buchmann, K., & Møllergaard, S.** (2000). Association between trichodiniasis in eel (*Anguilla anguilla*) and water quality in recirculation systems. *Aquaculture*, 187(3), 275-281.
- Mahmoud, A., Zaki, M.S., Desouky, A.R.Y., Abbas, H.H., Hady, O.K.A., & Zaid, A.A.A.** (2011). Seasonal variations and prevalence of some external parasites affecting freshwater fishes reared at upper Egypt. *Life Science Journal*, 8(3).
- Marcogliese, D. J.** (2001). Implications of climate change for parasitism of animals in the aquatic environment. *Canadian Journal of Zoology*, 79(8), 1331-1352.

- Marcogliese, D.J., & Cone, D.K.** (1996). On the distribution and abundance of eel parasites in Nova Scotia: influence of pH. *The Journal of parasitology*, 389-399.
- Martins, M.L., Azevedo, T.M., Ghiraldelli, L., & Bernardi, N.** (2010). Can the parasitic fauna on Nile tilapias be affected by different production systems?. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 82(2), 493-500.
- Martins, M.L., Sá, A.R.S., Jerônimo, G.T., Tancredo, K.R., Gonçalves, E.L.T., Bampi, D., & Sandin, A.M.** (2014). Microhabitat preference and seasonality of Gill Monogeneans in Nile Tilapia reared in Southern Brazil. *Neotropical Helminthology*, 8(1), 47-58.
- Marzouk, M.S.M., Mahdy O.A., El-Khati, N.R & Yousef , N.S.I.** (2013). A contribution in ectoparasitic infection and its control in cultured *Oreochromis niloticus* in Egypt. *American Journal of Research Communication*. 1(12), 322-338.
- Modu, B.M., Saiful, M., Kartini, M., Kasim, Z., Hassan, M., & Shaharom-Harrison, F.M.** (2012). Effects of Water Quality and Monogenean Parasite in the Gills of Freshwater Cat Fish, *Hemibagrus nemurus* Valenciennes 1840.
- Moraes, F.R., & Martins, M.L.** (2004). Predisposing conditions and principal diseases of intensive fish farming teleosts. *Cyrino, JEP; Urbinatti, EC; Fracalossi, DM*, 343-383.
- Mouton, A., Basson, L., & Impson, D.** (2001). Health status of ornamental freshwater fishes imported to South Africa: a pilot study. *Aquarium Sciences and conservation*, 3(4), 313-319.
- Nowak, B.F., & LaPatra, S. E.** (2006). Epitheliocystis in fish. *Journal of fish diseases*, 29(10), 573-588.
- Nylund, A., Kvenseth, A.M., & Isdal, E.** (1998). A morphological study of the epitheliocystis agent in farmed Atlantic salmon. *Journal of Aquatic Animal Health*, 10(1), 43-55.
- Özer, A., & Erdem, O.** (1998). Ectoparasitic protozoa fauna of the common carp (*Cyprinus carpio* L., 1758) caught in the Sinop region of Turkey. *Journal of Natural History*, 32(3), 441-454.
- Pádro, F., Crespo, S.** (1995). Proliferative epitheliocystis associated with monogenean infection in juvenile seabream *Sparus aurata* in the North East of Spain. *Bull. Eur. Ass. Fish Pathol*, 15(2), 42.
- Pádua, S.B., Menezes-Filho, R.N., Martins, M.L., Belo, M.A.A., Ishikawa, M.M., Nascimento, C.A. & Carrijo-Mauad, J.R.** (2015). A survey of epitheliocystis disease in farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* Linnaeus, 1758) in Brazil. *Journal of Applied Ichthyology*, 31(5), 927-930.
- Paperna, I.** (1977). Epitheliocystis infection in wild and cultured sea bream (*Sparus aurata*, Sparidae) and grey mullets (*Liza ramada*, Mugilidae). *Aquaculture*, 10(2), 169-176.
- Paperna, I., & Thurston, J.P.** (1969). Monogenetic trematodes collected from cichlid fish in Uganda; including the description of five new species of *Cichlidogyrus*. *Revue de Zoologie et de Botanique africaines*, 79(1/2), 15-33.

- Pariselle, A., & Euzet, L.** (1995). Gill parasites of the genus *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea, Ancyrocephalidae) from *Tilapia guineensis* (Bleeker, 1862), with descriptions of six new species. *Systematic Parasitology*, 30(3), 187-198.
- Pariselle, A., Bilong, C. F. B., & Euzet, L.** (2003). Four new species of *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea, Ancyrocephalidae), all gill parasites from African mouthbreeder tilapias of the genera *Sarotherodon* and *Oreochromis* (Pisces, Cichlidae), with a redescription of *C. thurstonae* Ergens, 1981. *Systematic parasitology*, 56(3), 201-210.
- Pimenta, L.M., Ariav, R., & Zilberg, D.** (2005). Environmental and physiological conditions affecting *Tetrahymena* sp. infection in guppies, *Poecilia reticulata* Peters. *Journal of Fish Diseases*, 28(9), 539-547.
- Poulin, R., & Rohde, K.** (1997). Comparing the richness of metazoan ectoparasite communities of marine fishes: controlling for host phylogeny. *Oecologia*, 110(2), 278-283.
- Rawson, M.V., & Rogers, W.A.** (1972a). Seasonal abundance of ancyrocephalinaen (Monogenoidea) parasites of bluegill, *Lepomis macrochirus* (RAF). *Journal of wildlife diseases*, 8(3), 255-260.
- Rawson, M.V., & Rogers, W.A.** (1972b). The seasonal abundance of the Ancyrocephalinae (Monogenea) on largemouth bass in Walter F. George Reservoir. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 39, 159-162 .
- Rindoria, N.M., Mungai, L.K., Yasindi, A.W., & Otachi, E.O.** (2015). Gill monogeneans of *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) and *Oreochromis leucostictus* (Trewavas, 1933) in Lake Naivasha, Kenya. *Parasitology research*, 1-8.
- Rowland, S.J., Mifsud, C., Nixon, M., & Boyd, P.** (2006). Effects of stocking density on the performance of the Australian freshwater silver perch (*Bidyanus bidyanus*) in cages. *Aquaculture*, 253(1), 301-308.
- Sanchez-Ramirez, C., Vidal-Martinez, V.M., Aguirre-Macedo, M.L., Rodriguez-Canul, R.P., Gold-Bouchot, G., & Sures, B.** (2007). *Cichlidogyrus sclerosus* (Monogenea: Ancyrocephalinae) and its host, the Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*), as bioindicators of chemical pollution. *Journal of Parasitology*, 93(5), 1097-1106.
- Šimková, A., Jarkovský, J., Koubková, B., Baruš, V., & Prokeš, M.** (2005). Associations between fish reproductive cycle and the dynamics of metazoan parasite infection. *Parasitology research*, 95(1), 65-72.
- Šimková, A., Morand, S., Matejusová, I., Jurajda, P.V., & Gelnar, M.** (2001). Local and regional influences on patterns of parasite species richness of central European fishes. *Biodiversity & Conservation*, 10(4), 511-525.
- Šimková, A., Verneau, O., Gelnar, M., & Morand, S.** (2006). Specificity and specialization of congeneric monogeneans parasitizing cyprinid fish. *Evolution*, 60(5), 1023-1037.
- Skinner, R.H.** (1982). Interrelation of water quality, gill parasites, and gill pathology of some fishes from South Biscayne Bay, Florida. *Fishery Bulletin*, 80(2).

- Suliman, E.A.M. & Al-Harbi, A.H.** (2015). Prevalence and seasonal variation of ectoparasites in cultured Nile tilapia *Oreochromis niloticus* in Saudi Arabia. *Journal of Parasitic Diseases*, 1-7.
- Thatcher, V. E.** (1991). Amazon fish parasites. *Amazoniana*, 11(3/4), 263-572.
- Thongdon, A.R., Limsuwan, C., & Chuchird, N.** (2012). Seasonality of gill monogeneans in red hybrid tilapia (*Oreochromis* sp.) cage culture systems in central Thailand. *Kasetsart University Fisheries Research Bulletin*, 36(3), 43-53.
- Thoney, D. A., & Hargis, W. J.** (1991). Monogenea (Platyhelminthes) as hazards for fish in confinement. *Annual Review of Fish Diseases*, 1, 133-153.
- Vidal-Martínez, V. M., & Poulin, R.** (2003). Spatial and temporal repeatability in parasite community structure of tropical fish hosts. *Parasitology*, 127(04), 387-398.
- Vinatea Arana, L.** (2004). Princípios químicos de qualidade da água em aquicultura: uma revisão para peixes e camarões. 2.ed. Florianópolis: UFSC.
- Zago, A.C., Franceschini, L., Garcia, F., Schalch, S. H. C., Gozi, K. S., & Silva, R. J. D.** (2014). Ectoparasites of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in cage farming in a hydroelectric reservoir in Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 23(2), 171-178.
- Zander, C.D.** (2004). Four-year monitoring of parasite communities in gobiid fishes of the south-western Baltic. *Parasitology Research*, 93(1), 17-29.
- Zaniboni Filho, E.** (2004). Piscicultura das espécies exóticas de água doce. In Poli, C.R., Poli, A.T.B., Andreatta, E.R. & Beltrame, E. (Eds.). *Aqüicultura: experiências brasileiras*. Florianópolis, 309-336.
- Zanolo, R., & Yamamura, M. H.** (2006). Parasitas em tilápias-do-nilo criadas em sistema de tanques-rede. *Semina: Ciências Agrárias*, 27(2), 281-288.
- Zar, J.H.** (1996). Biostatistical Analysis, 3rd Edition. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, NJ, 662.

Capítulo 3

Riscos potenciais da infestação por *Lamproglana monodi* Capart, 1944 (Copepoda: Lernaecidae) em tilápia-do-Nilo: Um patógeno emergente na aquicultura continental
(Manuscrito nas normas do Parasitology Research)

Resumo

O objetivo desse estudo foi descrever os níveis parasitológicos e as alterações histopatológicas em *Oreochromis niloticus* criados em tanques-rede, no rio Grande, SP, infestadas por *Lamproglana monodi*. No período de setembro de 2013 a agosto de 2014, peixes de todas as fases de criação foram capturados ao acaso dos tanques-rede e transportados em sacos plásticos ao laboratório, para biometria e necropsia. Os parasitos encontrados foram coletados, quantificados e identificados por microscopia de luz e microscopia eletrônica de varredura. As brânquias parasitadas foram encaminhadas para análise histopatológica. O ectoparasito *L. monodi* foi identificado. Foi verificada a ocorrência de sazonalidade com os maiores valores de intensidade de parasitismo no inverno. A temperatura da água ($r_s = -0,11$ e $P = 0,0241$) assim como o tamanho ($r = 0,1865$ e $P = 0,0004$) e peso ($r = 0,1906$ e $P = 0,003$) dos hospedeiros foram correlacionados positivamente com os níveis de parasitismo por *L. monodi*. O parasitismo branquial provocou hipertrofia do epitélio lamelar, infiltrado de células inflamatórias eosinofílicas e mononucleares, congestão, telangectasia e áreas de necrose celular. Os achados comprovam a patologia branquial causada por *L. monodi*, alertando para os possíveis surtos que infestações mais intensas podem provocar em *O. niloticus*, culminando com mortalidades e perda da produção.

Palavras-Chave: Copepoda, Ecologia, Ectoparasito, Patologia, Sazonalidade

Abstract

The objective of this study was to describe the parasitological levels and histopathological changes in *Oreochromis niloticus* infested by *Lamproglena monodi* reared in cages, in Rio Grande, Brazil,. From September 2013 to August 2014, fish of all stages of creation were captured at random from cages and transported in plastic bags to the laboratory for necropsy and biometrics. The parasites found were collected, quantified and identified by scanning electron microscopy. Parasitized e gills were sent for histopathological analysis. The ectoparasites *Lamproglena monodi* was identified. Seasonal occurrence with the highest intensity values of parasitism was observed in winter. The water temperature ($r = -0.11$, $p = 0.0241$) as well as the length ($r = 0.1865$ and $p = 0.0004$) and weight ($r = 0.1906$ $p = 0.003$) were correlated with the host parasitism levels by *Lamproglena monodi*. The gill parasites caused hypertrophy of the lamellar epithelium, infiltration of eosinophil and mononuclear inflammatory cells, congestion, telangiectasia and cellular necrosis areas. Thus proving for the first time in Brazil gill disease caused by *Lamproglena monodi*, warning of possible outbreaks more severe infestations can result in *Oreochromis niloticus*, culminating in mortality and loss of production.

Keywords: Copepods, ecology, Ectoparasites, Pathology, Seasonality

INTRODUÇÃO

A criação de tilápia-do-Nilo é realizada com sucesso no Brasil. Como a maioria dos peixes exóticos introduzidos na aquicultura, esta espécie tem boa adaptação ao clima brasileiro, apresentando rápido crescimento e melhor conversão alimentar que muitas espécies nativas (Fitzsimmons 2000). Têm sido criadas principalmente em tanques-rede, visando o aumento da produção de biomassa e o lucro do produtor (Marengoni 2006; Campos et al. 2007). Com isso, o aumento da densidade de estocagem, contato físico entre os peixes e o acúmulo de matéria orgânica no sistema favorecem a transmissão de ectoparasitos (Alvarez-Pellitero 2008; Martins e Ghiraldelli 2008; Martins et al. 2010).

Dentre os parasitos que acometem as tilápias, os crustáceos podem causar sérios danos ao hospedeiro como perda de peso transmissão de doenças e até a morte (Tavares-Dias et al. 2011; Tavares-Dias et al. 2015).

Apesar da relação parasito-hospedeiro ser uma conquista evolutiva para favorecer a sobrevivência de ambas as espécies, a fixação dos crustáceos nos peixes gera lesões espoliativas de extensões variáveis no tegumento, narinas e brânquias (Lima et al. 2013). Por isso, a infestação por crustáceos em sistemas de criação de peixes merece cuidado e o grau de patogenicidade parasitária costuma variar de acordo com a espécie do parasito, tamanho e sistema imune do hospedeiro (Piasecki et al. 2004).

No Brasil, a infestação de crustáceos copepodos em tilápias tem sido frequente, facilitando o ciclo de vida e a transmissão destes parasitos (Martins et al. 2002; Azevedo et al. 2006; Guiraldelli et al. 2006; Lizama et al. 2007; Martins et al. 2010; Azevedo et al. 2012; Pantoja et al. 2012; Bittencourt et al. 2014).

Dentre os crustáceos emergentes, de importância na criação de peixes, destaca-se a *Lamproglena*, ectoparasito cosmopolita de várias espécies de peixes de água doce, em que somente as fêmeas adultas parasitam as brânquias dos peixes (As e As 2007; Austin e Avenant-Oldewage, 2009). *Lamproglena monodi* Capart, 1944, ectoparasito de brânquias, originário da África, pertencente a família Lernaecidae, foi descrita infestando brânquias de tilápias (Luque et al. 2013) e de peixes nativos no Brasil (Azevedo et al. 2012; Bittencourt et al. 2014), de tilápias (*Oreochromis niloticus*, *Sarotherodon galilaeus galilaeus* e *Tilapia zilli*) no Egito (Ibraheem e Izawa, 2013), tilápias (*Serranochromis codringtonii*, *Serranochromis macrocephalus* e *Tilapia rendalli*) no Zimbábue (Douellou e Erlwanger, 1993). A fixação ocorre no hospedeiro pela região cefálica do parasito armada com maxilas, que causam injúrias de várias extensões, dependendo do número de parasitos presentes. A ligação do parasito no hospedeiro pode gerar diversas alterações histopatológicas como hiperplasias, telangectasia, infiltrados de células mononucleares e até

necrose (Hassan et al. 2013), inviabilizando o processo de hematose nas brânquias, podendo causar a morte dos peixes (Tsotetsi et al. 2005). Alta intensidade de infestação pode ocorrer em peixes de produção, caso a qualidade da água não esteja adequada, como presença de matéria orgânica e nível reduzido de oxigênio dissolvido na água (Zanolo e Yamamura 2006). Por este motivo, o estudo da fauna parasitária dos peixes de criação, através do cálculo dos índices parasitológicos é uma ferramenta de grande relevância para acompanhar a saúde dos peixes nas pisciculturas.

Na literatura, a descrição de *Lamproglana monodi* em tilápias produzidas em tanques-rede é inexistente, uma vez que a maioria dos estudos são realizados com peixes de ambiente natural. Assim, este estudo teve como objetivo contribuir com o entendimento da ecologia da *Lamproglana monodi* através de dados de prevalência, abundância média e intensidade média, bem como sua interação com a tilápia-do-Nilo produzida em tanques-rede no Rio Grande, SP.

MATERIAL E MÉTODOS

Local de amostragem e peixes

As coletas foram realizadas no período de setembro de 2013 a agosto de 2014. Em todos os meses foram coletados 10 peixes da fase I, 10 peixes da fase II e 10 peixes da fase III. Os tanques-rede possuíam volume de 18 m³, com densidade de 80 kg de peixes/m³, em uma piscicultura comercial de recria e engorda de tilápia-do-Nilo, localizada no Rio Grande, Igarapava-SP (47°45'30'' W; 20°02' S).

Os dados foram agrupados a cada três meses, para caracterizar a estação do ano. Sendo setembro, outubro e novembro (primavera), dezembro, janeiro e fevereiro (verão), março, abril, maio (outono), junho, julho, agosto (inverno).

Coleta dos peixes e de material para identificação parasitológica

Os peixes da piscicultura (Fase I: peso médio 90,3 g comprimento total médio 15,5 cm, Fase II: peso médio 306,7 g e comprimento total médio 23,8 cm, Fase III: peso médio 754,5 g e comprimento total médio 31,0 cm) foram capturados ao acaso dos tanques-rede e transportados em baldes plásticos com água do próprio tanque até o laboratório (*in loco*), para biometria e necropsia. Na biometria, os peixes foram pesados com balança semianalítica (Urano UD 1500) e medidos com régua de 50 cm. Após biometria, os peixes foram eutanasiados por secção da medula vertebral, sem anestésico, para não interferir na mensuração dos índices parasitológicos (Eiras et al. 2006) e as brânquias removidas e acondicionadas em formalina 1:4000, durante 2 horas (Noga, 1996). Para

evitar a perda dos ectoparasitos, as brânquias foram raspadas, suavemente, com bisturi e o conteúdo foi analisado em estereomicroscópio (Tecnival série SQF-F). Os crustáceos parasitos foram quantificados e armazenados em álcool 70%. Alguns espécimes foram preservados em glutaraldeído 4% com tampão cacodilato sódico para microscopia eletrônica de varredura.

O estudo foi aprovado pelo Comitê de Ética e Bem-estar animal, da Faculdade de Ciências Agrárias e Medicina Veterinária da Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, São Paulo, Brasil, sob o protocolo 12292/15.

Identificação dos parasitos

Para mensuração e identificação, os crustáceos parasitos armazenados em álcool 70% foram clarificados em xilol e montados em lâminas permanentes com bálsamo do Canadá (Lucky, 1977). As medições foram feitas com fotografias de 20 fêmeas adultas de *Lamproglena* spp., em microscópio de luz (Nikon® E200) equipado com sistema fotográfico (Moticam 2300®), utilizando o software ImagePro Plus® 4.1. Os parasitos preservados em glutaraldeído 4% foram encaminhados para o Laboratório de Microscopia Eletrônica de Varredura da Unesp. Foram depositados em tetróxido de ósmio por 1 hora. Em seguida, foram desidratados em séries alcoólicas crescentes e transferidos ao secador de ponto crítico para total remoção da água das amostras. O material biológico foi fixado em stubs de alumínio e banhados com ouro (Poddubnaya et al. 2015). As fotografias foram obtidas no microscópio eletrônico JEOL JSM- 5410. A identificação parasitária dos crustáceos foi feita conforme Capart (1944), Ibraheem e Izawa (2000) e Azevedo et al. (2012).

Quantificação dos parasitos e sazonalidade

Com o intuito de quantificar os crustáceos e analisar a sua sazonalidade nas diferentes estações do ano e diferentes fases de criação, os índices parasitológicos - Prevalência, Abundância média e intensidade média de infestação foram calculados de acordo com Bush et al. (1997).

Variáveis limnológicas

Amostras de água foram coletadas em cinco pontos previamente demarcados na piscicultura e armazenadas em garrafas apropriadas de 1L. Após a coleta das tilápias, o oxigênio dissolvido (mg/L) e a temperatura (°C) foram aferidos com auxílio do oxímetro digital (modelo YSI 55) e o pH com o pHmetro (modelo YSI pH 100). No laboratório de Análise de Água do Centro de Aquicultura da Unesp, foram realizadas análises de alcalinidade (mg/L) (Gotherman *et al.*, 1978),

amônia total ($\mu\text{g/L}$) (Koroleff, 1976), nitrato ($\mu\text{g/L}$) e nitrito ($\mu\text{g/L}$) (Gotherman *et al.*, 1978) e fósforo total ($\mu\text{g/L}$) (Mackereth *et al.*, 1978).

Histopatologia das brânquias

As brânquias parasitadas pelos crustáceos foram coletadas e fixadas em formalina 10% tamponada. Após, as amostras foram desidratadas em séries crescentes de álcool, clarificadas com xilol e incluídas com parafina. Secções (5 μm) foram realizadas com micrótomo e, em seguida, coradas com hematoxilina-eosina (Humason 1972). As alterações teciduais encontradas foram analisadas e fotografadas pelo microscópio de luz (Nikon® E200) equipado com sistema fotográfico (Moticam 2300®).

Análise estatística

Todos os dados foram avaliados previamente com o teste de Kolmogorov-Smirnov. A prevalência parasitária foi comparada nas diferentes estações do ano pelo teste-Z. O teste não-paramétrico de Kruskal-Wallis, seguido pelo método de Dunn foi utilizado para determinar as diferenças de abundância e intensidade média de parasitismo durante as estações pesquisadas neste estudo. Para determinar possíveis correlações entre o comprimento total e o peso dos hospedeiros e a abundância parasitária foi utilizado o coeficiente de correlação de Pearson (r) e o coeficiente de correlação de Spearman (r_s) e os hospedeiros foram divididos em intervalos de classe de tamanhos pré-estabelecidos (Zar 1996). No estudo da interdependência entre os níveis de parasitismo e a temperatura foi usado o coeficiente de correlação de Spearman (r_s) similarmente ao utilizado por Madsen *et al.* (2000). O software utilizado para todas as análises foi o GraphPad Prism 6.0. Diferenças significativas foram consideradas com $P < 0,05$.

RESULTADOS

Variáveis limnológicas

As variáveis limnológicas analisadas (oxigênio dissolvido, pH, alcalinidade, nitrito, nitrato, amônia e fósforo total) se encontravam dentro da faixa ideal para a criação de peixes tropicais, conforme Vinatea-Arana (2004) e Zaniboni-Filho (2004) (Tabela 1).

Identificação taxonômica dos parasitos

Somente a fêmea adulta de *Lamproglena monodi* foi identificada seguindo as características usadas por Capart (1944) e Azevedo et al. (2012), baseando-se nas mensurações dos espécimes (Tabela 2) e na descrição morfológica (Figura 1 e Tabela 3). O ectoparasito macho e os copepoditos não foram encontrados neste estudo.

Variação sazonal

Foi constatada a sazonalidade de *Lamproglena monodi* parasitando tilápia criadas em sistema intensivo. A prevalência parasitária (Figura 2) variou entre 25,5% e 45,5%, não diferindo estatisticamente ao longo das estações do ano. O maior valor da abundância média de infestação (Figura 3) foi observado no inverno (1,4) e no outono (0,9), ambos diferindo significativamente da primavera (0,4). Quanto à intensidade média de infestação (Figura 4), somente o inverno (3,1) diferiu da primavera (1,5) e do verão (1,6). Nas estações do ano estudadas houve fraca correlação entre a diminuição da temperatura da água com o aumento do parasitismo por *Lamproglena monodi*, $r_s = -0,11$ e $P = 0,0241$.

Características do hospedeiro

Uma correlação positiva intermediária foi observada entre o comprimento total e o peso dos hospedeiros e os níveis de parasitismo encontrados nos peixes (Tabela 4).

Achados histopatológicos nas brânquias da tilápia

As brânquias parasitadas por *Lamproglena monodi* apresentaram graus variados de lesões, principalmente ao redor de sua fixação no filamento braquial. Os achados mais significativos foram hipertrofia do epitélio lamelar, infiltrado de células inflamatórias eosinofílicas e mononucleares, congestão, telangectasia e áreas de necrose celular (Figura 5).

DISCUSSÃO

Lamproglena von Nordmann, 1832 é o segundo copepoda parasito mais relevante para peixes de água doce (Piasecki et al. 2004). Neste trabalho, a espécie foi caracterizada como *monodi* por suas características morfométricas e morfológicas que se assemelham ao primeiro descrito da espécie realizado por Capart (1944), e suas redescrições por Ibraheem e Izawa (2000) e Azevedo et al. (2012). O primeiro relato deste parasito no Brasil foi feito por Alves et al. (2000) no estado do Rio de Janeiro, depois diversos outros autores o descreveram infestando

principalmente peixes da família dos ciclídeos (Martins et al. 2002; Azevedo et al. 2006; Guiraldelli et al. 2006; Lizama et al. 2007; Martins et al. 2010; Azevedo et al. 2012; Pantoja et al. 2012; Bittencourt et al. 2014). O parasito também foi identificado em outros países como o Egito (Ibraheem e Izawa 2000; Hassan et al. 2013), Zimbábue (Douëllou e Erlwanger 1994) e Moçambique (Boane e Saraiva 2008).

Fryer (1968) demonstrou que o gênero *Lamproglena* apresenta alto grau de especificidade parasitária.

A temperatura da água é a variável limnológica mais importante para determinar a sazonalidade de diversas espécies de parasitos (Eissa et al. 2011; El-Seify et al. 2011; Ibrahim 2012). Neste trabalho, constatou-se que as maiores intensidades de parasitismo ocorreram no inverno e no outono, e foi observada correlação entre o aumento do parasitismo e a diminuição da temperatura, assim como o relatado Khidr et al. (2015) em *Tilapia zilli*. O mesmo padrão de dinâmica populacional foi observado por Hassanin (2010) em *O. niloticus*. Outro estudo realizado por Rakauskas e Blaževičius (2010) demonstrou que na primavera os peixes são mais parasitados por *Lamproglena pulchella*. Austin e Avenant-Oldewage (2009) demonstraram que os ovos de *Lamproglena hoi* foram fertilizados na primavera e começaram a eclodir no verão, o que pode explicar o aumento das infestações nas estações subsequentes. Ao contrário, Martins et al. (2010) não comprovaram a sazonalidade de *L. monodi* infestando *O. niloticus*.

Os valores de abundância e intensidade encontradas neste estudo foram baixos, porém, Yambot e Lopez (1996) e Martins et al. (2010) afirmaram que normalmente as ocorrências de *L. monodi* em *O. niloticus* apresentam baixas taxas de parasitismo oscilando entre 1 a 5 parasitos por peixe. Hassan et al. (2013) também encontraram baixo parasitismo por *L. monodi* em *O. niloticus* (prevalência 36,7%, intensidade média 1,9) e em *T. zilli* (prevalência 28,6% e intensidade média 1,5).

Outro fator que pode determinar os níveis de parasitismo por *L. monodi* é o tamanho dos hospedeiros (Dogiel et al. 1961). Corroborando os resultados deste estudo, Tsotetsi et al. (2004) demonstraram correlação positiva entre o tamanho e o peso do hospedeiro com a intensidade de infestação por *Lamproglena clariae*. Gali et al. (2001) observaram que peixes menores estavam menos parasitados por *L. pulchella*. Lizama et al. (2007) também descreveram correlação positiva entre comprimento padrão de *O. niloticus* e a abundância parasitária por *Lamproglena* sp. Nenhuma correlação foi encontrada entre o tamanho do peixe *Labeobarbus polylepis* e a quantidade de *L. hoi* (Austin e Avenant-Oldewage 2009). Raissy e Ansari (2012) também não encontraram esta correlação nas seis espécies de peixes analisadas. Os crustáceos parasitos apresentam tempo de vida longo (Rodhe 1993) por isso, peixes maiores ficam durante maior tempo expostos no ambiente (Zander 2004) e possuem consequentemente maior área corporal

para os parasitos se abrigarem (El-Madhi e Belghiti 2006), resultando em um efeito acumulativo no hospedeiro (Lizama et al. 2007).

Copepodos parasitos podem predispor a instalação de infecções secundárias nos peixes (Bandilla et al. 2006). Segundo Jirsa et al. (2006) o parasitismo por *L. pulchella* não causou grandes danos aos peixes, pois alterações como fusão lamelar e inchaço nas pontas dos filamentos branquiais, se localizaram somente próximas ao local de fixação. O que não aconteceu neste estudo, pois toda a brânquia parasitada apresentava alterações patológicas, como hipertrofia do epitélio interlamelar, telangectasia, congestão, edema, infiltrado de células mononucleares e eosinofílicas, deformidade no ponto de fixação com compressão vascular reflexo da maxila do ectoparasito *L. monodi*. Os achados patológicos foram semelhantes aos encontrados por Tsotetsi et al. (2005), Ibraheem (2008), Hassan et al. (2013). As lesões são decorrentes da fixação do parasito entorno do filamento branquial, formando um torniquete, comprometendo toda a vascularização, causando deformação e compressão na região de inserção do cefalotórax de *L. monodi* (Marx e Alvenant-Oldewage 1996). Áreas de necrose se assemelham aos relatos de Paperna (1996) e as lesões descritas interferem nas trocas gasosas (Thatcher, 1998) e na excreção de metabólitos realizadas pelas brânquias (Barassa et al. 2003).

CONCLUSÃO

O presente estudo identificou *Lamproglena monodi* parasitando as brânquias de tilápia-do-Nilo produzidas em tanques-rede com maior abundância de infestação no outono e inverno. O estudo também comprovou, pela primeira vez no Brasil as alterações branquiais provocadas pelo parasito durante sua fixação no hospedeiro, como hipertrofia do epitélio lamelar, infiltrado de células inflamatórias eosinofílicas e mononucleares, congestão, telangectasia e áreas de necrose celular, as quais, em infestações severas podem ocasionar mortes.

Este estudo vem comprovar a necessidade de acompanhamento mensal dos peixes de produção para reduzir a infestação de parasitos, principalmente *Lamproglena monodi* e contribuir com a adoção de programas de biossegurança para controle parasitário.

REFERÊNCIAS

- Alvarez-Pellitero P (2008) Fish immunity and parasite infections: from innate immunity to immunoprophylactic prospects. *Veterinary immunology and immunopathology*, 126(3), 171-198
- Alves DR, Luque JL, Paraguassu AL (2000) Ectoparasitas da tilápia nilótica *Oreochromis niloticus* (Osteichthyes: Cichlidae) da estação de piscicultura da UFRJ. *Rev Univ Rural Ciências e Vida*, 22, 81-85
- As LL, As JG (2007) *Lamproglana hepseti* n. sp.(Copepoda: Lernaeidae), a gill parasite of the African pike *Hepsetus odoe* (Bloch) from the Okavango River and Delta, Botswana. *Systematic parasitology*, 67(1), 19-24
- Austin A, Avenant-Oldewage A (2009) Ecological parameters of *Lamproglana hoi* (Copepoda: Lernaeidae) infection on the *Bushveld smallscale* yellowfish, *Labeobarbus polylepis* (Boulenger, 1907). *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, 76(2), 227-234
- Azevedo TMPD, Martins ML, Bozzo FR, Moraes FRD (2006) Haematological and gill responses in parasitized tilapia from Valley of Tijucas River, SC, Brazil. *Scientia Agricola*, 63(2), 115-120
- Azevedo RKD, Abdallah VD, Silva RJD, Azevedo TM, Martins ML, Luque JL (2012) Expanded description of *Lamproglana monodi* (Copepoda: Lernaeidae), parasitizing native and introduced fishes in Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 21(3), 263-269
- Bandilla M, Valtonen ET, Suomalainen LR, Aphalo PJ, Hakalahti T (2006) A link between ectoparasite infection and susceptibility to bacterial disease in rainbow trout. *International journal for parasitology*, 36(9), 987-991
- Barassa B, Adriano EA, Arama S, Cordeiro NS (2003) *Henneguya curvata* sp.n. (Myxosporea: Myxobolidae) parasitizing the gills of *Serrasalmus spilopleura* (Characidae: Serrasalminae), a South American freshwater fish. *Folia Parasitologica* 50: 151–153
- Bittencourt LS, Pinheiro DA, Cárdenas MQ, Fernandes BM, Tavares-Dias M (2014) Parasites of native Cichlidae populations and invasive *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) in tributary of Amazonas River (Brazil). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 23(1), 44-54
- Boane C, Cruz C, Saraiva A (2008) Metazoan parasites of *Cyprinus carpio* L.(Cyprinidae) from Mozambique. *Aquaculture*, 284(1), 59-61
- Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM, Shostak AW (1997) Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *The Journal of parasitology*, 575-583
- Campos CM, Ganeco LN, Castellani D, Martins MIE (2007) Avaliação econômica da criação de tilápias em tanque-rede, município de Zacarias, SP. *B. Inst. Pesca, São Paulo*, 33(2): 265 – 271
- Capart A (1944) Notes sur les copépodes parasites. III.- Copépodes parasites des poissons d'eau douce du Congo Belge. *Bull Musée Royal d'Histoire Nat Belgique*. 20 (2),1-24

- Dogiel VA, Petrushevski GK, Polyanski YI (1961) Parasitology of Fishes. Publishing House Olivier and Boyd, Eddinburgh and London, 384
- Douëllou L, Erlwanger KH (1994) Crustacean parasites of fishes in Lake Kariba, Zimbabwe, preliminary results. *Hydrobiologia*, 287(3), 233-242
- Eiras JC, Takemoto RM, Pavanelli GC (2006) Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes. 2 ed. Maringá: Eduem. 199
- Fitzsimmons K (2000) Tilapia: the most important aquaculture species of the 21st century. In Proceedings from the Fifth International Symposium on Tilapia Aquaculture. Rio de Janeiro: ISTA 3-8
- Fryer G (1968) The parasitic Crustacea of African freshwater fishes; their biology and distribution. *Journal of Zoology*, 156(1), 45-95
- Galli P, Crosa G, Bertoglio S, Mariniello L, Ortis M, D'amelio (2001) Populations of *Lamproglena pulchella* von Nordmann 1832 (Copepoda: Eudactylinidae) in cyprinid fish in rivers with different pollution levels. *Journal of Applied Ichthyology*, 17(2), 93-96
- Ghiraldelli L, Martins ML, Jerónimo GT, Yamashita MM, Adamante WB (2006) Ectoparasites communities from *Oreochromis niloticus* cultivated in the State of Santa Catarina, Brazil. *J Fish Aquat Sci*, 2, 181-190
- Gotherman H, Clymo RS, Ohnstad, MAM (1978) Methods for physical and chemical analysis of fresh water. Osney Mead: Blackwell Sci
- Hassan ES, Mahmoud MM, Metwally AM, Mokhtar DM (2013) *Lamproglena monodi* (Copepoda: Lernaeyidae), infesting gills of *Oreochromis niloticus* and *Tilapia zillii*. In Proceedings of the 6th Global Fisheries and Aquaculture Research Conference, Hurghada, Egypt, 27-30 September 2013 (pp. 1-16). Massive Conferences and Trade Fairs.
- Hassanin M (2010) Occurrence Of Some Parasitic Copepods In Gills Of Some Fresh Water Fishes. In 10th Sci. Vet. Med. Zag. Conference (10-13 February 2010) Luxor
- Humason, GL (1972) Animal Tissue Techniques. W. H. Freeman and Company, San Francisco
- Ibraheem MH (2008) *Lamproglena monodi* Capart, 1944, attachment scheme and associated pathology on the gills of *Oreochromis niloticus* niloticus, with a special reference to thoracic appendages. *Arab gulf journal of scientific research*, 26(3), 123-132
- Ibraheem MH, Izawa K (2000) On the morphology of *Lamproglena monodi* Capart, a parasitic copepod on the gills of Tilapia in Egypt. *Zoology in the Middle East*, 21(1), 103-108
- Jirsa F, Zitek A, Schachner O (2006) First record of *Lamproglena pulchella* Nordmann 1832 in the Pielach and Melk rivers, Austria. *Journal of Applied Ichthyology*, 22(5), 404-406
- Koroleff F (1976) Determination of nutrients. In: Grasshoff, K. (Ed.) Methods of seawater analysis. Weinheim: Verlag Chemie, 117-181

- Lima FS, Casali GP, Takemoto RM (2013) Crustacea. In: Pavanelli GC, Takemoto RM, Eiras J. Parasitologia, peixes de água doce do Brasil. 452p
- Lizama MAP, Takemoto RM, Ranzani-Paiva MJT, da Silva Ayroza LM, Pavanelli GC (2007) Relação parasito-hospedeiro em peixes de pisciculturas da região de Assis, Estado de São Paulo, Brasil. 1. *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1757). Acta Scientiarum. Biological Sciences, 29(2), 223-231
- Lucky Z (1977) Methods for the diagnosis of fish diseases. Ameruno, New Delhi, 115–118
- Luque JL, Vieira FM, Takemoto RM, Pavanelli GC, Eiras JC (2013) Checklist of Crustacea parasitizing fishes from Brazil. Check List, 9(6), 1449-1470
- Mackereth FH, Heron J, Talling, JF (1978) Water analysis: some revised methods for limnologists (Vol. 36). Ambleside: Freshwater Biological Association
- Madsen HC, Buchmann K, Møllergaard S (2000) Association between trichodiniasis in eel (*Anguilla anguilla*) and water quality in recirculation systems. Aquaculture, 187(3), 275-281
- Marengoni NG (2006) Produção de tilápia do Nilo *Oreochromis niloticus* (linhagem chitralada), cultivada em tanques-rede, sob diferentes densidades de estocagem. Archivos de Zootecnia, 55(210), 127-138
- Martins ML, Azevedo TM, Ghiraldelli L, Bernardi N (2010) Can the parasitic fauna on Nile tilapias be affected by different production systems?. Anais da Academia Brasileira de Ciências, 82(2), 493-500
- Martins ML, Ghiraldelli L (2008) Trichodina magna Van As and Basson, 1989 (Ciliophora: Peritrichia) from cultured Nile tilapia in the state of Santa Catarina, Brazil. Brazilian Journal of Biology, 68(1), 169-172
- Martins ML, Onaka EM, Moraes FD, Bozzo FR, Paiva AMFC, Gonçalves A (2002) Recent studies on parasitic infections of freshwater cultivated fish in the State of São Paulo, Brazil. Acta Scientiarum, 24(4), 981-985
- Marx HM, Avenant-Oldewage A (1996) Redescription of *Lamproglana clariae* Fryer, 1956 (Copepoda, Lernaecidae), with notes on its occurrence and distribution. Crustaceana, 69(4), 509-523
- Noga EJ (1996) Fish Disease. Diagnosis and Treatment. St. Louis, Missouri: Mosby-Year Book. 188-191
- Pantoja MF, Engineer F, Neves L, Engineer F, Montagner D, Tavares-Dias M (2012) Protozoan and metazoan parasites of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. Revista MVZ Córdoba, 17(1), 2812-2819
- Paperna I, Paperna I (1996) Parasites, infections and diseases of fishes in Africa: An update. Food and Agriculture Organization of the United Nations
- Piasecki W, Goodwin AE, Eiras JC, Nowak BF (2004) Importance of Copepoda in freshwater aquaculture. Zoological Studies, 43(2), 193-205

- Poddubnaya LG, Hemmingsen W, Gibson DI (2015) Surface ultrastructural characteristics of *Dictyocotyle coeliaca* Nybelin, 1941 (Monopisthocotylea: Monocotylidae), an endoparasitic monogenean of rays. *Parasitology research*, 1-9
- Rakauskas V, Blaževičius Č (2010) An assessment of parasite variation in wild populations of roach, *Rutilus rutilus* (L.), in Lithuanian rivers. *Archives of Polish Fisheries*, 18(4), 213-223
- Raissy M, Ansari M (2012) Parasites of Some Freshwater Fish from Armand River, Chaharmahal va Bakhtyari Province, Iran. *Iranian journal of parasitology*, 7(1), 73
- Rohde K (1993) *Ecology of marine parasites: an introduction to marine parasitology*. 2nd ed. Wallingford: CAB International.
- Tavares-Dias M, Dias-Júnior MBF, Florentino AC, Silva LMA, Cunha ACD (2015) Distribution pattern of crustacean ectoparasites of freshwater fish from Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 24(2), 136-147
- Tavares-Dias M, Neves LR, Santos EF, Dias MKR, Marinho RGB, Ono EA (2011) *Perulernaea gamitanae* (Copepoda: Lernaeeidae) parasitizing tambaqui (*Colossoma macropomum*) (Characidae) and the hybrids tambacu and tambatinga, cultured in northern Brazil. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 63(4), 988-995
- Thatcher VE (1998) Copepods and fishes in the Brazilian Amazon. *Journal of Marine Systems*, 15(1), 97-112
- Tsotetsi AM, Avenant-Oldewage A, Mashego SN (2004) Aspects of the ecology of *Lamproglana clariae* (Copepoda: Lernaeeidae) from the Vaal River system, South Africa. *Journal of Crustacean Biology*, 24(4), 529-536
- Tsotetsi AM, Avenant-Oldewage A, Mashego SN (2005) Aspects of the pathology of *Lamproglana clariae* (Copepoda: Lernaeeidae) on gills of *Clarias gariepinus* from the Vaal River system, South Africa. *African Zoology*, 40(2), 169-178
- Vinatea-Arana L (2004) *Princípios químicos de qualidade da água em aquicultura: uma revisão para peixes e camarões*. 2.ed. Florianópolis: UFSC
- Zander CD (2004) Four-year monitoring of parasite communities in gobiid fishes of the southwestern Baltic. *Parasitology Research*, 93(1), 17-29
- Zaniboni-Filho E (2004) Piscicultura das espécies exóticas de água doce. In Poli CR, Poli ATB, Andreatta ER, Beltrame E. (Eds.). *Aqüicultura: experiências brasileiras*. Florianópolis, 309-336
- Zanolo R, Yamamura MH (2006) Parasitas em tilápias-do-nilo criadas em sistema de tanques-rede. *Semina: Ciências Agrárias*, 27(2), 281-288
- Zar JH (1996) *Biostatistical Analysis*, 3rd Edition. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, NJ, 662
- Yambot AV, Lopez EA (1996) Gill parasite, *Lamproglana monodi* Capart, infecting the Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* L., cultured in the Phillippines. In *Proceedings Third Symp Dis Asian Aquac* (Vol. 26, pp. 175-177)

Tabela 1 Variáveis limnológicas da água da criação de tilápias-do-Nilo, em tanques-rede (n = 360), no Rio Grande, São Paulo, durante as estações do ano.

	Primavera	Verão	Outono	Inverno
Temperatura (T°C)	24,22±0,57	29,50±1,75	26,90±1,54	22,42±0,99
Oxigênio Dissolvido (mg/L)	6,85±0,28	6,76±0,89	6,69±0,49	7,02±0,32
pH	6,56±0,23	6,77±0,67	6,33±0,27	6,51±0,22
Alcalinidade (mg/L)	14,06±2,72	13,85±3,46	14,33±2,17	15,4±3,6
Nitrito (mg/L)	0,004±0,74	0,004±0,40	0,003±2,28	0,003±0,93
Nitrato (mg/L)	0,307±45,87	0,250±32,51	0,407±43,40	0,281±52,80
Amônia (mg/L)	0,167±99,56	0,136±87,60	0,117±56,00	0,192±86,69
Fósforo (mg/L)	0,055±12,73	0,448±18,50	0,032±10,49	0,015±9,75

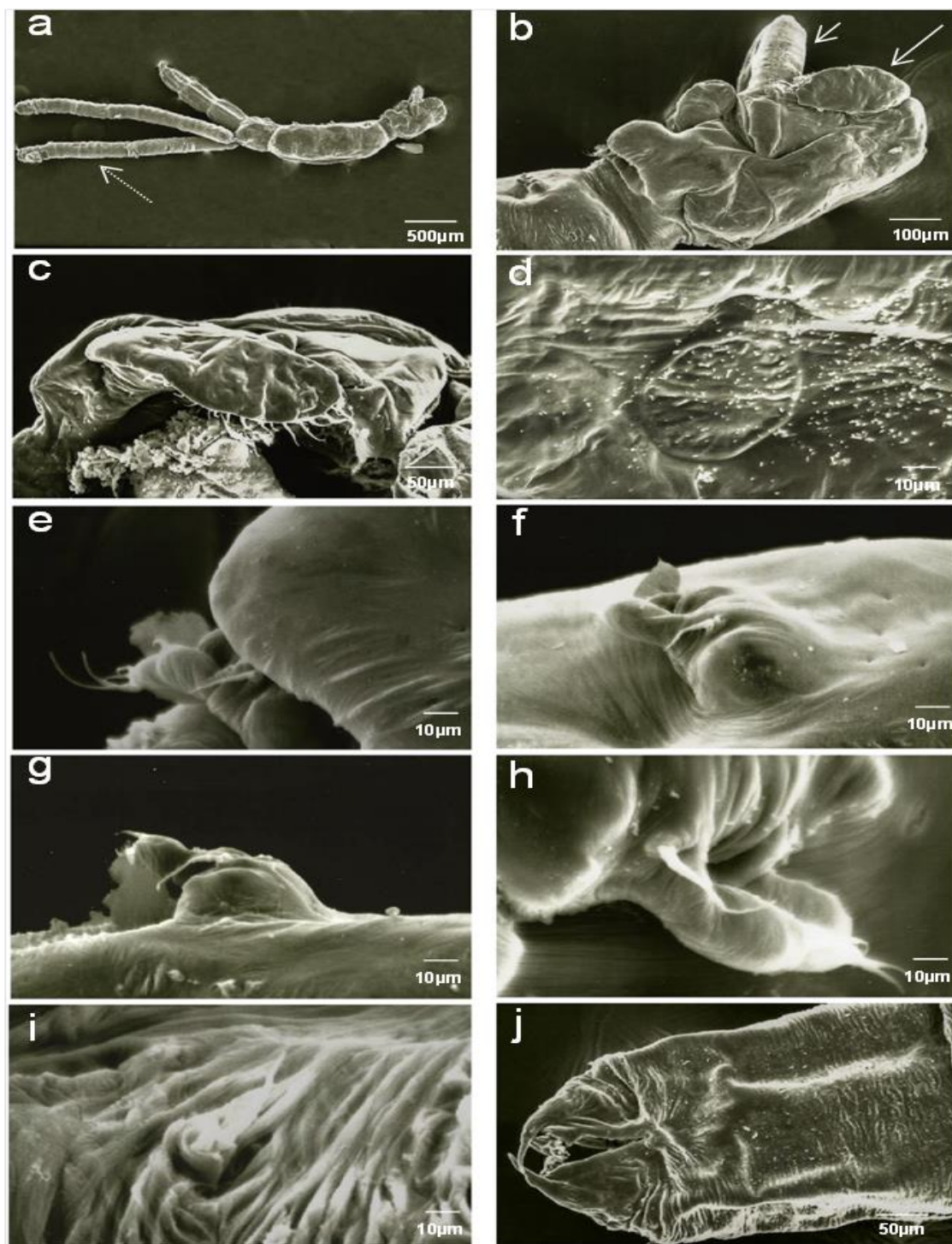


Fig. 1 (a) Microscopia eletrônica de varredura de *Lamproglana monodi*, com destaque para os sacos ovígeros (setas pontilhadas). (b) Vista lateral do cefalotórax, mostrando a maxila (seta curta) e a antênula (seta longa). (c) Detalhe da antênula e suas cerdas. (d) Vista dorsal do cefalotórax, com uma estrutura em forma de botão. (e) Primeira perna. (f) Segunda perna. (g) Terceira perna. (h) Quarta perna. (i) Quinta perna. (j) Ramifurcação caudal.

Tabela 2 Mensurações realizadas nas fêmeas de *Lamproglana monodi* parasitando as brânquias de tilápias-do-Nilo, criadas em tanques-rede (n = 360) nas quatro estações do ano.

	<i>L. monodi</i> (neste estudo)	<i>L. monodi</i> Hassan et al., (2013)	<i>L. monodi</i> Azevedo et al., (2012)	<i>L. monodi</i> Ibraheem e Izawa, (2000)
Hospedeiro	<i>O. niloticus</i>	<i>O. niloticus</i> <i>Tilapia zilli</i>	<i>Astronotus ocellatus</i> <i>Cichla ocellaris</i> <i>O. niloticus</i> <i>Tilapia zilli</i>	<i>O. niloticus</i> <i>Sarotherodon galilaeus</i> <i>Tilapia zilli</i>
Corpo (comprimento)	3,8±0,27	2,8	3,6	2,93±0,037
Cefalotórax (comprimento)	0,78±0,12	-	-	-
Cefalotórax (largura)	0,19±0,02	0,25±0,02	0,26	-
% Cefalotórax em relação ao Corpo	22,5%	25%	18,80%	18,70%
% Abdômen em relação ao Corpo	35,2%	-	33%	36,30%
1° Somito Torácico	0,57±0,11	0,34±0,06	0,6	-
2° Somito Torácico	0,74±0,08	0,37±0,01	0,7	-
3° Somito Torácico	0,49±0,08	0,37±0,02	0,5	-
Segmentos Abdominais (comprimento)	1,16±0,12	0,43±0,06	1,2	-
Segmentos Abdominais (largura)	0,18±0,06	0,15±0,02	0,2	-
Saco Ovígero (comprimento)	1,21±0,14	1,3±0,01	-	1,32±0,09
Ovos/ Saco Ovígero	28	20	28	-

Tabela 3 Descrição morfológica realizada nas fêmeas (n=20) de *Lamproglena monodi* parasitando as brânquias de tilápias-do-Nilo, criadas em tanques-rede (n = 360) nas quatro estações do ano.

	<i>L. monodi</i> (deste estudo)	<i>L. monodi</i> Azevedo et al. (2012)	<i>L. monodi</i> Ibraheem e Izawa (2000)	<i>L. monodi</i> Capart (1944)
Hospedeiros	<i>O. niloticus</i>	<i>Astronotus ocellatus</i> <i>Cichla ocellaris</i> <i>O. niloticus</i> <i>Tilapia zilli</i>	<i>O. niloticus</i> <i>Sarotherodon galilaeus</i> <i>Tilapia zilli</i>	<i>Seranochromis thumbergii</i>
Antena	Não visível em detalhes	Trissegmentado Segmento distal com 4 cerdas de tamanhos diferentes	Pequenas Não menciona nº de segmentos	4 segmentos distintos Porção distal decorado com 5-6 cerdas terminais
Antênula	Base larga e arredondada com a presença de aproximadamente 20 cerdas Porção distal não visível	Bissegmentada 17 cerdas Segmento distal com 9 cerdas de diferentes tamanhos	Bissegmentada 24 cerdas	2 segmentos distintos Base larga e arredondada com 20 cerdas Porção distal é reduzida com uma dezena de cerdas curtas
Maxila	Robusta Truncada Presença de uma garra na porção final	Robusta Truncada Garra afiada e curvada	Alongadas Garra na porção terminal	Robusta Truncada Garra curvada
Maxilípodo	Não visível em detalhes	Bissegmentado Base ampla, termina em 3 garras Ramo caudal com 3 papilas	3 porções terminais com garras Ramo caudal com 4 papilas	Papila no segmento basal 3 garras curvadas
Ramo Caudal	Bifurcado Fundido com abdômen	Bifurcado Fundido com abdômen	Cônico 4 pequenas espinhas terminais	Bifurcado Terminado em 3-4 papilas curtas
1° par de pernas	Quatro cerdas	Quatro cerdas	-	Bissegmentadas Exopoditos terminam em garras ou cerdas Endopoditos possuem curtas papilas, exceto o 1° par
2° par de pernas	Três cerdas	Três cerdas	-	
3° par de pernas	Duas cerdas	Duas cerdas	-	
4° par de pernas	Duas cerdas	Duas cerdas	-	
5° par de pernas	Presente, atrofiado	Presente	Presente	Presente, atrofiado

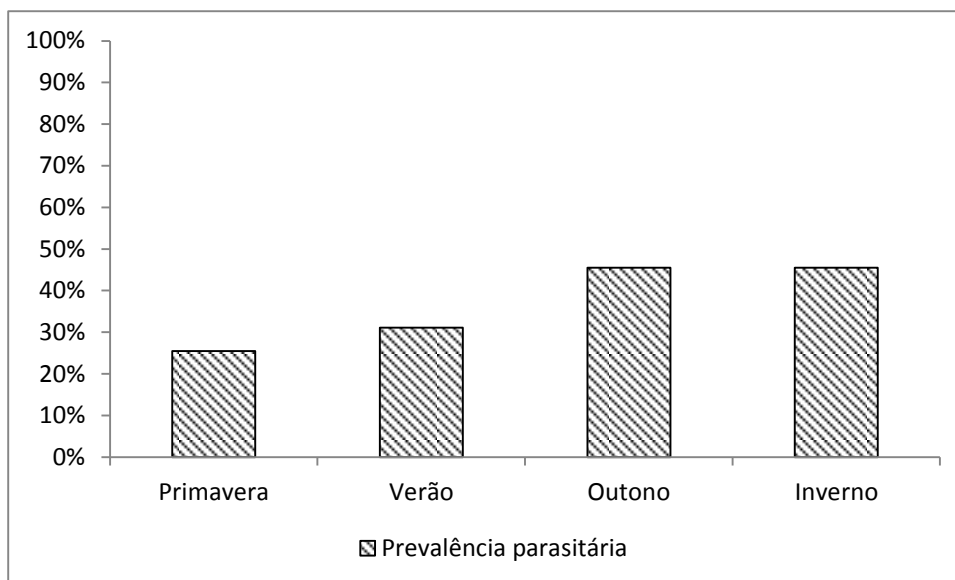


Fig. 2 Prevalência (P%) da infestação de *Lamproglena monodi* parasitando as brânquias de tilápias-do-Nilo, criadas em tanques-rede (n = 360) nas quatro estações do ano. As letras maiúsculas indicam diferença estatística entre as estações do ano ($P < 0,05$).

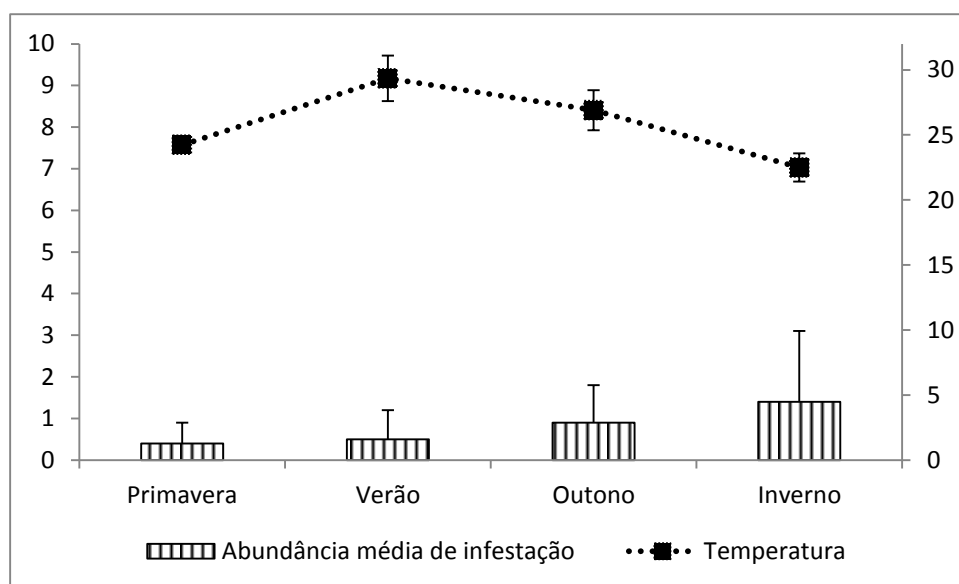


Fig. 3 Abundância média da infestação (AMI) de *Lamproglena monodi* parasitando as brânquias de tilápias-do-Nilo, criadas em tanques-rede (n = 360) nas quatro estações do ano. As letras maiúsculas indicam diferença estatística entre as estações do ano ($P < 0,05$).

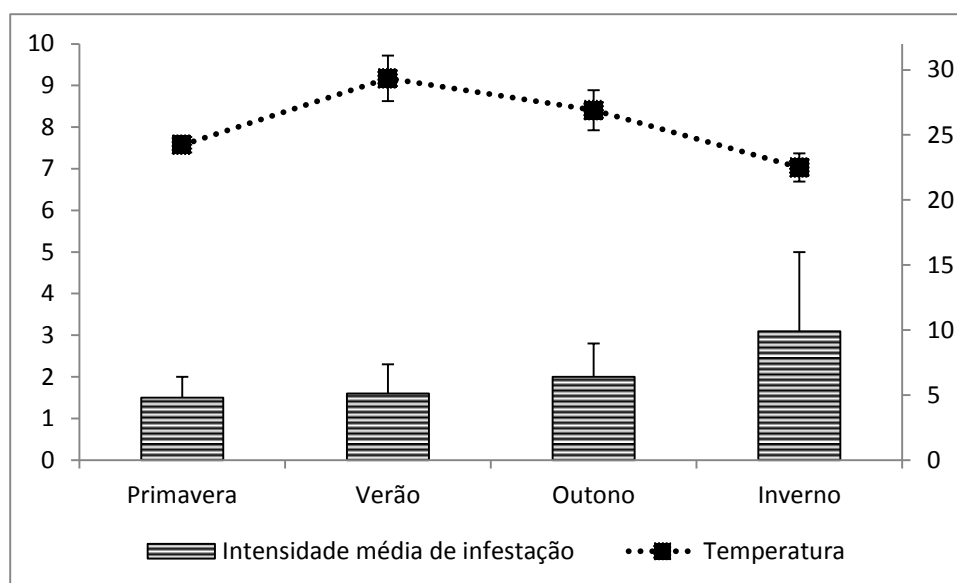


Fig. 4 Intensidade média da infestação (IMI) de *Lamproglena monodi* parasitando as brânquias de tilápias-do-Nilo, criadas em tanques-rede (n = 360) nas quatro estações do ano. As letras maiúsculas indicam diferença estatística entre as estações do ano ($P < 0,05$).

Tabela 4 Correlação entre o comprimento total e o peso de tilápias-do-Nilo com os níveis de parasitismo por *Lamproglena monodi* criadas em tanques-rede (n = 360) nas quatro estações do ano.

Parasitismo por <i>Lamproglena monodi</i>	
Comprimento total (cm)	rs=0,1865 P=0,0004
Peso (gr)	rs=0,1906 P=0,0003

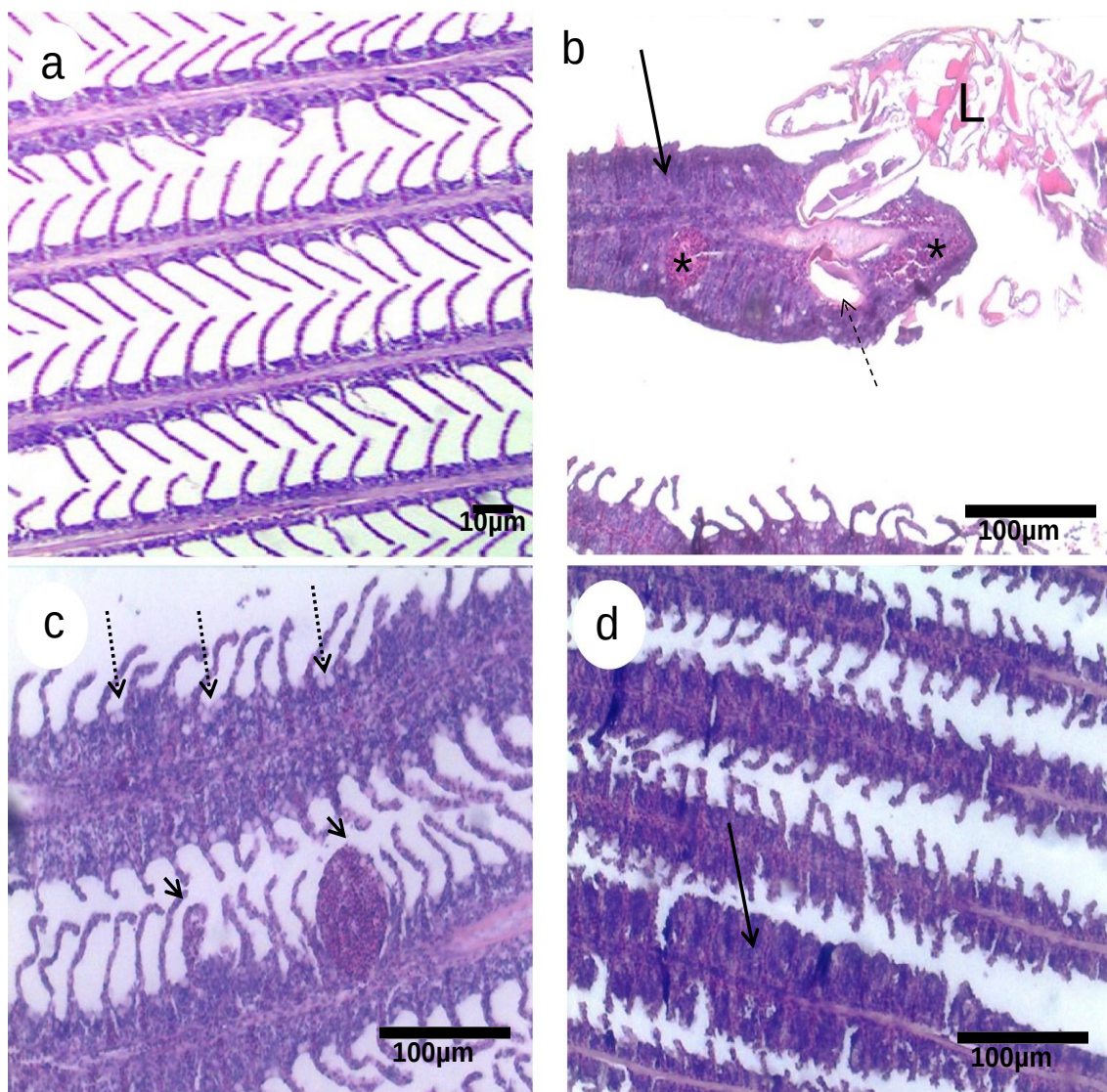


Fig. 5 (a) Brânquia de *Oreochromis niloticus* sem alteração patológica. (b) *Lamproglena monodi* (L) utilizando seu aparato oral na fixação no filamento branquial (seta tracejada). Observa-se hipertrofia grave do epitélio lamelar (seta longa) e intensa congestão local (asteriscos). (c) Células com núcleos picnóticos, evidenciando áreas de necrose (setas pontilhadas) e telangectasia (setas curtas). (d) Hipertrofia grave de epitélio lamelar acarretando a completa fusão interlamelar.