

UNIVERSIDADE FEDERAL DA GRANDE DOURADOS
FACULDADE DE CIÊNCIAS EXATAS E TECNOLOGIA
PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA AMBIENTAL

LIDIANY DORETO CAVALCANTI

Relação parasito-hospedeiro-ambiente durante o ciclo de cultivo de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) em sistema semi-intensivo

UNIVERSIDADE FEDERAL DA GRANDE DOURADOS
FACULDADE DE CIÊNCIAS EXATAS E TECNOLOGIA
PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA AMBIENTAL

LIDIANY DORETO CAVALCANTI

Relação parasito-hospedeiro-ambiente durante o ciclo de cultivo de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) em sistema semi-intensivo

Dissertação apresentada ao programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia Ambiental, Universidade Federal da Grande Dourados, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Ciência e Tecnologia Ambiental.

Orientadora: Dr^a Márcia Regina Russo

Coorientadora: Dr^a Juliana Rosa Carrijo Mauad

DOURADOS, MS
2019

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP).

C376r	<p>Cavalcanti, Lidiany Doreto.</p> <p>Relação parasito-hospedeiro-ambiente durante o ciclo de cultivo de tilápia do Nilo (<i>Oreochromis niloticus</i>) em sistema semi-intensivo. / Lidiany Doreto Cavalcanti. – Dourados, MS : UFGD, 2019.</p> <p>Orientadora: Prof. Dra. Márcia Regina Russo. Coorientadora: Prof. Dra. Juliana Rosa Carrijo Mauad. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia Ambiental) – Universidade Federal da Grande Dourados.</p> <p>1. Fertilização orgânica. 2. Integração. 3. Sanidade. 4. Bioindicação. I. Título.</p>
-------	---

Ficha catalográfica elaborada pela Biblioteca Central – UFGD.

©Todos os direitos reservados. Permitido a publicação parcial desde que citada a fonte.



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
FUNDAÇÃO UNIVERSIDADE FEDERAL DA GRANDE DOURADOS
FACULDADE DE CIÊNCIAS EXATAS E TECNOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA
AMBIENTAL

Termo de Aprovação

Após apresentação, arguição e apreciação pela banca examinadora, foi emitido o parecer APROVADO, para a dissertação intitulada: "**Relação parasito-hospedeiro-ambiente durante o ciclo de cultivo de tilápia (*Oreochromis niloticus*) em sistema semi-intensivo**", de autoria de **Lidiany Doreto Cavalcanti**, apresentada ao Programa de Mestrado em Ciência e Tecnologia Ambiental da Universidade Federal da Grande Dourados.

Prof.^a Dr.^a Márcia Regina Russo
Presidente da banca examinadora

Prof.^a Dr.^a Maria de Los Angeles Perez Lizama (participação remota)
Membro Examinador (UNICESUMAR)

Prof.^a Dr.^a Tarcila Souza de Castro Silva
Membro Examinador (EMBRAPA)

Dourados/MS, 19 de junho de 2019.

Dedico a minha saudade diária (Pai) *In memoriam*.

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a **Deus** (força superior), por nunca me desamparar e me dar forças perante os desafios da vida;

A minha **família**, pelo amor e carinho, em especial aos meus avós (**Maria e Reinaldo**), ao **Jhone Cavalcante**, ao tio Gilbertinho (**Gilberto Macedo**) por ser meu grande apoiador científico, pelas longas conversas sobre peixes e parasitos, ao tio Gi (**Givaldo Doreto**), Tia Telma (**Telma Falbo**), Tia Giani (**Giani Guerino**), ao **Renan Doreto** e **Aline Doreto**, enfim a todos meus familiares, eu amo vocês!

Agradeço também aos **integrantes do laboratório de biologia aquática aplicada**, em especial aos amigos **Fernanda Leal** (Fer), **Emanuelly Costa** (Baru), **Sarah Grazia** (Sarinha), **Jean Coutinho**, **Ynaê Rosa** (Ynaélen), **Evelyn Rosa** e **Elida Gouveia** (Dindinha), obrigada pela ajuda nas coletas, amizade diária, por fazerem meus dias melhores. **Baru** obrigada pela ajuda fundamental no processo de triagem! **Fer** obrigada pela amizade, conselhos e caronas! Sem vocês esse trabalho não sairia!

E está achando que não terá um parágrafo só para você? Jamais! **Dindinha** minha porção de todas as etapas dessa caminhada, obrigada por estar presente em absolutamente tudo, por ser o ombro amigo, companheira de cerveja e choros hihhihihi, sua amizade foi um presente do mestrado!

Agradeço a minha orientadora **Dr^a Márcia Russo**, poxa, você me ensinou, além de como conduzir uma pesquisa, ensinou valores para vida, como amor, humildade e respeito ao próximo. A minha coorientadora e orientadora de graduação **Dr^a Juliana Carrijo**, mesmo estando ausente por conta da reitoria, sou muito grata a seus ensinamentos.

As integrantes da banca de defesa e qualificação, **Dr^a Kelly Regina Ibarrola Vieira**, **Dr^a Tarcila Souza de Castro Silva** e **Dr^a Maria de los Angeles Perez Lizama** pelas considerações e correções!

Aos **peixes** que foram sacrificados durante esse experimento, e elas as **monogeneas** por terem aparecido; sem vocês não haveria dirce (dissertação);

Agradeço aos vizinhos do laboratório de mutagênese, em especial **Bruno Crispim**, e a **Luiza Veiga** (Lu), obrigada pelas risadas, conversas, risadas de novo rrsrsrs e cafés! A

minha amiga da vida **Ana Raquel**, mesmo sem entender minhas ausências, sempre foi apoio e compreensão!

A **capes** pela bolsa, fundamental para permanência e finalização desse trabalho;

A **Embrapa** (Agropecuária Oeste), pela parceria e ajuda nas coletas;

Ao seu **Edemar** por ceder os viveiros para o experimento e por ser esse anjo de pessoa, que me forneceu todos os dados possibilitando que esse estudo pudesse ocorrer;

Não poderia deixar de agradecer ao café e tereré de todos os dias, eles eram motivos para longas e renovadoras conversas!

Enfim universo, e todos aqueles que contribuíram para o trabalho! Meu muito obrigada!

A fé na vitória tem que ser inabalável!

(O rappa e Dexter)

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO 1

- Figura 1.** Mapa da localização da piscicultura utilizada para o estudo.....31
- Figura 2.** Viveiros de criação de tilápia do Nilo, utilizados para o experimento.....32
- Figura 3.** Adubo orgânico, oriundo da cama de frango utilizado para fertilização dos viveiros 1 e 4.....32
- Figura 4.** Monogêneas identificadas parasitando *Oreochromis niloticus* durante o ciclo de cultivo. A) Complexo copulatório CH= *C. halli*. B) Haptor CH= *C. halli*. C) Complexo copulatório CS= *C. sclerosus*. D) Haptor CS= *C. sclerosus*. E) Complexo copulatório CT= *C. thurstonae*. F) Haptor CT= *C. thurstonae*. G) Haptor CI= *C. tilapiae*. H) Haptor SL= *S. longicornis*.....36
- Figura 5.** Abundância média de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* por coleta, durante o ciclo de produção de *Oreochromis niloticus*.....37
- Figura 6.** Correlação entre abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* e a concentração de oxigênio dissolvido na água, durante o cultivo de *Oreochromis niloticus* em tratamento não fertilizado.....38
- Figura 7.** Correlação entre abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* e variáveis bióticas de *Oreochromis niloticus* em tratamento fertilizado. A) Correlação entre abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* e comprimento padrão (cm). B) Correlação entre abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* e peso (g).....39
- Figura 8.** Correlação entre abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* e variáveis bióticas de *Oreochromis niloticus* em tratamento não fertilizado. A) Correlação entre abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* e comprimento padrão (cm). B) Correlação entre abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* e peso (g).....39

CAPÍTULO 2

- Figura 1.** Mapa da localização da piscicultura utilizada para o estudo.....53
- Figura 2.** Análise de correspondência canônica (CCA), mostrando a associação entre a abundância das espécies de monogênea *C. halli*, *C. sclerosus*, *C. thurstonae*, *C. tilapiae* e *S. longicornis*, em função dos parâmetros físicos e químicos. Abreviações: Transp.= transparência, O.D= oxigênio dissolvido, Cond.= Condutividade elétrica, T= temperatura, out.= Outubro, nov.= Novembro, Dez.= dezembro, Jan= janeiro, Fev.= fevereiro, Mar.= março, Abr.= abril, Mai= maio.....56

LISTA DE TABELA

CAPÍTULO 1

Tabela 1. Média e desvio padrão dos parâmetros físicos e químicos da água e da intensidade de fluorescência (IF) da matéria orgânica nos tratamentos fertilizado e não fertilizado em piscicultura de Laguna Carapã, Mato Grosso do Sul, Brasil.....34

Tabela 2. Parâmetros físicos e químicos amostrados mensalmente, nos tratamentos fertilizados e não fertilizados em piscicultura de Laguna Carapã, Mato Grosso do Sul, Brasil.....35

Tabela 3. Índices parasitários dos tratamentos fertilizado e não fertilizado em piscicultura de Laguna Carapã, Mato Grosso do Sul, Brasil.....37

Tabela 4. Dados biométricos e zootécnicos do ciclo de cultivo da tilápia-do-nilo, durante o ciclo de produção, em piscicultura de Laguna Carapã, Mato Grosso do Sul, Brasil.....39

CAPÍTULO 2

Tabela 1. Descritores da comunidade parasitária de *O. niloticus* em piscicultura de Laguna Carapã, MS, Brasil.....55

Tabela 2. Valores do coeficiente de Spearman (rs), entre as variáveis físicas e químicas da água e a abundância das espécies de parasitos.....56

SIGLAS

CEUA- Comissão de Ética no Uso de Animais

FAO Food and Agriculture Organization of the United Nations

MPA Ministério da Pesca e Aquicultura

pH- Potencial hidrogeniônico

RESUMO

O hábito alimentar fitoplanctófago da tilápia é uma das razões do avanço do cultivo dessa espécie no Brasil e no mundo, pois minimiza os custos com ração, dando espaço aos alimentos alternativos, como o plancton natural. Para o crescimento do plâncton é comumente utilizado adubo que, no caso dos orgânicos, é uma alternativa de baixo custo ao produtor, utilizando dejetos de outras criações. Preocupações com a qualidade da água e patógenos frente a fertilização orgânica são constantes e estudos sobre os parasitos nesses sistemas de criação são escassos. Desse modo, o objetivo do trabalho foi avaliar o crescimento das tilápia do Nilo e os metazoários branquiais em viveiros contendo adubo orgânico (cama de frango) e o uso dos monogeneas como bioindicadores das mudanças das variáveis físicas e químicas da água em piscicultura. Foram utilizados quatro viveiros em uma piscicultura comercial de Laguna Carapã, Mato Grosso do Sul, Brasil, dois contendo adubo, cama de frango (tratamento fertilizado) e dois sem adubo (tratamento não fertilizado). O manejo e a densidade foram iguais para ambos os tratamentos e as coletas dos peixes aconteceram mensalmente, após a captura realizou-se a biometria, e o fator de condição foi calculado, avaliou-se também o desempenho zootécnico através do ganho de peso (G.P), sobrevivência, conversão alimentar e ração ofertada, em seguida, as brânquias foram removidas e os parasitos quantificados e identificados. Para avaliar o uso de monogeneas como bioindicadores as coletas foram realizadas mensalmente, utilizando 200 exemplares de tilápia do Nilo em uma piscicultura comercial, sendo aferido também as variáveis físicas e químicas da água, antecedendo a coleta dos peixes, correlacionando assim a abundância das espécies de monogenea com as variáveis físicas e químicas da água. Todos os parasitos encontrados pertenciam à classe Monogenea das espécies: *Cichlidogyrus halli*, *C. tilapiae*, *C. thustoniae*, *C. sclerosus* e *Scutogyrus longicornis*, para ambos os tratamentos. A abundância média de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* foi maior nos viveiros que não receberam adubo, havendo diferenças significativa entre os tratamentos ($p= 0,14$), sendo 2.945 espécimes no tratamento fertilizado e 5.792 no não fertilizado, havendo picos de abundância em fevereiro/2018 e março/2018 para o tratamento não fertilizado, conjuntamente com a diminuição do oxigênio dissolvido. Não houve diferenças expressivas no ganho de peso dos peixes, porém nos viveiros fertilizados houve uma economia de 90,48 quilos de ração, além disso, a sobrevivência foi maior, evidenciando assim, os efeitos positivos do uso de adubo orgânico em doses adequadas em sistemas semi-intensivos. E sobre a bioindicação, as espécies de monogeneas *C. tilapiae*, *C. thustoniae*, *C. sclerosus* e *Scutogyrus longicornis*, foram sensíveis as alterações ambientais ocorridas durante o ciclo de cultivo, sendo indicadores das variações dos parâmetros físicos e químicos. Desse modo, demonstraram ser uma alternativa de baixo custo e de relevância para o monitoramento da qualidade da água de pisciculturas.

Palavras chave: Fertilização orgânica, integração, sanidade, bioindicação

ABSTRACT

The phytoplanktonivorous feeding habit of tilapia is one of the reasons for the advancement of the cultivation of this species in Brazil and worldwide, as it minimizes feed costs, giving space to alternative foods, such as natural plankton. For plankton growth it is commonly used fertilizer which, in the case of organic, is a low cost alternative to the producer, using waste from other farms. Concerns about water quality and pathogens regarding organic fertilization are constant and studies on the parasites in these rearing systems are scarce. Thus, the objective of this work was to evaluate the growth of Nile tilapia and gill metazoan in nurseries containing organic manure (poultry litter) and the use of monogenean as bioindicators of changes in water physical and chemical variables in fish farming. Four ponds were used in fish farm in Laguna Carapã, state of Mato Grosso do Sul, Brazil, two containing fertilizer organic, poultry litter (fertilized treatment) and two without fertilizer (unfertilized treatment). The management and the density were the same for both treatments and the fish collections were done monthly, after the biometrics, and the condition factor was calculated. The zootechnical performance was also evaluated through the weight gain (GP), survival, feed conversion and feed offered, then the gills were removed and the parasites quantified and identified. To evaluate the use of monogeneans as bioindicators, the collections were carried out monthly, using 200 Nile tilapia specimens in fish farm. The physical and chemical variables of the water were also measured before the fish collection, thus correlating the abundance of the species with the physical and chemical variables of water. All parasites found belonged to the Monogenean class of species: *Cichlidogyrus halli*, *C. tilapiae*, *C. thustonae*, *C. sclerosus* and *Scutogyrus longicornis*, for both treatments. The average abundance of *Cichlidogyrus* and *Scutogyrus* was higher in nurseries without fertilizer, with significant differences between treatments ($p = 0.14$), being 2.945 specimens in the fertilized treatment and 5.792 in the unfertilized, with abundance peaks in February/2018 and March/2018 for unfertilized treatment, in conjunction with decreased dissolved oxygen. There were no significant differences in fish weight gain, but in fertilized ponds there was a saving of 90.48 kg of feed, and survival was higher, thus evidencing the positive effects of using organic fertilizer in adequate doses in system semi-intensive. Regarding the bioindication, the *C. tilapiae*, *C. thustonae*, *C. sclerosus* and *Scutogyrus longicornis* were sensitive to environmental changes during the cultivation cycle, being indicators of variations in physical and chemical parameters. Thus, they have proven to be a low cost and relevant alternative for monitoring the quality of fish water.

Keywords: Organic fertilization, integration, health, bioindication

SUMÁRIO

REVISÃO.....	13
<i>Criação de tilápia do Nilo e a fertilização como prática de manejo</i>	13
<i>Fauna parasitária de Oreochromis niloticus no Brasil</i>	15
<i>Variáveis bióticas e abióticas e o parasitismo</i>	17
Referências	18
OBJETIVO	27
<i>Objetivos Específicos</i>	27
CAPITULO I.....	28
Introdução.....	30
Materiais e Métodos	30
<i>Área de estudo e manejo</i>	30
<i>Análise das variáveis físicas e químicas da água</i>	32
<i>Coleta dos peixes e parasitos</i>	33
<i>Análise de dados</i>	33
Resultado	34
Discussão.....	39
Referências	42
CAPÍTULO II.....	49
Materiais e Métodos	52
<i>Área de estudo e coleta dos peixes e parasitos</i>	52
<i>Variáveis físicas e químicas</i>	53
<i>Análise de dados</i>	53
Resultados.....	54
Discussão.....	56
Referências	59

REVISÃO

Criação de tilápia do Nilo e a fertilização como prática de manejo

A aquicultura é uma atividade em expansão no Brasil e a principal espécie de peixe produzida no país é a tilápia do Nilo *Oreochromis niloticus*, sendo a segunda mais produzida no mundo (MPA, 2014; FAO, 2018). Esta espécie pertencente à família Cichlidae e foi introduzida no Brasil em 1971, pelo Departamento Nacional de Obras Contra a Seca em Pentecostes, Ceará (TAVARES DIAS et al., 2000).

Mesmo a tilápia sendo o peixe mais produzido no país, no Mato Grosso do Sul a criação da espécie é recente, porém, vem ganhando espaço no cenário estadual. Na região da Grande Dourados, composta por doze municípios, a espécie apresenta 11% do pescado produzido (DUTRA, 2014).

O destaque desta espécie na piscicultura se deve a características como: rusticidade em relação às intempéries climáticas e sanitárias, fácil reprodução, sobrevivência elevada dos alevinos e as características da carne, como ausência de micro espinhos e boa aceitação no mercado consumidor (BORGES, 2002; EL-SAYED, 2006; BRACCINI et al., 2013).

O sistema de produção semi intensivo se caracteriza por viveiros escavados, e com o auxílio do alimento natural (plâncton) para suplementação alimentar (SILVA et al., 2010; KABIR et al., 2019). Entretanto, as práticas de manejo como calagem, arraçoamento adequado em quantidades e qualidade, assim como a fertilização dos viveiros, são fundamentais para êxito da produção neste sistema de criação, e influenciam diretamente no desenvolvimento e sobrevivência do pescado (SIPAÚBA-TAVARES, 2013).

A calagem consiste na aplicação de um composto rico em calcário, reduzindo oscilações do pH, elevando a alcalinidade do viveiro, atuando também como desinfetante ao eliminar patógenos presentes, além de contribuir na manutenção da qualidade de água e reações químicas e biológicas afetadas pelo pH (SOUZA e TEIXEIRA FILHO, 1985; SILVA et al., 2016).

Os gastos com ração na aquicultura podem oscilar entre 30 e 60% do custo total da produção (FAO, 2010). Devido ao elevado custo da ração, a participação do plâncton como fonte alternativa de alimentação, vem ganhando espaço na piscicultura, sobretudo nas pequenas produções, onde as estruturas de cultivo são menores que 5 ha de lâmina d'água (ADEBAYO et al., 2004; LEONARDO et al., 2009; ZAHID et al., 2013).

A adição de nutrientes, (principalmente nitrogênio e fósforo), denominada de fertilização, é responsável pelo aumento do plâncton, (constituído pelo fitoplâncton e zooplâncton) no ambiente de cultivo (FERREIRA e GONTIJO, 1984; DHAWAN e TOOR, 1989), podendo ser química ou orgânica (ROGGE et al., 2003). Entretanto, a fertilização orgânica pode ser uma alternativa de aproveitamento dos dejetos de outras produções como a suinocultura, bovinocultura e avicultura (KAATZ et al., 2011).

A maioria das espécies de peixes utilizam o plâncton como fonte de alimento nas fases iniciais (WATANABE et al. 1983; UYS e HECHT, 1985), e peixes filtradores como a tilápia do Nilo que se alimentam naturalmente do plâncton, aproveitam essa fonte alimentar também na fase adulta (GETACHEW e FERNANDO, 1989; DEMPSTER et al., 1993).

O melhor desempenho das larvas e alevinos em sistema de produção que utilizam o plâncton como alimento é relatado para *Prochilodus lineatus* (FURAYA et al., 1999), *Piaractus brachypomus* (DAVID et al., 2011), *Odontesthes bonariensis* (PIEDRAS e POUHEY, 2004). Baccarin e Camargo (2005), observaram crescimento semelhante nos dois primeiros meses de cultivo de tilápia do Nilo alimentadas somente com alimento natural em viveiros adubados com esterco de galinha poedeira, e alimentadas com ração comercial.

O plâncton é uma rica fonte nutricional (ZAHID et al., 2013), apresentando bons níveis de proteína, minerais, lipídeos e vitaminas (SANTEIRO e PINTO-COELHO, 2000), entretanto com o passar do tempo de cultivo, o plâncton disponível não é suficiente para alimentação da tilápia do Nilo, devido ao seu rápido crescimento (GREEN, 1992), sendo necessário o fornecimento de rações que supram as necessidades nutricionais (HEPHER, 1978).

Os efeitos positivos do uso da fertilização no ganho de peso e melhor desenvolvimento zootécnico dos peixes, foi relatado por Green et al. (1989), Green (1992), Zhu et al. (1990); Dhawan e Kaur (2002) Feiden e Hayashi (2005), Rosa et al. (2014). Em contrapartida, Hosen et al. (2014), observaram maior crescimento em sistema de policultivo de *Cirrhinus mrigala*, *Hypophthalmichthys molitrix* e *Oreochromis niloticus*, em Bangladesh, usando como fonte alimentar a fertilização com adubo bovino associada a dieta artificial a base de farelo de soja, trigo e arroz, quando comparado com o uso apenas de fertilizante bovino.

Comparando o desempenho de juvenis de tilápia do Nilo alimentados com ração comercial, alimento natural proveniente da adubação química, e alimento natural

proveniente da adubação orgânica, observou-se melhor desempenho dos peixes alimentados com ração. Os autores também ressaltaram que os níveis de oxigênio dissolvido foram menores nos tratamentos que receberam adubo (LEONARDO et al., 2009).

Perante isso, a utilização de adubo orgânico leva a constante preocupação dos seus efeitos na qualidade da água, uma vez que dependendo da dose utilizada e da estrutura de cultivo pode influenciar no estado higiênico e sanitário do pescado (GARG e BHATNAGAR, 2002; CHOWDHURY et al., 2018). Segundo Coelho et al. (1990), Rosa et al. (1990), Silva e Lima (1990) e Pilarski et al. (2004), em estudos microbiológicos, onde o adubo de suíno foi utilizado nos viveiros de criação de peixe, os autores consideraram a prática da adubação segura.

Com relação aos parasitos e o adubo orgânico, Martins et al. (2010), comparou a fauna parasitária de *O. niloticus* em viveiros com e sem o uso de esterco suíno no Sul do Brasil. O estudo não apresentou diferenças nas espécies encontradas, abundância e prevalência de parasitos entre os viveiros, e a qualidade da água também não diferiu. Porém, estudos sobre a influência da fertilização orgânica na comunidade parasitária são escassos, e necessários para o entendimento da dinâmica dos parasitos frente a inserção do adubo orgânico.

Fauna parasitária de *Oreochromis niloticus* no Brasil

Dentre os parasitos que acometem a tilápia do Nilo, destaca-se os ectoparasitos, protozoários, do Filo Ciliophora e os platelmintos da classe Monogenea (GHIRALDELLI et al., 2006; MARTINS et al., 2006; VALADÃO et al., 2013; BITTENCOURT et al., 2014; BAIDOO et al., 2015).

Os protozoários ciliados parasitam tanto tegumento quanto brânquias (MARTINS et al., 2015), sendo os mais comuns, representantes da família Trichodinidea dos gêneros *Trichodina*, *Paratrichodina*, *Tripartiella*, *Dipartiella*, *Hemitrichodina* e *Vauchonia* (EIRAS, 2006; VALADÃO et al., 2016). O ciliado *Ichthyophthirius multifiliis* também é relatado corriqueiramente nas pisciculturas brasileiras (DICKERSON e DAWE, 2006; ZAGO et al., 2014). Outros protozoários como *Chilodonella* spp., *Epistylis* spp., *Apiosoma* spp. e *Piscinoodinium pillulare*, também acometem o sistema de cultivo (PÁDUA et al., 2013; MARENGONI et al., 2015; VALADÃO et al., 2016).

Esses parasitos possuem baixa especificidade e reprodução assexuada, na maioria dos casos, por fissão binária, fato que favorece altas infestações, levando também a associações com bactérias e outras infecções subjacentes (HAZEN et al., 1978; PÁDUA et al., 2016).

Entretanto, os parasitos com maior relevância, em ambientes de cultivo são as monogeneas (JERÔNIMO et al., 2011; LULIWA, 2018). Um fator facilitador para o sucesso deste parasito na piscicultura é o ciclo de vida monóxeno, dispensando hospedeiros intermediários (LUQUE e POULIN, 2008), sendo o parasito mais comum na piscicultura (JERÔNIMO et al., 2016).

São parasitos estritamente especialistas em relação ao hospedeiro, sendo hermafroditas, reproduzindo-se por fecundação cruzada (LAMBERT e EL GHARBI, 1995; ÖZER et al., 2019). Possuem estruturas morfológicas como haptor que é composto por barras, âncoras e ganchos, localizados na parte posterior do monogenea, tendo como função a fixação no hospedeiro, além do haptor ser utilizado em estudos taxonômicos do grupo (PAPERNA, 1960). Em peixes de água doce, destacam-se as famílias Gyrodactylidae e Dactylogyridae (PAVANELLI et al., 2013).

Gyrodactylidae parasitam comumente o tegumento e são vivíparos, podendo ser encontrado até cinco gerações em um único parasito (BAKKE et al., 2007). Já os representantes de Dactylogyridae parasitam preferencialmente as brânquias e são ovíparos (LUQUE, 2004).

Em relação a tilápia do Nilo, as brânquias são parasitadas principalmente pelas monogeneas dos gêneros *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* (DOTTA et al., 2015; BLAHOUA et al., 2016; RINDORIA et al., 2016). Sendo relatadas no Brasil as seguintes espécies *C. sclerosus*, *C. halli*, *C. tilapiae*, *C. thurstonae*, *C. tubicirrus magnus*, *S. longicornis*, *Enterogyrus cichlidarum* (LIZAMA et al., 2007; JERÔNIMO et al., 2010; MARTINS et al., 2014; ZAGO et al., 2014; SILVA et al., 2015; PANDINI, 2016).

Desse modo, infestações massivas de monogenea nas brânquias, causam patologias como hiperplasia lamelar, dificuldade de trocas gasosas, podendo levar os peixes a morte ou até mesmo deixar o hospedeiro exposto a infecções secundárias. (XU et al., 2007; PÁDUA et al., 2012).

Outro grupo de ectoparasitos que acometem a tilápia do Nilo em pisciculturas brasileiras, são os crustáceos nativos e exóticos como *Lamproglana* sp, Ergasilidae, *Argulus* sp, *Argulus multicolor*, *Argulus spinulosus* e *Lernaea cyprinacea* (LUQUE et al., 2013).

Contrariamente, endoparasitos possuem ciclo de vida heterógeno e baixa ocorrência na tilapicultura no Brasil. Cestóides, por exemplo, ainda não foram relatados em ambientes de cultivo parasitando tilápia do Nilo, somente em ambientes naturais (GRAÇA e MACHADO, 2007), assim como, nematóides e acantocéfalos também ainda não foram relatados no país, possivelmente devido à ausência do hospedeiro intermediário (LEÓN et al., 2000). Trematódeos como *Austrodiplostimum compactum* em tilápia do Nilo foi relatado por Pinto et al. (2014), em reservatórios em Minas Gerais.

Em suma, altas infestações parasitárias podem ocorrer em situações de desequilíbrio na relação parasito-hospedeiro-ambiente (FUJIMOTO et al., 2009) no ambiente de piscicultura, devido ao confinamento, adensamento de peixes acima do suportado pelo ambiente, deficiências nutricionais, estresse decorrente do manejo e declínio na qualidade de água, acarretando em problemas sanitários, conseqüentemente, diminuindo a lucratividade da atividade e comprometendo a sanidade dos corpos receptores dos efluentes.

Variáveis bióticas e abióticas e o parasitismo

O desequilíbrio da relação parasito-hospedeiro-ambiente favorece o aparecimento de patógenos, sendo de extrema importância o conhecimento dessas relações para o êxito da piscicultura (LIZAMA et al., 2007; AKOLL et al., 2012a). Além disso, os parasitos são bons indicadores, respondendo a mudanças ambientais (AWHARITOMA e EHIGIATOR, 2019).

Dentre as variáveis abióticas, o oxigênio dissolvido é considerado o parâmetro mais importante no ambiente de cultivo (ANDREWS et al., 1973), influenciando assim no consumo de ração e atividade metabólica, condição que pode levar o animal ao estresse e conseqüentemente torná-lo vulnerável a massivas infecções (WEDEMEYER e WOOD, 1974; WEDEMEYER et al. 1976). Situações de baixo oxigênio podem levar o peixe à morte (SILVA, et al., 2016).

Com relação a temperatura, oscilações bruscas afetam o crescimento e dependendo dos limites letais da espécie leva a mortalidade, por exemplo em temperaturas mais baixas, devido aos peixes serem ectotérmicos, a ingestão de alimento e metabolismo diminuem, bem como as funções imunológicas (BORGHETTI e CANZI, 1993; LAMKOVÁ et al., 2007; BOWDEN, 2008). Dessa forma o sistema imunológico é afetado pelas variáveis abióticas e a qualidade e quantidade do alimento que é oferecido,

ou seja, peixes que recebem alimentos de qualidade e em dosagens adequadas tornam-se mais resistentes a infecções (LALL, 2000; CYRINO et al., 2010; KIRON, 2012).

A temperatura ainda influencia o parasito, no caso das monogeneas, interfere nas taxas de eclosão e no tempo de sobrevivência (FLORES-CRESPO et al., 1992; PAPERNA 1996). Correlações positivas entre temperatura e prevalência de *Pseudodactylogyrus anguillae* parasitando *Anguilla rostrata*, foi relatada por Barker e Cone (2000). Já associações negativas entre a abundância de monogenea em *Oreochromis* spp. e temperatura da água foi relatado por Aguirre-Feyel et al. (2015) e por Tubbs et al. (2005) para monogeneas da espécie *Ligictaluridus floridanus* infestando *Ictalurus punctatus* em tanques redes no México.

Outros parâmetros como pH, condutividade elétrica e amônia também podem influenciar na infestação e comunidade parasitária, além da poluição química e estado trófico do ambiente (BAGGE e VALTONEN, 1996; SANCHEZ-RAMIREZ et al., 2007; BAYOUMY et al., 2008, LACERDA et al., 2018).

Estudos relacionando a carga parasitária em tilápia com comprimento total e padrão, fator de condição e peso, mostraram correlações positivas, ou seja, peixes com fator de condição próximos a 1 e maior área de fixação, suportam maior carga parasitária (IBRAHIM, 2012; PANTOJA et al., 2012; GEORGES et al., 2015). Correlações negativas e inexistentes também foram relatadas (LIZAMA et al., 2007; MADANIRE-MOY et al., 2011). Fatores como idade, sexo e período de reprodução também influenciam na abundância e prevalência de parasitos (SIMKOVA et al., 2005; BOUNGOU et al., 2008; AKOLL et al., 2012b).

Neste sentido, estudos sobre essas relações (parasito-hospedeiro-ambiente) abrem as portas para a detecção de outros indicadores do manejo na piscicultura, além do desempenho do peixe produzido e parâmetros físicos e químicos da água de cultivo, a fim de prevenir e mitigar os impactos negativos que essa atividade pode gerar, como o aumento de nutrientes que pode levar a eutrofização da água, afetando tanto o meio ambiente quanto a própria atividade, o aumento de patógenos e a mortalidade dos peixes.

Referências

ADEBAYO, O. T., FAGBENRO, O. A., JEGEDE, T. Evaluation of *Cassia fistula* meal as a replacement for soybean meal in practical diets of *Oreochromis niloticus* fingerlings. **Aquaculture Nutrition**, v. 10, n. 02, p. 99-104, 2004.

- 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. Infection dynamics of *Cichlidogyrus tilapiae* and *C. sclerosus* (Monogenea, Ancyrocephalinae) in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) from Uganda. **Journal of helminthology**, v. 86, n. 3, p. 302-310, 2012b.
- AKOLL, P. et al. Parasite fauna of farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and African catfish (*Clarias gariepinus*) in Uganda. **Parasitology research**, v. 110, p. 315-323, 2012a.
- ANDREWS, J. W., MURAI, T., GIBBONS, G. The influence of dissolved oxygen on the growth of channel catfish. **Transactions of the American Fisheries Society**, v. 102, n. 4, p. 835-838, 1973.
- AWHARITOMA, A. O., EHIGIATOR, F. A. R. Effects of Climatic Changes on Fish Diversity and Abundance and Prevalence of Fish Parasitic Infections in Southern Nigeria. **NISEB Journal**, v. 17, n. 3, 2019.
- BACCARIN, A. E., CAMARGO, A. F. M. Characterization and evaluation of the feed management on the effluents of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) culture. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 48, p. 81-90, 2005.
- BAGGE, A. M., VALTONEN, E. T. Experimental study on the influence of paper and pulp mill effluent on the gill parasite communities of roach (*Rutilus rutilus*). **Parasitology**, v. 112, n. 5, p. 499-508, 1996.
- BAIDOO, K., ABOBI, S. M., AGBEKO, E. Ecto-parasites infestation of Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) in concrete ponds in Tamale, Ghana. **International Journal of Aquaculture**, v.5, n.4, p.1-5, 2015.
- 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.
- BARKER, D. E., CONE, D. K. Occurrence of *Ergasilus celestis* (Copepoda) and *Pseudodactylogyrus anguillae* (Monogenea) among wild eels (*Anguilla rostrata*) in relation to stream flow, pH and temperature and recommendations for controlling their transmission among captive eels. **Aquaculture**, v. 187, n. 3-4, p. 261-274, 2000.
- BAYOUMY, E. M. et al. Monogenean parasites as bioindicators for heavy metals status in some Egyptian Red Sea fishes. **Global Veterinaria**, v. 2, n. 3, p. 117-122, 2008.
- 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.
- BLAHOUA, G. K. Distribution of gill Monogenean parasites from *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) in man-made Lake Ayamé I, Côte d'Ivoire. **African Journal of Agricultural Research**, v. 11, n.2, p. 117-129, 2016.
- BORGES, A. M. **Piscicultura**. 36p. 2 ed. Brasília: Emater, 2002.

BORGHETTI, J.R., CANZI, C. The effect of water temperature and feeding rate on the growth rate of pacu (*Piaractus mesopotamicus*) raised in cages. **Aquaculture**, v.114, p.93-101, 1993.

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. 1317-23, 2008.

BOWDEN, T. J. Modulation of the immune system of fish by their environment. **Fish Shellfish Immunology**, v. 25, p. 373-383, 2008.

BRACCINI, G. L. et al. Morpho-functional response of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) to a homeopathic complex. **Homeopathy**, v. 102, n. 4, p. 233-241, 2013.

CHOWDHURY, P. et al. Effects of different amounts of organic fertilizers on growth and production of Tilapia in monoculture. **International Journal of Agricultural Research, Innovation and Technology**, v. 8, n. 2, p. 24-31, 2018.

COELHO, M. S. L., ROSA, V. P., COSTA, P. M. A. Estudo da microbiota de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) alimentada com dejetos de suínos. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, v. 19, n. 6, p. 546-551, 1990.

CYRINO, J. E. P. et al. A piscicultura e o ambiente-o uso de alimentos ambientalmente corretos em piscicultura. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 39, n. 1, p. 68-87, 2010.

DAVID, C. et al. Initial diet composition affects weight gain and total length of Pacu (*Piaractus brachypomus*) larvae. **Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias**, v. 24, n. 1, p. 48-53, 2011.

DEMPSTER, P. W., BEVERIDGE, M. C. M., BAIRD, D. J. Herbivory in the tilapia *Oreochromis niloticus*: a comparison of feeding rates on phytoplankton and periphyton. **Journal of Fish Biology**, v. 43, n. 3, p. 385-392, 1993.

DHAWAN, A., KAUR, S. Pig dung as pond manure: Effect on water quality, pond productivity and growth of carps in polyculture system. **NAGA, the ICLARM quarterly**, v. 25, n. 1, p. 11-14, 2002.

DHAWAN, A., TOOR, H. S. Impact of organic manures or supplementary diet on plankton production and growth and fecundity of an Indian Major Carp, *Cirrhina mrigala* (Ham.), in fish ponds. **Biological Wastes**, v. 29, n.4, p. 289-297, 1989.

DICKERSON, H. W.; DAWE, D. L. *Ichthyophthirius multifiliis* and *Cryptocaryon irritans* (phylum Ciliophora). **Fish diseases and disorders**, v. 1, p. 116-153, 2006.

DOTTA, G. et al. Effect of dietary supplementation with propolis and *Aloe barbadensis* extracts on hematological parameters and parasitism in Nile tilapia. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 24, n. 1, p. 66-71, 2015.

DUTRA, F. M. **Análise da estrutura, conduta e desempenho da cadeia produtiva do peixe no município de Dourados/MS**. 103 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de

Programa de Pós Graduação em Agronegócio, Universidade Federal da Grande Dourados, Dourados-MS, 2014.

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

EL-SAYED, A. F. M. **Tilapia Culture**. 277p. CABI publishing, Wallingford, Oxfordshire, United Kingdom, 2006.

FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Fisheries resources: trends in production, utilization and trade. **World review of fisheries and Aquaculture**. Roma, p. 221, 2010.

FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. The state of world fisheries and aquaculture. **Meeting The Sustainable Development Goals**. Roma, p. 227, 2018.

FEIDEN, A., HAYASHI, C. Desenvolvimento de juvenis de Piracanjuba (*Brycon orbignyannus*), Vallenciennes (1849) (Teleostei: characidae) em tanques experimentais fertilizados com adubação orgânica. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v.26, n.4, p. 591-600, 2005.

FERREIRA, R. M. A., GONTIJO, V. P. M. Fertilização de viveiros de tilápia com adubo orgânico. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.10, n. 110, p. 12-16, 1984.

FLORES-CRESPO, J. et al. Variación estacional de dactylogyrus sp. en dos unidades productoras de tilapia del estado de Morelos. **Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias**, v. 30, n. 2, p. 109-118, 1992.

FUJIMOTO, R. Y. et al. Hematologia e parasitas metazoários de camurim (*Centropomus Undecimalis*, bloch, 1792) na região Bragantina, Bragança-Pará. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 35, p. 441-450, 2009.

FURUYA, V. R. B. et al. Influência de plâncton, dieta artificial e sua combinação sobre o crescimento e sobrevivência de larvas de Curimatá (*Prochilodus lineatus*). **Acta Scientiarum**. v. 21, n. 2, p. 699-703, 1999.

GARG, S. K., BHATNAGAR, A. Effect of different doses of organic fertilizer (cow dung) on pond productivity and fish biomass in stillwater ponds. **Journal of Applied Ichthyology**, v. 15, n. 1, p. 10-18, 2002.

GEORGES, K. B. et al. 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**, v. 9, n. 1, p. 12-23, 2015.

GETACHEW, T., FERNANDO, C. H. The food habits of an herbivorous fish (*Oreochromis niloticus* Linn.) in Lake Awasa, Ethiopia. **Hydrobiologia**, v. 174, p. 195-200, 1989.

GHIRALDELLI, L. et al. Ectoparasites communities from *Oreochromis niloticus* cultivated in the State of Santa Catarina, Brazil. **Journal Fish Aquatic Sciences**, v. 2, p. 181-190, 2006.

GRAÇA, R. J., MACHADO, H. R. 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, 2007.

GREEN, B. W. Substitution of organic manure for pelleted feed in tilapia production. **Aquaculture**, v. 101, n. 3-4, p. 213-222, 1992.

GREEN, B. W., PHELPS, R. P., ALVARENGA, H. A. The effect of manures and chemical fertilizers on the production of *Oreochromis niloticus* in earthen ponds. **Aquaculture**, v. 76, p. 37-42, 1989.

HAZEN, T.C. et al. Ultrastructure of red-sore lesions on largemouth bass (*Micropterus salmoides*): association of the ciliate *Epistylis* sp. and the bacterium *Aeromonas hydrophila*. **Journal of Eukariotic Microbiology**, v. 25, p. 351-355, 1978.

HEPHER, B. Ecological aspects of warm-water fish pond management. GERKING, S.D. **Ecology of Fresh Water Fish Production**. Blackwell Scientific Publications, Oxford, 1978, p. 447-468.

HOSEN, M. A. et al. Effects of artificial feeds on growth and production of fishes in polyculture. **International Journal of Agricultural Research, Innovation and Technology**, v. 4, n. 2, p. 11-15, 2014.

IBRAHIM, M. M. Variation in parasite infracommunities of *Tilapia zillii* in relation to some biotic and abiotic factors. **International Journal Zoology. Research**, v. 8, p. 59-70, 2012.

JERÔNIMO, G. T. et al. Parasitological assessment in the hybrid surubim (*Pseudoplatystoma reticulatum* x *P. corruscans*), with uncommon occurrence of Monogenea parasites. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária (Online)**, v. 25, p. 179-186, 2016.

JERÔNIMO, G. T. et al. Seasonal variation on the ectoparasitic communities of Nile tilapia cultured in three regions in southern Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 71, n. 2, p. 365-373, 2011.

JERÔNIMO, G. T., SPECK, G. M., MARTINS, M. L. First report of *Enterogyrus cichlidarum* Paperna 1963 (Monogeneoidea: Ancyrocephalidae) on Nile tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 4, n. 1, p. 75-80, 2010.

KAATZ, S. E. et al. Role of organic fertilizers in walleye (*Sander vitreus*) production in plastic-lined culture ponds. **Aquaculture Research**, v. 42, n. 4, p. 490-498, 2011.

KABIR, K. A. et al. Effect of dietary protein to energy ratio on performance of Nile tilapia and food web enhancement in semi-intensive pond aquaculture. **Aquaculture**, v. 499, p. 235-242, 2019.

KIRON, V. Fish immune system and its nutritional modulation for preventive health care. **Animal Feed Science and Technology**, v. 173, n. 1-2, p. 111-133, 2012.

- LACERDA, A. C. F. et al. Fish parasites as indicators of organic pollution in southern Brazil. **Journal of helminthology**, v. 92, n. 3, p. 322-331, 2018.
- LALL, S. P. Nutrition and health of fish. In: SIMPOSIO INTERNACIONAL DE NUTRICIÓN ACUÍCOLA. **Memorias**, México, p.13-23, 2000.
- LAMBERT, A., EL GHARBI, S. (1995). Monogenean host specificity as a biological and taxonomic indicator for fish. *Biological Conservation*, v. 72, n. 2, p. 227-235, 1995.
- LAMKOVÁ, K. et al. Seasonal changes of immunocompetence and parasitism in chub (*Leuciscus cephalus*), a freshwater cyprinid fish. **Parasitology. Research**, v. 101, p.775–789, 2007.
- LEÓAN, G. P. P. Helminth communities of native and introduced fishes in Lake Pátzcuaro, Michoacán, México. **Journal of Fish Biology**, v. 57, n. 2, p. 303-325, 2000.
- LEONARDO, A. et al. Qualidade da água e desempenho produtivo de juvenis de Tilápia-do-Nilo em viveiros, utilizando-se três sistemas de alimentação. **Revista. Acadêmica, Ciências. Agrárias. Ambientais**, Curitiba, v. 7, n. 4, p. 383-393, 2009.
- LIZAMA, M. D. L. A. P. et al. Relação parasito-hospedeiro em peixes de pisciculturas da região de Assis, Estado de São Paulo, Brasil. *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887). **Acta Scientiarum-Biological Sciences**, v. 29, n. 4, p. 437-445, 2007.
- LULIWA, R. Prevalence of metazoan parasites in Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) raised in a community dam and a private farm, Eastern Province, Rwanda. **International Journal of Fisheries and Aquatic Studies**, v. 6, n. 2, p. 628-632, 2018.
- LUQUE, J. L. Biologia, epidemiologia e controle de parasitos de peixes. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13, n. 1, p. 161-165, 2004.
- LUQUE, J. L. et al. Checklist of Crustacea parasitizing fishes from Brazil. **Check List**, v. 9, n. 6, p. 1449–1470, 2013.
- 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.
- MADANIRE-MOYO, G. N. et al. Population dynamics and spatial distribution of monogeneans on the gills of *Oreochromis mossambicus* (Peters, 1852) from two lakes of the Limpopo River System, South Africa. **Journal of Helminthology**, v. 85, n. 2, p. 146-152, 2011.
- 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. Ectoparasitos de tilápias (*Oreochromis niloticus*) cultivadas no Estado de Santa Catarina, Brasil. In: SOUZA-SILVA, A. T. (Org.). **Sanidade de organismos aquáticos no Brasil**. Maringá: ABRAPOA. cap. 13, p. 253-270, 2006.

MARTINS, M. L. et al. Can the parasitic fauna on Nile tilapias be affected by different production systems? **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 82, n. 2, p. 493-500, 2010.

MARTINS, M. L. et al. Microhabitat preference and seasonality of Gill Monogeneans in Nile Tilapia reared in Southern Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 8, n. 1, p. 47-58, 2014.

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.

MPA. MINISTÉRIO DA PESCA E AQUICULTURA. 2014. **Potencial brasileiro**. Brasília DF, 2014.

ÖZER, A. et al. Comparative *Diplectanum aequans* (Monogenea) infestations in cultured European seabass (*Dicentrarchus labrax*) in the Black Sea and the Aegean Sea. *Ege Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, v. 36 n. 2, p. 163-169, 2019.

PÁDUA, S. B. D. Host-parasite relationship during *Epistylis* sp. (Ciliophora: Epistylididae) infestation in farmed cichlid and pimelodid fish. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 51, p. 520-526, 2016.

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. 1-2, p. 154-160, 2013.

PÁDUA, S. B. et al. Parasitic infestations in hybrid surubim catfish fry (*Pseudoplatystoma reticulatum* x *P. corruscans*). **Brazilian Journal Veterinary Medicine**, v. 34, p. 235-240, 2012.

PANDINI, F. **Ectoparasitas branquiais de *Oreochromis niloticus* de pisciculturas localizadas na área da bacia do Rio Azul, Paraná**. 25 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Programa de Pós Graduação em Aquicultura e Desenvolvimento Sustentável, Universidade Federal do Paraná, Palotina-PR, 2016.

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.

PAPERNA, I. **Parasites, infestations and diseases of fishes in Africa**. 220p . CIFA Technical Paper, n 31. Roma. Italy, 1996.

PAPERNA, I. **Studies on monogenetic trematodes in Israel**. Monogenetic trematodes of cichlids. *Bamidgeh*, v. 12, p. 20- 30, 1960.

PAVANELLI, G. C., TAKEMOTO, R. M., EIRAS, J. C. **Parasitologia de Peixes de Água Doce do Brasil**. 452p. Eduem, Maringá, 2013.

PIEDRAS, S. R. N., POUHEY, J. L. O. F. Alimentação de alevinos de peixe-rei (*Odontesthes bonariensis*) com dietas naturais e artificiais. **Ciência Rural**, v. 34, n. 4, p. 1203-1206, 2004.

- PILARSKI, F. et al. Consórcio suíno-peixe: aspectos ambientais e qualidade do pescado. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 33, n. 2, p. 267-276, 2004.
- 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, p. 1-7, 2014.
- RINDORIA, N. M. Gill monogeneans of *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) and *Oreochromis leucostictus* (Trewavas, 1933) in Lake Naivasha, Kenya. **Parasitology research**, v. 115, n. 4, p. 1501-1508, 2016.
- ROGGE, M. L., MOORE, A. A., MORRIS, J. E. Organic and Mixed Organic–Inorganic Fertilization of Plastic-Lined Ponds for Fingerling Walleye Culture. **North American Journal of Aquaculture**, v. 65, n. 3, p. 179-190, 2003.
- ROSA, J., NOLETO, R. B., RIBEIRO, M. O. Avaliação do efeito substitutivo de ração por adubação orgânica na alimentação em alevinos de Tilápia (*Oreochromis niloticus*). **Luminária**, v. 16, n. 2, 2014.
- ROSA, V. P., COSTA, P. M. A., COELHO, M. S. I. Palatabilidade e incidência de patógenos em tilápia do Nilo alimentadas com dejetos de suínos. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 19, n. 6, p. 542-545, 1990.
- SANCHEZ-RAMIREZ, C. et al. *Cichlidogyrus sclerosus* (Monogenea: Ancyrocephalinae) and its host, the Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*), as bioindicators of chemical pollution. **Journal of Parasitology**, v. 93, n. 5, p. 1097-1107, 2007.
- SANTEIRO, R. M., PINTO-COELHO, R. M. Efeitos de fertilização na biomassa e qualidade nutricional do zooplâncton utilizado para alimentação de alevinos na estação de hidrobiologia e piscicultura de Furnas, MG. **Acta Scientiarum**, v. 22, n. 3, p. 707-716, 2000.
- SILVA, A. M. C. B. et al. Diagnóstico da Piscicultura na Mesorregião Sudeste do Estado do Pará. **Boletim Técnico Científico do Cepnor**, v. 10, n. 1, p. 55-65, 2010.
- SILVA, C. M., BATISTA, R. C., THOMÉ, M. P. M. PREVALÊNCIA DE *Cichlidogyrus* spp. (MONOGENEA) EM *Oreochromis niloticus* (LINNAEU, 1757) NUM LAGO URBANO DO MUNICÍPIO DE ITAPERUNA, RIO DE JANEIRO, BRASIL. **REINPEC- Revista Interdisciplinar Pensamento Científico**, v. 1, n. 2, 2015.
- SILVA, P. C., LIMA, A. M. L. Aspectos sanitários da criação de tambaqui (*Colossoma macropomum*) em consorciação com suínos. **Revista Regional de Aquicultura**, v. 4, p. 32, 1990.
- SILVA, T. S. C., INOUE, L. A. K. A., FIETZ, C. R. Influência do clima, fenômenos e mudanças climáticas no manejo da piscicultura. **Embrapa Agropecuária Oeste- Documentos (INFOTECA-E)**. Dourados, Mato Grosso do Sul, p. 20, 2016.
- ŠIMKOVÁ, A. et al. Associations between fish reproductive cycle and the dynamics of metazoan parasite infection. **Parasitology research**, v. 95, n. 1, p. 65-72, 2005.
- SIPAÚBA-TAVARES, L. H. **Uso racional da água em aquicultura**. 190p. Jaboticabal,

2013.

SOUZA, E. C. M., TEIXEIRA FILHO, A. R. **Piscicultura fundamental**. 188p, 3 ed. São Paulo-SP: Nobel, 1985.

TAVARES DIAS, M., SCHALCH, S. H. C., MARTINS, M. L. Características hematológicas de *Oreochromis niloticus* (Osteichthyes: Cichlidae) cultivadas intensamente em Pesque pague do município de Franca, São Paulo, Brasil. **Ars Veterinária**, v. 16, n. 2, p. 76-82, 2000.

TUBBS, L. A. et al. Effects of temperature on fecundity in vitro, egg hatching and reproductive development of *Benedenia seriolae* and *Zeuxapta seriolae* (Monogenea) parasitic on yellowtail kingfish *Seriola lalandi*. **International Journal for Parasitology**, v. 35, n. 3, p. 315-327, 2005.

UYS, W., HECHT, T. Evaluation and preparation of an optimal dry feed for the primary nursing of *Clarias garipineus* larvae (Pisces: Clariidae). **Aquaculture**, n. 47, p. 173-183, 1985.

VALLADÃO, G. M. R. *Paratrichodina africana* (Ciliophora): a pathogenic gill parasite in farmed Nile tilapia. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 13, n. 3-4, p. 705-710, 2013.

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.

WATANABE, T., KITAJIMA, C., FUJITA, S. Nutritional values of live organisms used in Japan for mass propagation of fish: a review. **Aquaculture**, v. 34, p. 115-143, 1983.

WEDEMEYER G., AMEYER F. P., SMITH L. **Environmental stress and fish diseases**. 192p. Publishers Neptune, 1976.

WEDEMEYER, G. A., WOOD, J. W. **Stress as a predisposing factor in fish diseases**. US Fish and Wildlife Service, 1974.

XU, D. H., SHOEMAKER, C. A., KLESIUS, P. H. Evaluation of the link between gyrodactylosis and streptococcosis of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). **Journal of Fish Diseases** v. 30, p. 233-238, 2007.

ZAGO, A. C. et al. Ectoparasites of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in cage farming in a hydroelectric reservoir in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, n. 2, p. 171-178, 2014.

ZAHID, A. et al. Effect of Artificial Feed and Fertilization of Ponds on Growth and Body Composition of Genetically Improved Farmed Tilapia. **Journal of Zoology**, v. 45, n.3, p. 667-671, 2013.

ZHU, Y. et al. The effect of manure application rate and frequency upon fish yield in integrated fish farm ponds. **Aquaculture**, v. 91, n. 3-4, p. 233-251, 1990.

OBJETIVO

Avaliar a influência da fertilização orgânica (cama de frango), na comunidade de metazoários branquiais de *Oreochromis niloticus* durante o ciclo de produção.

Objetivos Específicos

- Caracterizar a comunidade de metazoários branquiais e comparar a abundância, intensidade média e prevalência de parasitos, bem como os parâmetros de crescimento da tilápia do Nilo em viveiros fertilizados e não fertilizados ao longo do ciclo de cultivo.
- Avaliar o uso de monogeneas como biondicadores da qualidade de água durante o ciclo de cultivo.

CAPITULO I

Respostas da comunidade parasitária ao uso de cama de frango como adubo orgânico no cultivo tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) em sistema semi-intensivo

Artigo redigido nas normas do periódico: Aquaculture

Respostas da comunidade parasitária ao uso de cama de frango como adubo orgânico no cultivo tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) em sistema semi-intensivo

Resumo: O hábito alimentar fitoplanctófago da tilápia do Nilo, faz com que a espécie consuma plâncton durante toda a vida, diminuindo os gastos com ração, perante isso a fertilização dos viveiros, aumenta a disponibilidade desse recurso alimentar. A fertilização orgânica visa aproveitar os dejetos de outras culturas como avicultura, bovinocultura e suínocultura, porém pouco se sabe sobre os efeitos da fertilização orgânica na comunidade parasitária. O objetivo foi analisar a resposta da comunidade parasitária perante a inserção do adubo orgânico e as relações entre o ambiente, parasito e hospedeiro, além de acompanhar o desenvolvimento da tilápia do Nilo ao longo de um ciclo de produção. Utilizou-se quatro viveiros, dois contendo cama de frango e dois sem o fertilizante (tratamento fertilizado e não fertilizado), os alevinos pertenciam ao mesmo lote e igual manejo foi empregado para ambos os viveiros. As coletas foram realizadas mensalmente desde a inserção até a despesca, e analisou-se as variáveis físicas e químicas da água, os dados biométricos (peso e comprimento padrão), os índices zootécnicos e a fauna de metazoários branquiais entre os tratamentos. A média da qualidade de água não diferiu, e os parasitos branquiais encontrados pertenciam à classe Monogenea das espécies *Cichlidogyrus halli*, *Cichlidogyrus tilapiae*, *Cichlidogyrus thurstonae*, *Cichlidogyrus sclerosus* e *Scutogyrus longicornis*. A abundância média de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus*, foi significativamente maior no tratamento não fertilizado ($p < 0,05$). Analisando mensalmente, os picos de abundância no tratamento não fertilizado ocorreram em fevereiro e março e obtiveram diferenças estatísticas ($p = 0,02$ fevereiro/2018, $p = 0,03$ março/2018). O tratamento não fertilizado apresentou correlação significativa negativa entre oxigênio dissolvido e abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* ($r_s = -0,725$; $p < 0,05$). Os dados biométricos, ração ofertada e índices zootécnicos não apresentaram diferenças estatísticas significativas. Para ambos, houve correlação significativa positiva entre o comprimento padrão (fertilizado $r_s = 0,44$; $p < 0,05$, não fertilizado $r_s = 0,48$; $p < 0,05$) e peso (fertilizado $r_s = 0,43$; $p < 0,05$, não fertilizado $r_s = 0,46$; $p < 0,05$) com a abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus*. A menor abundância, prevalência e intensidade média de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* no tratamento fertilizado, inclusive nos meses de baixa concentração de oxigênio dissolvido na água, indicou uma melhor resposta do hospedeiro perante um agente estressor, provavelmente devido a ingestão do plâncton natural, e a similaridade dos parâmetros físicos e químicos da água entre os tratamentos e dentro do preconizado para produção, são resultados satisfatórios para utilização do fertilizante orgânico (cama de frango), sendo indicado em condições análogas de criação.

Palavras chave: produção, plâncton, piscicultura, integração

1. Introdução

A fertilização da água de cultivo de tilápia é uma prática de manejo que tem como finalidade aumentar a quantidade de elementos como o nitrogênio e fósforo, macronutrientes essenciais para o crescimento da comunidade planctônica e, conseqüente aproveitamento como recurso alimentar para os peixes (Dhawan e Toor, 1989; Haobijam e Ghosh, 2018), sendo o plâncton, uma fonte de alimento suplementar ao uso exclusivo de ração, insumo de maior custo na criação (Silva et al., 1990; Katz et al., 2011).

A fertilização pode ser de fonte inorgânica ou orgânica (Kumar et al., 2005). A fertilização orgânica, é uma alternativa ao uso de produtos comerciais, utilizando os recursos disponíveis de outra criação animal, como é o caso da cama de frango proveniente da avicultura (Adebayo et al., 2004; Zahid et al., 2013). Porém, desperta preocupações com a qualidade da água e aspectos sanitários (Garg e Bhatnagar, 1999; Chowdhury et al., 2018; Deka et al., 2018).

As mudanças na qualidade da água e o ambiente de cultivo, devido ao adensamento dos peixes, favorecem o aparecimento de patógenos como os parasitos (Hossain et al., 2011; Ibrahim, 2012; Lulijwa, 2018). Os parasitos são considerados a porta de entrada para outras enfermidades como bactérias e fungos, podendo comprometer o crescimento ou até mesmo levar o peixe a morte (Xu et al., 2007; Pádua et al., 2012). Na tilapicultura, os parasitos de maior relevância são os protozoários ciliados e as monogeneas (Flores-Crespo e Crespo, 2003; Parissele e Euzet, 2009; Valladão et al., 2013).

Altas taxas parasitárias são decorrentes do desequilíbrio da relação parasito, hospedeiro, ambiente (Maciel et al., 2018; Fujimoto et al., 2019). Diversos trabalhos correlacionam a prevalência e a intensidade média de parasitos com as variáveis físicas e químicas, (Buchmann e Lindstrom, 2002; Falkenberg et al., 2019), e os parâmetros de crescimento do hospedeiro (Madanire-Moy et al., 2011; Blahoua et al., 2015; Chagas et al., 2019).

Diante disso, o objetivo do trabalho é caracterizar a comunidade de metazoários ectoparasitos branquiais, comparar a abundância média parasitária em viveiros fertilizados e não fertilizados e acompanhar o desenvolvimento da tilápia do Nilo, ao longo de um ciclo de cultivo.

2. Materiais e Métodos

2.1 Área de estudo e manejo

As coletas foram realizadas em uma piscicultura no município de Laguna Carapã, (22°30'13.6"S 55°06'53.3"W), Mato Grosso do Sul, Brasil (Figura 1).

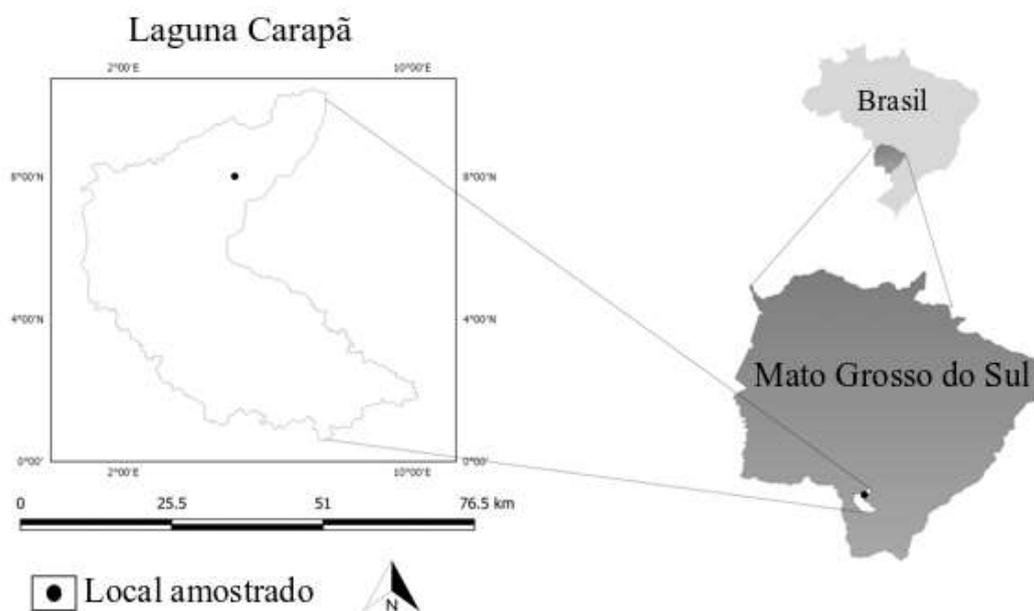


Figura 1. Mapa da localização da piscicultura utilizada para o estudo.

Foram utilizados quatro viveiros escavados (figura 2) com entradas independentes de água, sendo a água de abastecimento oriunda de um mesmo riacho próximo à propriedade. Os viveiros tinham as seguintes dimensões: viveiro 1 (V1) e 2 (V2) 176 m² cada e os viveiros 3 (V3) e 4 (V4) 132 m², cada.

Antes da estocagem dos alevinos de tilápia do Nilo, os viveiros foram desinfetados com calcário (viveiros 1 e 2: 27 kg e 3 e 4: 20 kg), e na semana seguinte os V1 e V4 foram fertilizados com cama de frango, 18 e 14 kg respectivamente. O fertilizante orgânico ficou dois meses exposto ao sol antes da utilização (figura 3) e depois todos os viveiros foram abastecidos com água para dar início ao ciclo de produção.

Os alevinos foram estocados com peso médio de 0,68 gramas, em outubro de 2017, na densidade de três peixes por m², o ciclo de cultivo teve duração de oito meses. Durante o cultivo, ocorreram mais duas aplicações do fertilizante orgânico, uma no final de outubro e outra no início de dezembro. Vale ressaltar que ambos os tratamentos receberam o mesmo lote de alevinos, regime alimentar e densidade, diferindo somente na adição do fertilizante orgânico no V1 e V4.



Figura 2. Viveiros de criação de tilápia do Nilo, utilizados para o experimento.



Figura 3. Adubo orgânico, oriundo da cama de frango utilizado para fertilização dos viveiros 1 e 4.

2.2 Análise das variáveis físicas e químicas da água

Antecedendo a coleta dos peixes, as variáveis físicas e químicas da água: temperatura, oxigênio dissolvido, pH, condutividade elétrica foram aferidas utilizando a sonda multiparâmetro Hanna H19829[®] e a transparência com o auxílio do disco de secchi.

A matéria orgânica nos viveiros foi avaliada pela intensidade de fluorescência (Figueiró et al., 2018). Para isso, amostras de água dos viveiros foram coletadas e armazenadas em temperatura de 10°C (Agra et al., 2012). Para realizar as medidas de intensidade de fluorescência, utilizou a técnica de espectroscopia de fluorescência, a temperatura da água foi de aproximadamente 22°C. As medidas de intensidade de

fluorescência foram realizadas no Espectrofotômetro Cary Eclipse (Varian). Os comprimentos de onda para excitação foram realizados na região de 200 a 450 nm e de emissão na faixa de 200 a 700 nm com intervalos de 2 nm.

2.3 Coleta dos peixes e parasitos

Os peixes foram coletados mensalmente com uso de uma tarrafa, sendo dez por tratamento, cinco por viveiro, desde a estocagem dos alevinos até a despesca. Após a captura e transporte para o laboratório de Biologia Aquática Aplicada da Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD), os peixes foram submetidos à anestesia com óleo de cravo em dose letal (50 mg L^{-1}), autorizado pelo comitê de ética da universidade (Protocolo nº 20/2018 – CEUA/UFGD). Posteriormente a biometria (peso, comprimento total e padrão) foi realizada.

Os valores de comprimento padrão (Ls) e de peso total (Wt), foram utilizados para realização do fator de condição relativo (Le Cren, 1951), sendo uma maneira de quantificar o bem-estar do peixe. Os índices zootécnicos, ganho de peso (G.P= Peso final- Peso Inicial), conversão alimentar (C.A= Quantidade de ração/G.P), taxa de sobrevivência (TS= Número final de peixes/número inicial x 100) e a ração ofertada (R.O= soma da quantidade de ração ofertada durante o ciclo de cultivo) também foram calculados.

A fim de amostrar os parasitos, as brânquias foram removidas e os índices parasitários calculados segundo Bush et al. (1997). Os espécimes foram identificados e os exemplares tombados na coleção CHIOC (Coleção Helmintológica Instituto Oswaldo Cruz).

2.4 Análise de dados

Para verificar possíveis diferenças nos parâmetros físicos e químicos da água entre os tratamentos (fertilizado e não fertilizado) e ao longo do ciclo de cultivo foi aplicado o Teste U de Mann-Whitney. Para comparação do desempenho zootécnicos, quantidade de ração ofertada e a abundância média parasitária entre os tratamentos e ao longo do ciclo de cultivo foi realizado o Teste t.

Correlação de Spearman foi utilizada para abundância de parasitos e o comprimento padrão, peso, fator de condição relativo (Kn), temperatura, oxigênio dissolvido, pH, condutividade elétrica, transparência e matéria orgânica. Esses dados foram logaritimizadas para padronização das unidades e melhor visualização dos gráficos. Vale ressaltar que as análises estatísticas foram realizadas agrupando a

abundância de todas as espécies de parasitos encontradas, usando o programa R (R Core Team 2016).

3. Resultado

A média das variáveis físicas e químicas da água não apresentaram diferenças significativas entre os tratamentos (tabela 1).

Tabela 1. Média e desvio padrão dos parâmetros físicos e químicos da água e da intensidade de fluorescência (IF) da matéria orgânica nos tratamentos fertilizado e não fertilizado em piscicultura de Laguna Caarapã, Mato Grosso do Sul, Brasil

Parâmetro	Fertilizado	Não Fertilizado
Temperatura °C	25,11 ± 2,65	25,24 ± 2,63
pH	7,53 ± 0,46	7,86 ± 2,19
Condutividade elétrica (µS/ m ^l)	0,068 ± 0,01	0,064 ± 0,006
Transparência (cm)	50,85 ± 15,48	55,18 ± 20,42
Oxigênio dissolvido (mg/L ⁻¹)	4,56 ± 1,90	4,84 ± 1,21
Matéria orgânica (nm)	168,62 ± 23,49	148,10 ± 32,31

Analisando mensalmente (tabela 2), o pH e a condutividade elétrica, não apresentaram oscilações abruptas durante o ciclo, nem diferenças significativas para ambos os tratamentos ($p > 0,05$). A transparência diferiu significativamente ($p < 0,05$), no mês de outubro e novembro, sendo menor no tratamento fertilizado no início do ciclo e isso está relacionado ao adubo inserido nos viveiros.

Os valores de oxigênio dissolvido (O.D) oscilaram durante o período de coleta, de modo que os valores mais altos ocorreram nos meses iniciais, depois houve um decréscimo em janeiro, fevereiro e março e aumentou novamente em abril e maio. Esse comportamento dos valores de O.D foram similares para ambos tratamentos, com diferenças estatísticas para novembro, dezembro e janeiro ($p < 0,05$).

A intensidade de matéria orgânica dissolvida no primeiro mês de cultivo, foi maior no tratamento fertilizado, reportando diferenças significativas ($p < 0,05$), fato provavelmente decorrente da aplicação do fertilizante (cama de frango), exceto no primeiro mês, ambos os tratamentos apresentaram valores similares para essa variável.

Tabela 2. Parâmetros físicos e químicos da água amostrados mensalmente, nos tratamentos fertilizados e não fertilizados em piscicultura de Laguna Caarapã, Mato Grosso do Sul, Brasil

Meses	Fertilizado						Não Fertilizado					
	O.D	pH	Temp.	Trans.	Con.	M.O	O.D	pH	Temp.	Transp.	Con.	M.O
Out	6,50	7,98	26,63	52,91*	0,08	209*	7,18	7,95	26,68	66,75*	0,07	88*
Nov	6,64*	6,95	25,50	69,66*	0,06	142	7,44*	7,39	25,96	83,00*	0,06	130
Dez	5,12*	6,97	27,18	74,16	0,05	159	4,17*	6,98	27,45	76,50	0,06	151
Jan	3,12*	7,21	28,91	43,66	0,06	144	4,03*	7,04	29,10	49,33	0,06	126
Fev	2,41	7,63	25,76	48,66	0,06	180	2,56	7,66	25,53	50,75	0,06	193
Mar	2,60	7,70	25,65	51,00	0,07	149	2,83	7,69	25,66	50,66	0,06	156
Abr	4,15	7,74	21,58	32,33	0,05	181	4,29	7,74	21,48	26,50	0,05	169
Mai	4,30	7,68	21,10	32,25	0,05	183	4,31	7,78	21,55	26,33	0,05	171

O.D= oxigênio dissolvido (mg/L^{-1}), Temp.= temperatura ($^{\circ}\text{C}$), Trans.= Transparência (cm), Cond.= Condutividade elétrica ($\mu\text{S}/\text{m}^1$), M.O= Intensidade de matéria orgânica (nm). Out= outubro, Nov= novembro, Dez= dezembro, Jan= janeiro, Fev= fevereiro, Mar= março, Abri= abril e Mai= maio. O asterisco (*) indica diferenças significativas entre os tratamentos.

No que se refere aos parasitos, foram encontrados 8.737 exemplares, todos pertencentes à classe Monogenea, sendo 2.945 no tratamento fertilizado e 5.792 no tratamento não fertilizado. Foram identificadas cinco espécies: *Cichlidogyrus halli* (CHIOC 40041), *Cichlidogyrus tilapiae* (CHIOC 40043), *Cichlidogyrus thurstonae* (CHIOC 40044), *Cichlidogyrus sclerosus* (CHIOC 40042) e *Scutogyrus longicornis* (CHIOC 40045) em ambos tratamentos (figura 4).

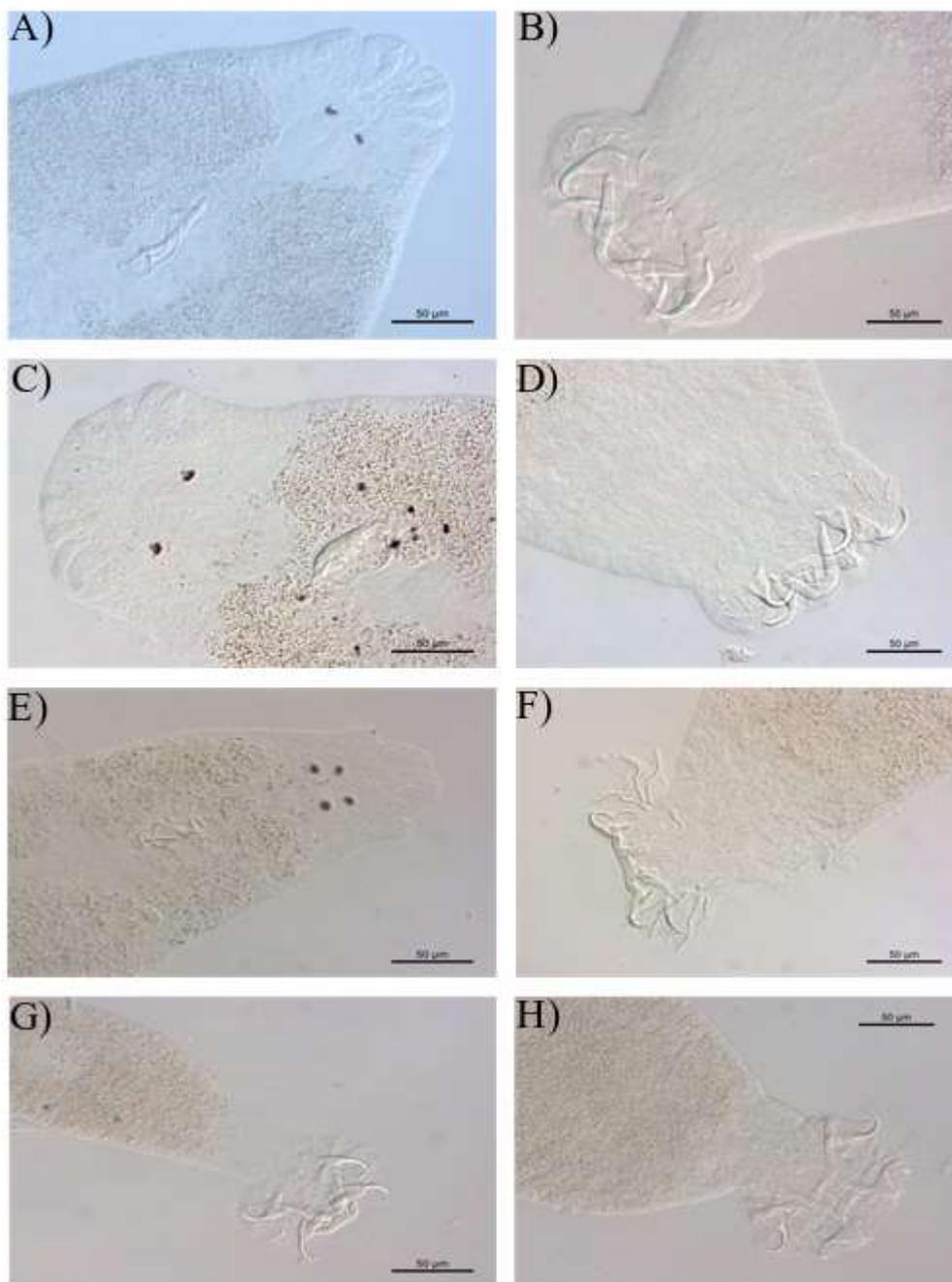


Figura 4. Monogêneas identificadas parasitando *Oreochromis niloticus* durante o ciclo de cultivo. A) Complexo copulatório CH= *C. halli*. B) Haptor CH= *C. halli*. C) Complexo copulatório CS= *C. sclerosus*. D) Haptor CS= *C. sclerosus*. E) Complexo copulatório CT= *C. thurstonae*. F) Haptor CT= *C. thurstonae*. G) Haptor CI= *C. tilapiae*. H) Haptor SL= *S. longicornis*.

No tratamento fertilizado CT= *C. thurstonae*, CI= *C. tilapiae*, reportaram maiores prevalências, e no não fertilizado CI= *C. tilapiae*, SL= *S. longicornis*. Sendo *C. sclerosus* a espécie com maior intensidade média e abundância média para os dois tratamentos (tabela 3). Sem distinguir as espécies, o tratamento fertilizado apresentou menores valores de prevalência (fertilizado 77%, não fertilizado 88%).

Tabela 3. Índices parasitários dos tratamentos fertilizado e não fertilizado em piscicultura de Laguna Caarapã, Mato Grosso do Sul, Brasil

	Fertilizado					Não Fertilizado				
	CH	CS	CT	CI	SL	CH	CS	CT	CI	SL
P%	2	45	57	57	41	24	52	57	66	58
I	2-3	1- 168	1-191	1-104	1-44	1-7	1- 380	1-191	1-68	1-104
I.M	2,5	24,37	16,43	9,31	9,14	3,45	59,55	20,17	8,89	15,08
A.M	0,05	10,97	9,37	5,31	3,75	0,83	30,97	11,5	5,87	8,75

P%= prevalência, I= intensidade, I.M= intensidade media, A.M= abundância média. CH= *C. halli*, CS= *C. sclerosus*, CT= *C. thurstonae*, CI= *C. tilapiae*, SL= *S. longicornis*.

A abundância média de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* apresentou diferenças significativas entre os tratamentos ($p= 0,014$) com valores de 31,64 no fertilizado e 58,02 no não fertilizado. Analisando os dados de abundância média mensal (figura 5), a partir de janeiro, houve um aumento acentuado da abundância média desses parasitos no tratamento não fertilizado. Os picos foram em fevereiro e março e obtiveram diferenças estatísticas ($p= 0,02$ fevereiro/2018, $p= 0,03$ março/2018), esses meses também apresentaram menores valores de oxigênio dissolvido (tabela 2).

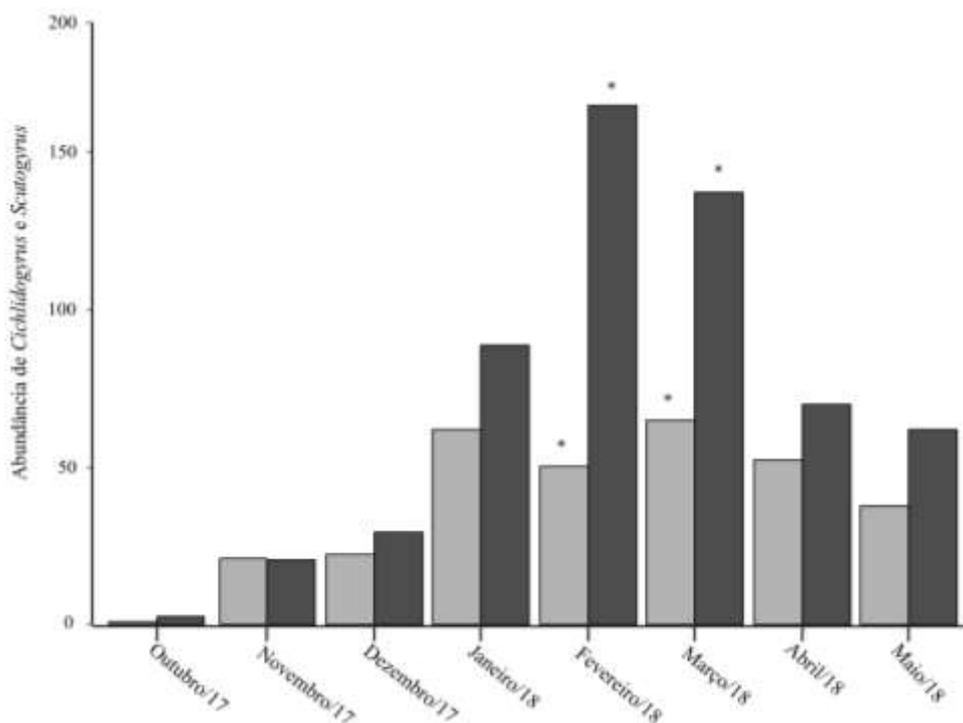


Figura 5. Abundância média de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* por coleta, durante o ciclo de produção de *Oreochromis niloticus*. Barra cinza clara tratamento fertilizado, cinza escuro não fertilizado. Os asteriscos (*) indicam diferenças significativas entre os tratamentos.

Correlacionando a abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* com os parâmetros físicos e químicos (temperatura, oxigênio dissolvido, pH, transparência, condutividade elétrica e intensidade de matéria orgânica), para o tratamento fertilizado, não foram observadas correlações ($p > 0,05$), já para o tratamento não fertilizado (figura 6), somente o oxigênio dissolvido apresentou correlação negativa significativa ($r_s = -0,72$; $p < 0,05$).

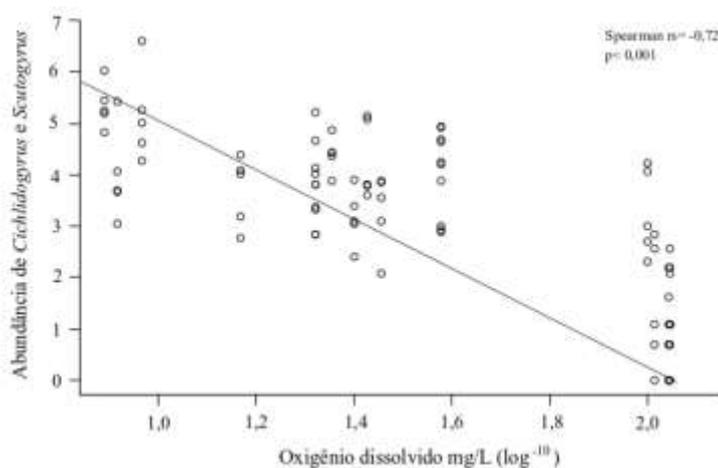


Figura 6. Correlação entre abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* e a concentração de oxigênio dissolvido na água, durante o cultivo de *Oreochromis niloticus* em tratamento não fertilizado.

Sobre o desempenho zootécnico (tabela 4), não houve diferenças significativas entre os tratamentos ($p < 0,05$), porém vale ressaltar que no tratamento fertilizado, o ganho de peso (G.P) e sobrevivência, foram maiores, apresentando melhor conversão alimentar, além disso, foi ofertado 90,48 quilos a menos de ração, proporcionando uma diminuição dos custos ao produtor.

Tabela 4. Desempenho zootécnico da tilápia do Nilo nos tratamentos fertilizado e não fertilizado, durante o ciclo de produção, em piscicultura de Laguna Caarapã, Mato Grosso do Sul, Brasil

Desempenho zootécnico	Fertilizado	Não fertilizado
G.P (g)	561,05 ± 62,12	554,26 ± 61,05
Sobrev. (%)	80,02 ± 0,03	77,52 ± 0,01
R.O (kg)	1037,73	1128,21
C.A	1,73 ± 0,54	2,04 ± 0,42

G.P (g)= ganho de peso, Sobrev. (%)= sobrevivência em %, R.O (kg)= ração ofertada, C.A= conversão alimentar.

A média do fator de condição foi de 0,99 para o tratamento fertilizado e 0,98 para o não fertilizado. As correlações entre as variáveis bióticas e a abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* foram positivas e apresentaram significância para comprimento padrão ($r_s = 0,44$ $p < 0,05$) e peso ($r_s = 0,43$ $p < 0,05$) no tratamento fertilizado (figura 7). Para o não fertilizado, o comprimento padrão ($r_s = 0,48$ $p < 0,05$), e peso ($r_s = 0,46$ $p < 0,05$) também apresentaram correlações positivas significativas (figura 8). O fator de condição não apresentou correlação para ambos os tratamentos.

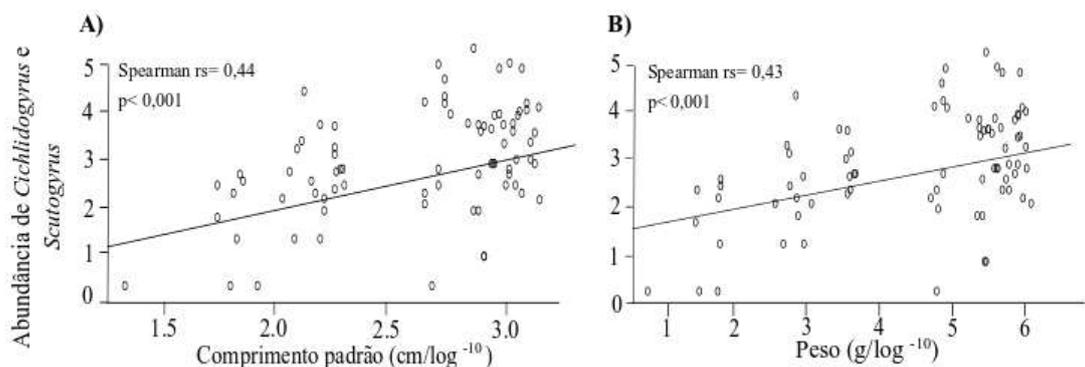


Figura 7. Correlação entre abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* e variáveis bióticas de *Oreochromis niloticus* em tratamento fertilizado. A) Correlação entre abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* e comprimento padrão (cm). B) Correlação entre abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* e peso (g).

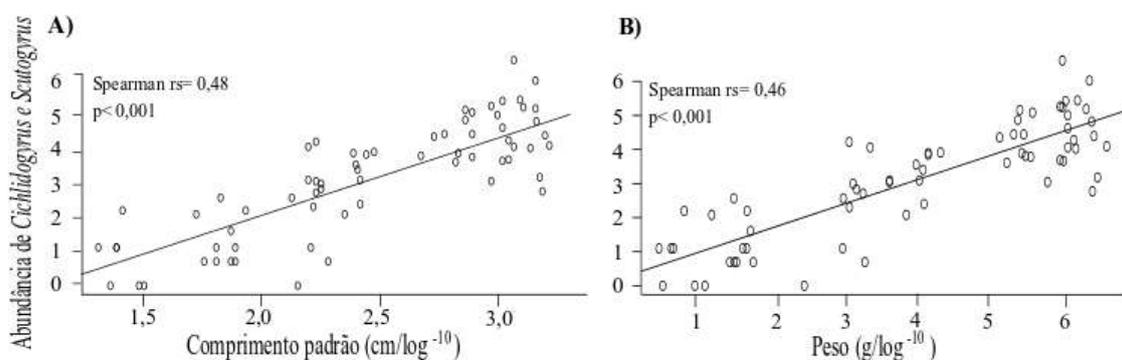


Figura 8. Correlação entre abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* e variáveis bióticas de *Oreochromis niloticus* em tratamento não fertilizado. A) Correlação entre abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* e comprimento padrão (cm). B) Correlação entre abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* e peso (g).

4. Discussão

A importância da qualidade da água para a produção de peixes é indiscutível, e afeta o crescimento, desenvolvimento e resistência a patógenos (Luque, 2004; Bhatnagar e Devi, 2013; Reynolds et al., 2019). Neste estudo a média das variáveis físicas e químicas

da água estavam dentro do preconizado para produção de peixes tropicais (Boyd e Lichtkopler, 1982), em ambos os tratamentos.

Analisando ao longo do ciclo de cultivo, a transparência, decaiu acentuadamente nos dois últimos meses, para ambos os tratamentos. Esse parâmetro sinaliza a produtividade primária no ambiente aquático, ou seja, a baixa transparência (menor que 25 cm), indica alto teor de matéria orgânica enquanto que, alta transparência (maior que 80 cm), poder ocasionar lesões nos peixes devido à radiação solar (Macedo e Sipaúba-Tavares, 2010).

No final do ciclo de cultivo, onde a atividade biológica dos viveiros e excretas (como fezes) e resto de ração são maiores, a demanda de oxigênio aumenta e seus níveis tendem a decair, juntamente com a transparência (Baccarin e Camargo, 2005; Leonardo et al., 2009). Apesar disso, em abril e maio, ocorreu um aumento do oxigênio dissolvido, devido possivelmente a diminuição acentuada (-4 °C) da temperatura. Maiores concentrações de oxigênio dissolvido são reportadas em temperaturas mais baixas (Esteves, 1998; Bhatnagar e Garg, 2000).

A matéria orgânica dissolvida está presente naturalmente nos corpos hídricos, variando de intensidade e origem, podendo ser autóctone, oriunda de excretas, restos de animais e plantas e alóctone, decorrente das chuvas que carregam os nutrientes para os corpos d'água (Mcintyre e Guéguen, 2013) e no caso da piscicultura pela oferta de ração e adição de fertilizantes orgânico ou inorgânico (Martins et al., 2007). Neste estudo, diferenças significativas na intensidade de matéria orgânica foram relatadas somente no primeiro mês, nos meses consecutivos, a intensidade foi muito similar entre os tratamentos, mostrando que o recurso inserido (cama de frango) não afetou o equilíbrio do ambiente e foi aproveitado pelos organismos presentes nos viveiros.

Sobre os parasitos, as espécies encontradas pertenciam aos gêneros *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus*, que são comumente relatados parasitando tilápia do Nilo, e valores de prevalência acima de 70% também têm sido frequentemente descrito em pisciculturas (Pariselli et al., 2003; Akoll et al., 2012; El Amin e Al-Harbi, 2016; Lim et al., 2016; Zhang et al., 2019).

Altos níveis de infestação parasitária são decorrentes de desequilíbrio da tríade epidemiológica parasito-hospedeiro-ambiente (Schalch et al., 2005; Garcia et al., 2018). Neste contexto, a forma de transmissão dos parasitos é fundamental para sua instalação e sucesso, características como ciclo de vida monóxeno e adensamento dos peixes em

ambiente de produção favorecem a instalação, permanência e predomínio das monogeneas (Jerônimo et al., 2011; Pavanelli et al., 2013).

Assim, o ambiente pode influenciar diretamente nas taxas parasitárias (Halmetoja et al., 2000; Hossain et al. 2011; Blahoua et al., 2016; Reynolds et al., 2019), como por exemplo o aumento da temperatura podendo acelerar a eclosão de ovos de monogenea (Paperna, 1996).

Relacionando as variáveis físicas e químicas com a abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* somente oxigênio dissolvido apresentou correlação negativa significativa no tratamento não fertilizado. Isso se deve pois, concentrações baixas de oxigênio dissolvido, afetam diretamente o funcionamento do sistema imunológico, podendo resultar em severas infestações parasitárias (Wedemeyer e Wood, 1974; Lushchak, 2011). Ojwala et al. (2018) observaram um aumento na abundância média de *Gyrodactylus* sp. em pisciculturas, perante baixos valores de oxigênio dissolvido.

Outro fator importante nas taxas de infestação parasitária é o próprio hospedeiro, hábitos alimentares, comportamento, tamanho, idade e o estado de sistema imunológico (Poulin, 1995; Choudhury e Dick, 1998). Em condições de cultivo, o adensamento, manipulação, diminuição da qualidade de água e dieta com deficiência nutricional, provocam um estado de estresse nos peixes, que conseqüentemente lesa o sistema imunológico e tornam os peixes mais propensos a surtos de doenças (Lanes et al., 2012; Kubitza, 2015).

Assim, a dieta possui papel fundamental para o desenvolvimento do peixe, podendo influenciar os parâmetros hematológicos (Landolt, 1989; Cyrino et al., 2010; Costa et al., 2014). A deficiência de alguns aminoácidos, por exemplo, pode prejudicar o sistema imunológico e sua resposta frente à patógenos (Pezzato et al., 2004; Kiron, 2012).

Nesse sentido, o plâncton é uma boa fonte nutricional de proteínas, lipídios e minerais (Watanabe, 1998), podendo ser um alimento adicional sem custos, além de melhorar o desempenho dos peixes (Green, et al., 1989; Feiden e Hayashi, 2005; Rosa et al., 2014) e conseqüentemente otimizar as respostas imunológicas frente a patógenos. No entanto, trabalhos que abordem a temática plâncton e sistema imunológico são escassos na literatura.

O provável aumento do plâncton no tratamento fertilizados devido a adição da cama de frango e seu possível consumo pelas tilápias do Nilo, podem ter melhorado o desempenho do sistema imunológico e assim diminuído a prevalência e abundância de

Cichlidogyrus e *Scutogyrus* no tratamento fertilizado, mesmo em condições adversas como a baixa de oxigênio de dissolvido em fevereiro e março

Outra evidência do aproveitamento do fertilizante orgânico é a similaridade das variáveis físicas e químicas da água entre os tratamentos, como a intensidade de matéria orgânica, oxigênio dissolvido e transparência, ou seja, se o recurso alimentar suplementar oriundo da fertilização não tivesse sido aproveitado, haveria diferenças expressivas na qualidade da água entre os tratamentos.

Em relação a associação dos dados biométricos e abundância de parasitos, correlações positivas significativas entre o comprimento, peso e a abundância de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* foram relatadas para ambos os tratamentos. Corroborando com este resultado, associações positivas entre as taxas de parasitos e índices corpóreos foram observadas por Godoi et al. (2012), Santos et al. (2013), Olumuyiwa e Olatunde (2016). Isso pode ser explicado pois, peixes maiores possuem um maior sitio de infestação (Rohde, 1993; Tombi et al., 2014).

Mesmo sem diferenças expressivas no ganho de peso, somente a menor abundância média, prevalência e intensidade média de *Cichlidogyrus* e *Scutogyrus* no tratamento fertilizado, inclusive nos meses de baixa concentração de oxigênio dissolvido, indicam uma melhor resposta do hospedeiro perante um agente estressor, provavelmente devido a ingestão do plâncton natural. Assim, a economia de ração e a qualidade de água similar entre os tratamentos e dentro do preconizado para produção, representam resultados satisfatórios para utilização do fertilizante orgânico cama de frango em sistema semi-intensivo. A fertilização orgânica otimizou a produção tanto do ponto de vista econômico, quanto sanitário, sendo indicado em condições similares de criação.

5. Referências

Adebayo, O.T., Fagbenro, O.A., Jegede, T., 2004. Evaluation of Cassia fistula meal as a replacement for soy bean meal in practical diets of *Oreochromis niloticus* fingerlings. *Aquaculture Nutrition*. 10(2), 99-104. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2095.2003.00286.x>.

Agra, J.U.M., Klink, J.M.E., Rodrigues, G.G., 2012. Monitoramento da piscicultura em reservatórios: Uma abordagem ecológica. *Revista Brasileira de Geografia Física*. 6, 1457-1472.

Akoll, P., Fioravanti, M.L., Konecny, R., Schiemer, F., 2012. Parasite fauna of farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and African catfish (*Clarias gariepinus*) in Uganda. *Parasitology research*. 110, 315-323. DOI 10.1007/s00436-011-2491-4.

- Baccarin, A.E., Camargo, A.F.M., 2005. Characterization and evaluation of the feed management on the effluents of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) culture. Brazilian Archives of Biology and Technology. 48, 81-90. <http://dx.doi.org/10.1590/S1516-89132005000100012>.
- Bhatnagar, A., Devi, P., 2013. Water quality guidelines for the management of pond fish culture. International journal of environmental sciences. 3(6), 1980-2009. DOI:10.6088/ijes.2013030600019.
- Bhatnagar, A., Garg, S.K., 2000. Causative factors of fish mortality in still water fish ponds under sub-tropical conditions, Aquaculture, 1(2), 91-96.
- Blahoua, G.K., Yao, S.S., Etilé, R.N., N'doub. V., 2016. Distribution of gill Monogenean parasites from *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) in man-made Lake Ayamé I, Côte d'Ivoire. African Journal of Agricultural Research. 11(2), 117-129. DOI: 10.5897/AJAR2015.10399.
- Blahoua, K.G., Yao, 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. <http://dx.doi.org/10.4314/ijbcs.v9i1.2>.
- Boyd, C.E., Lichtkopler, F., 1982. Water management for pond fish culture. Development of Aquaculture and Fisheries Science. 9, 1-231.
- Buchmann, K., Lindenstrom, T., 2002. Interactions between monogenean parasites and their fish hosts. International journal for parasitology. 32(3), 309-319.
- 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. 83(4), 575-583. DOI: 10.2307/3284227.
- Chagas, E.C., Aquino-Pereira, S.L., Benavides, M.V., Brandão, F.R., Monteiro, P.C., & Maciel, P. O., 2019. *Neoechinorhynchus buttnerae* PARASITIC INFECTION IN TAMBAQUI (*Colossoma macropomum*) ON FISH FARMS IN THE STATE OF AMAZONAS. Boletim de Instituto de Pesca. 45(2), 2-6.
- Choudhury, A., Dick, T.A., 1998. The historical biogeography of sturgeons (Osteichthyes: Acipenseridae): a synthesis of phylogenetics, palaeontology and palaeogeography. Journal of Biogeography. 25(4), 623-640. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2699.1998.2540623.x>.
- Chowdhury, P., Hossain, M.Z., Raushon, N.A., Rahman, M.S., 2018. Effects of different amounts of organic fertilizers on growth and production of tilapia in monoculture. International Journal of Agricultural Research, Innovation and Technology. 8(2), 24-31. <https://doi.org/10.3329/ijarit.v8i2.40552>.
- Costa, D.V.D., Ferreira, M.W., Navarro, R.D., Rosa, P.V., Murgas, L.D.S., 2014. Parâmetros hematológicos de tilápias do Nilo (*Oreochromis niloticus*) alimentadas com diferentes fontes de óleo. Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal. 15(3), 754-764. <http://dx.doi.org/10.1590/S1519-99402014000300023>.

- Cyrino, J.E.P., Bicudo, Á.J.D.A., Sado, R.Y., Borghesi, R., Dairik, J.K., 2010. A piscicultura e o ambiente: o uso de alimentos ambientalmente corretos em piscicultura. *Revista Brasileira de Zootecnia*. 39, 68-87. <http://dx.doi.org/10.1590/S1516-35982010001300009>
- Deka, P.M., Tamuli, K.K., Bhagabati, S.K., Borah, S., Nath, K.D., Das, P., Mandal, S.C., 2018. Comparative efficacy of different doses of pig dung on the growth performance and survival of Indian major carps fingerlings in rain-fed pond ecosystem. *Journal of Entomology and Zoology Studies*. 6(1), 594-601.
- Dhawan, A., Toor, H.S., 1989. Impact of organic manures or supplementary diet on plankton production and growth and fecundity of an Indian major carp, *Cirrhina mrigala* (Ham.), in fish ponds. *Biological Wastes*, 29(4), 289-297. [https://doi.org/10.1016/0269-7483\(89\)90020-7](https://doi.org/10.1016/0269-7483(89)90020-7).
- El Amin, M.S., Al-Harbi, A.H., 2016. Prevalence and seasonal variation of ectoparasites in cultured Nile tilapia *Oreochromis niloticus* in Saudi Arabia. *Journal of parasitic diseases*. 40(4), 1487-1493. DOI: 10.1007/s12639-015-0717-6.
- Esteves, F.A., (1998). *Fundamentos de limnologia*, 2 ed. Interciência, Rio de Janeiro.
- Falkenberg, J.M., Golzio, J.E.S., Pessanha, A., Patrício, J., Vendel, A.L., Lacerda, A.C., 2019. Gill parasites of fish and their relation to host and environmental factors in two estuaries in northeastern Brazil. *Aquatic Ecology*. 53(1), 109-118.
- Feiden, A., Hayashi, C., 2005. Desenvolvimento de juvenis de piracanjuba (*Brycon orbignyannus*), Vallenciens (1849) (Teleostei: Characidae) em tanques experimentais fertilizados com adubação orgânica. *Semina Ciências Agrárias*. 26, 591-600. <http://dx.doi.org/10.5433/1679-0359.2005v26n4p591>.
- Figueiró, C.S.M., Oliveira, D.B., Russo, M.R., Caires, A.R.L., Rojas, S.S., 2018. Fish farming water quality monitored by optical analysis: The potential application of UV-Vis absorption and fluorescence spectroscopy. *Aquaculture*, 490, 91-97. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.02.027>.
- Flores-Crespo, J., Crespo, R.F., 2003. Monogeneos, parásitos de peces en México: estudio recapitulativo. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*. 41, 175-192.
- Fujimoto, R.Y., Hide, D.M.V., Paixão, P.E.G., Abe, H.A., Dias, J.A.R., Sousa, N.C., Ishikawa, M.M., 2019. Fauna parasitária e relação parasito-hospedeiro de tambaquis criados na região do Baixo São Francisco, nordeste do Brasil. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 71(2), 563-570. <http://dx.doi.org/10.1590/1678-4162-10306>.
- Garcia, F., Fujimoto, R., Martins, M., Moraes, F.R., 2018. Parasitismo de *Xiphophorus* spp. por *Urocleidoides* sp. e sua relação com os parâmetros hídricos. *Boletim do Instituto de Pesca*. 29(2), 123-131.
- Garg, S.K., Bhatnagar, A., 1999. Effect of different doses of organic fertilizer (cow dung) on pond productivity and fish biomass in stillwater ponds. *Journal of Applied Ichthyology*. 15(1), 10-18.

Godoi, M.M.I.M., Engracia, V., Lizama, M.L.A.P., Takemoto, R.M., 2012. Parasite-host relationship between the tambaqui (*Colossoma macropomum* Cuvier 1818) and ectoparasites, collected from fish farms in the City of Rolim de Moura, State of Rondônia, Western Amazon, Brazil. *Acta Amazonica*. 42(4), 515-524. <http://dx.doi.org/10.1590/S0044-59672012000400009>

Green, B.W., Phelps, R. P., Alvarenga, H. A., 1989. The effect of manure and chemical fertilizers on the production of *Oreochromis niloticus* in earthen ponds. *Aquaculture*. 42(1), 76-37. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(89\)90249-4](https://doi.org/10.1016/0044-8486(89)90249-4).

Halmetoja, A., Valtonen, E.T., Koskenniemi, E., 2000. Perch (*Perca fluviatilis* L.) parasites reflect ecosystem conditions: a comparison of a natural lake and two acidic reservoirs in Finland. *International Journal for Parasitology*. 30(14), 1437-1444. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(00\)00115-6](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(00)00115-6).

Haobijam, J.W., Ghosh, S., 2018. Integrated pig-fish farming: A case study in imphal west district of Manipur. *The Journal Innovatoin Jounal*. 7, 495-499.

Hossain, M.K., Islam, K.T., Hossain, M.D., Rahman, M.H., 2011. Environmental impact assessment of fish diseases on fish production. *Journal of Science Foundation*. 9(1), 125-131. <https://doi.org/10.3329/jsf.v9i1-2.14655>.

Ibrahim, M.M., 2012. Variation in parasite infracommunities of *Tilapia zillii* in relation to some biotic and abiotic factors. *International Journal Zoology*. 8(2), 59-70. DOI: 10.3923/ijzr.2012.59.70.

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. <http://dx.doi.org/10.1590/S1519-69842011000300005>.

Kaatz, S.E., Morris, J.E., Rudacille, J.B., Johnson, J.A., Clayton, R.D., 2011. Role of organic fertilizers in walleye (*Sander vitreus*) production in plastic-lined culture ponds. *Aquaculture Research*. 42(4), 490-498. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2010.02644.x>.

Kiron, V., 2012. Fish immune system and its nutritional modulation for preventive health care. *Animal Feed Science and Technology*. 173(1), 111-133. <https://doi.org/10.1016/j.anifeedsci.2011.12.015>.

Kubitza, F., 2015. Aquicultura no Brasil: conquistas e desafios. *Panorama da Aquicultura*. 25, 1-23.

Kumar, M.S., Binh, T.T., Luu, L.T., Clarke, S. M., 2005. Evaluation of fish production using organic and inorganic fertilizer: application to grass carp polyculture. *Journal of applied aquaculture*, 17(1), 19-34. https://doi.org/10.1300/J028v17n01_02.

Landolt, M.L., 1989. The relationship between diet and the immune response of fish. *Aquaculture*. 79(4), 193-206. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(89\)90461-4](https://doi.org/10.1016/0044-8486(89)90461-4).

Lanes, C.F.C., Bolla, S., Fernandes, J.M., Nicolaisen, O., Kiron, V., Babiak, I., 2012. Nucleotide enrichment of live feed: a promising protocol for rearing of Atlantic cod

Gadus morhua larvae. Marine biotechnology. 14(5), 544-558. DOI: 10.1007/s10126-012-9458-z.

Le Cren, E.D., 1951. The length-weight relationship and seasonal cycle in gonad weight and condition in the perch (*Perca fluviatilis*). The Journal of Animal Ecology. 20, 201-219. DOI: 10.2307/1540.

Leonardo, A.F.G., Tachibana, L., Corrêa, C.F., Gonçalves, T.G., Baccarin, A.E., 2009. Qualidade da água e desempenho produtivo de juvenis de Tilápia-do-nilo em viveiros, utilizando-se três sistemas de alimentação. Revista Acadêmica Ciências Agrárias Ambientais. 7(4), 383-393.

Lim, S.Y., Ooi, A.L., Wong, W.L., 2016. Gill monogeneans of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and red hybrid tilapia (*Oreochromis spp.*) from the wild and fish farms in Perak, Malaysia: infection dynamics and spatial distribution. SpringerPlus, 5(1), 2-10. DOI: 10.1186/s40064-016-3266-2.

Lulijwa, R. 2018. Prevalence of metazoan parasites in Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) raised in a community dam and a private farm, Eastern Province, Rwanda. International Journal of Fisheries and Aquatic Studies. 6(2), 628-632.

Luque, J.L., 2004. Biologia, epidemiologia e controle de parasitos de peixes. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária. 13(1), 161-165.

Lushchak, V.I., 2011. Environmentally induced oxidative stress in aquatic animals. Aquatic Toxicology. 101(1), 13-30. DOI: 10.1016/j.aquatox.2010.10.006.

Macedo, C.F., Sipaubá-Tavares, L.H., 2010. Eutrofização e qualidade da água na piscicultura: consequências e recomendações. Boletim do Instituto de Pesca. 36, 149-163.

Maciel, P.O., Garcia, F., Chagas, E.C., Fujimoto, R.Y., Tavares-Dias, M., 2018. Trichodinidae in commercial fish in South America. Reviews in Fish Biology and Fisheries, 28(1), 33-56.

Madanire-Moyo, G.N., Matla, M.M., Olivier, P.A.S., Luus-Powell, W.J., 2011. Population dynamics and spatial distribution of monogeneans on the gills of *Oreochromis mossambicus* (Peters, 1852) from two lakes of the Limpopo River System, South Africa. Journal of Helminthology, 85(2), 146-152. <https://doi.org/10.1017/S0022149X10000301>.

Martins, A.P., Reissmann, C.B., Favaretto, N., Boeger, M.R., Oliveira, E.D., 2007. Capacidade da *Typha dominguensis* na fitorremediação de efluentes de tanques de piscicultura na Bacia do Iraí-Paraná. Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental. 11, 324-330. <http://dx.doi.org/10.1590/S1415-43662007000300013>.

Mcintyre, A.M., Guéguen, C., 2013. Binding interactions of algal-derived dissolved organic matter with metal ions. Chemosphere. 90, 620-626. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2012.08.057>.

Ojwala, R.A., Otachi, E.O., Kitaka, N.K., 2018. Effect of water quality on the parasite assemblages infecting Nile tilapia in selected fish farms in Nakuru County, Kenya. Parasitology Research. 117(11), 3459-3471. DOI: 10.1007/s00436-018-6042-0

Olumuyiwa, A.O., Olatunde, F.O., 2016. EFFECTS OF WATER LIMNOLOGY AND ENTEROPARASITIC INFESTATION ON MORPHOMETRICS OF OREOCHROMIS NILOTICUS (LINNE, 1757) (CICHLIDAE) IN A TROPICAL RESERVOIR. European Journal of Advanced Research in Biological and Life Sciences. 4(2), 2-14.

Pádua, S.B., Ishikawa, M.M., Kasai, R.Y.D., Jerônimo, G.T., Carrijo-Mauad, J.R., 2012. Parasitic infestations in hybrid surubim catfish fry (*Pseudoplatystoma reticulatum* x *P. corruscans*). Brazilian Journal Veterinary Medicine. 34, 235-240.

Paperna, I., 1996. Parasites, infestations and diseases of fishes in Africa. Technical Paper, Rome, Italy.

Pariselle, A., Bilong, C.F., Euzet, L.B., 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, 201-210.

Pariselle, A., Euzet, L., 2009. Systematic revision of dactylogyridean parasites (Monogenea) from cichlid fishes in Africa, the Levant and Madagascar. Zoosystema. 31(4), 849-899. <https://doi.org/10.5252/z2009n4a6>.

Pavanelli, G.C., Takemoto, R.M., Eiras, J.C., 2013. Parasitologia de peixes de água doce do Brasil. Eduem, Maringá.

Pezzato, L.E., Barros, M.M., Fracalossi, D.M., Cyrino, J.E.P., 2004. Nutrição de peixes. Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva. TecArt, São Paulo.

Poulin, R., 1995. Phylogeny, ecology and the richness of parasite communities in vertebrates. Ecological Monographs. 65, 283-302. DOI:10.2307/2937061.

R Core Team., 2016. R: a language and environment for statistical computing [online]. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. Available from <http://www.R-project.org>.

Reynolds, M., Hockley, F.A., Wilson, C.A., Cable, J., 2019. Assessing the effects of water flow rate on parasite transmission amongst a social host. Hydrobiologia. 830(1), 201-212. <http://dx.doi.org/10.1007/s10750-018-3863-x>.

Rohde, K., 1993. Ecology of marine parasites: an introduction to marine parasitology. 2ed. CAB International, Wallingford.

Rosa, J., Noleto, R.B., Ribeiro, M.O., 2014. AVALIAÇÃO DO EFEITO SUBSTITUTIVO DE RAÇÃO POR ADUBAÇÃO ORGÂNICA NA ALIMENTAÇÃO EM ALEVINOS DE TILÁPIA (*Oreochromis niloticus*). Luminária. 16(2), 120-130.

Santos, E.F., Tavares-Dias, M., Pinheiro, D.A., Neves, L.R., Marinho, R.G.B., Dias, M. K.R., 2013. Fauna parasitária de tambaqui *Colossoma macropomum* (Characidae) cultivado em tanque-rede no estado do Amapá, Amazônia oriental. Acta Amazonica. 43(1), 107-114. <http://dx.doi.org/10.1590/S0044-59672013000100013>.

Schalch, S.H.C., Andrade Belo, M.A., Soares, V.E., Moraes, J.R.E., Moraes, F.R., 2005. Eficácia do diflubenzuron no controle de *Dolops carvalhoi* (Crustacea: Branchiura) em

jóvens pacus *Piaractus mesopotamicus* (Osteichthyes: Characidae) naturalmente infectados. *Acta Scientiarum. Animal Sciences.* 27(2), 297-302. <http://dx.doi.org/10.4025/actascianimsci.v27i2.1235>.

Silva, P.C., Lima, A.M.L., 1990. Aspectos sanitários da criação de tambaqui (*Colossoma macropomum*) em consorciação com suínas. *Revista Regional de Aquicultura.* 4, 32-40.

Tombi, J., Akoumba, J.F., Bilong Bilong, C.F., 2014. The monogenean community on the gills of *Oreochromis niloticus* from Melen fish station in Yaounde, Cameroon. *International Journal of Modern Biological Research.* 2, 16-23.

Valladão, G.M.R., Pádua, S.B., Gallani, S.U., Menezes-Filho, R.N., Dias-Neto, J., Martins, M.L., Pilarski, F., 2013. *Paratrichodina africana* (Ciliophora): a pathogenic gill parasite in farmed Nile tilapia. *Veterinary Parasitology.* 13(3-4), 705-710. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.04.043>.

Watanabe, T., 1998. Fish nutrition and mariculture. JICA, Tokio.

Wedemeyer, G.A., Wood, J. W., 1974. Stress as a predisposing factor in fish diseases. US Fish and Wildlife Service.

Xu, D.H., Shoemaker, C.A., Klesius, P.H., 2007. Evaluation of the link between gyrodactylosis and streptococcosis of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.), *Journal of Fish Diseases.* 30(4), 233-238. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.2007.00806.x>.

Zahid, A., Khan, N., Nasir, M., Ali, M.W., 2013. Effect of Artificial Feed and Fertilization of Ponds on Growth and Body Composition of Genetically Improved Farmed Tilapia. *Pakistan. Journal of Zoology.* 45(3), 667-671.

Zhang, S., Zhi, T., Xu, X., Zheng, Y., Bilong, C.F.B., Pariselle, A., Yang, T., 2019. Monogenean fauna of alien tilapias. *Parasite* 26(4), 2-16. <https://doi.org/10.1051/parasite/2019003>.

CAPÍTULO II

O USO DE MONOGENEAS COMO BIOINDICADORES DA VARIAÇÃO DOS PARÂMETROS ABIÓTICOS NA TILAPICULTURA

Artigo redigido nas normas do periódico *Journal of Helminthology*

O USO DE MONOGENEAS COMO BIOINDICADORES DA VARIAÇÃO DOS PARÂMETROS ABIÓTICOS NA TILAPICULTURA

Resumo

A piscicultura é uma atividade agrícola em ascensão, e a preocupação com a qualidade da água é constante nesses ambientes. Com o tempo de cultivo pode ocorrer o declínio da qualidade da água e até eutrofização. Desse modo, técnicas para monitorar esses ambientes são necessárias para o êxito da piscicultura e saúde dos corpos hídricos que recebem esses efluentes. Os parasitos de peixes como os monogeneas, são bons indicadores da qualidade do ambiente e das alterações dos parâmetros abióticos. O objetivo foi identificar os ectoparasitos branquiais e analisar a influência dos fatores abióticos sobre esses parasitos em tilápia do Nilo, durante um ciclo de cultivo em piscicultura semi-intensiva. As coletas foram realizadas mensalmente desde a inserção dos exemplares de *Oreochromis niloticus*, até a despesca em uma piscicultura no Mato Grosso do Sul, Brasil, utilizou-se 4 viveiros, o ciclo de cultivo teve duração de 8 meses e 200 peixes foram amostrados, as brânquias retiradas e os parasitos identificados. As variáveis físicas e químicas da água (temperatura, oxigênio dissolvido, pH e condutividade elétrica, transparência e intensidade de matéria orgânica), foram aferidas e correlacionadas com a abundância de cada espécie de parasito indentificado. Os resultados mostraram que com o passar dos dias de cultivo houve oscilações dos parâmetros físicos e químicos e tendência ao decréscimo da qualidade da água. Os parasitos encontrados pertencem a classe Monogenea, das espécies *Cichlidogyrus tilapiae*, *Cichlidogyrus thurstonae*, *Cichlidogyrus sclerosus*, *Cichlidogyrus halli* e *Scutogyrus longicornis*. A espécie *C. tilapiae* foi sensível a alterações e declínio da qualidade de água, mostrando correlações positivas significativas com oxigênio dissolvido e transparência e negativa com intensidade de matéria orgânica e condutividade elétrica. Já as espécies *C. sclerosus*, *C. thurstonae* e *S. longicornis*, apresentaram correlações significativas negativas com o oxigênio dissolvido e transparência e positiva com a intensidade de matéria orgânica e condutividade elétrica. Além disso, *C. sclerosus* também apresentou correlação negativa significativa com a temperatura da água e positiva com o pH. A espécie *C. halli* não apresentou correlações significativas com nenhuma variável física e química. De maneira geral, monogeneas são sensíveis a alteração dos parâmetros físicos e químicos da água e são bons indicadores de qualidade ambiental.

Introdução

A piscicultura produz proteína animal em pequenos espaços e curto período de tempo e, perante o cenário mundial de aumento populacional e consequente aumento da demanda de alimento, esta atividade agrícola cresce exponencialmente (Brooks & Conkle, 2019). Entretanto, o crescimento desordenado, sem um planejamento estratégico para a atividade, representa um sério impacto aos corpos hídricos pelo risco de introdução de espécies de cultivo e seus patógenos sobre a biota nativa, quando alcançam os corpos d'água naturais (Manchester & Bullock, 2000; Lusk, *et al.*, 2001; Maury-Brachet *et al.*, 2018).

Outro impacto importante é a eutrofização dos corpos hídricos, fenômeno caracterizado pelo aumento de nutrientes como fósforo e nitrogênio disponível na água (Esteves, 1998; Martins *et al.*, 2007). A piscicultura pode produzir um efluente eutrofizado devido a restos de ração, excretas dos animais e adubação em excesso que se acumulam durante o ciclo de cultivo, contribuindo para eutrofização de ambientes naturais, quando esse efluente não é tratado (Yoo *et al.*, 1995; Macedo & Sipaúba-Tavares, 2010).

Os ecossistemas aquáticos não sofrem somente com os impactos gerados pela piscicultura, mas também com a poluição química e orgânica vinda de outras fontes, como o lançamento de esgoto doméstico sem tratamento, dejetos de mineração, entre outros que também poluem e alteram a dinâmica dos organismos em ambientes naturais (Audry *et al.*, 2004; Quinatto *et al.*, 2018; Zhang *et al.*, 2019), sendo assim os peixes e seus parasitos respondem a essas alterações e podem ser utilizados como organismos sinalizadores desses impactos (Chubb, 1979; Blonar *et al.*, 2009; Chapman *et al.*, 2015; Bezerra *et al.*, 2019).

Monogeneas, em sua maioria são ectoparasitos, usados como organismos indicadores de mudanças ambientais, de modo geral, esses parasitos respondem com flutuações populacionais, quando favorecidos por um agente poluidor, dominando o ambiente, ou até mesmo desaparecendo perante o mesmo (Poulin, 1995; Valtonen *et al.*, 1997; Sures, 2001; Sures, 2004; Lacerda *et al.*, 2018; Reynolds *et al.*, 2018).

Esses parasitos respondem também as alterações nos parâmetros abióticos da água (Buchmann & Lindstrom, 2002; Falkenberg *et al.*, 2019). A temperatura, pH, condutividade elétrica, oxigênio dissolvido e transparência influenciam diretamente na ocorrência e composição desses organismos (Barker & Cone, 2000; Tubbs *et al.*, 2005;

El Amin & Al-Harbi, 2016) e essas mudanças nos parâmetros abióticos podem ser sazonais, ou decorrentes de ações antrópicas.

Deste modo, o objetivo do estudo é identificar os ectoparasitos metazoários branquiais e analisar a influência dos fatores abióticos sobre esses parasitos em tilápia do Nilo durante um ciclo de cultivo em piscicultura em Mato Grosso do Sul, Brasil.

Material e Método

Área de estudo e coleta dos peixes e parasitos

O estudo foi realizado em uma piscicultura comercial (22°30'13.6"S 55°06'53.3"W), no município de Laguna Carapã, Mato Grosso do Sul, Brasil (figura 1). Os espécimes de *Oreochromis niloticus* foram coletados mensalmente, utilizando tarrafa, desde a estocagem dos alevinos (peso médio 0,68 g), em outubro de 2018 até a despesca em maio de 2019 (peso médio 647 g).

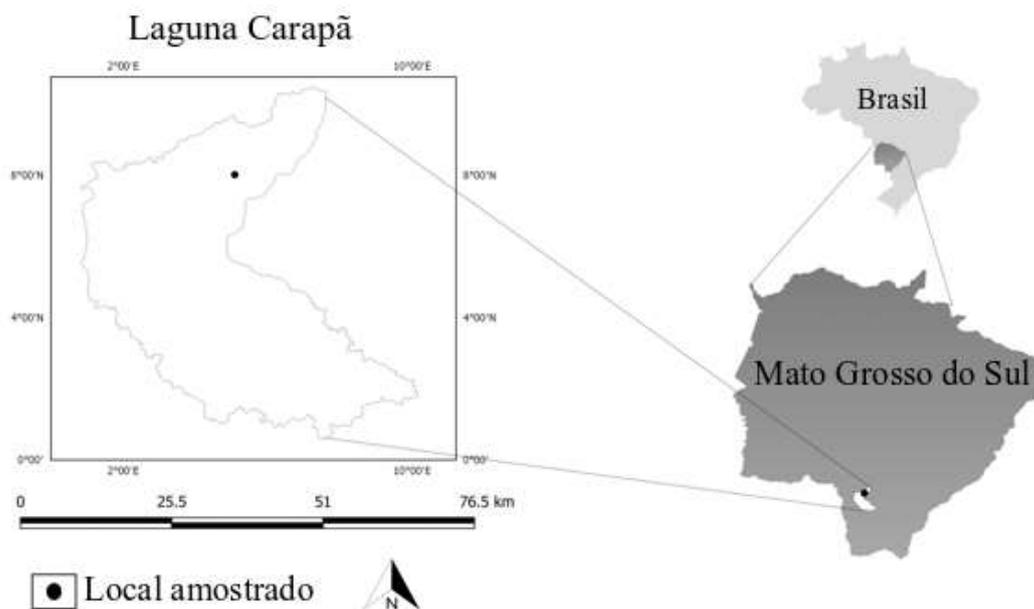


Figura 1. Mapa da localização da piscicultura utilizada para o estudo.

O ciclo de cultivo teve duração de oito meses e um total de 200 peixes foram coletados, 25 por coleta e em seguida, transportados para o laboratório de Biologia Aquática Aplicada da Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD), os peixes foram submetidos à anestesia com óleo de cravo em dose letal (50 mg L^{-1}), autorizado pelo comitê de ética da universidade (Protocolo nº 20/2018 – CEUA/UFGD).

Para amostrar os ectoparasitos branquiais, as brânquias foram removidas e os espécimes foram identificados utilizando bibliografia especializada (Cohen *et al.*, 2013), e tombado nas coleções CHIOC (Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz) e CHIBB (Coleção Helmintológica do Departamento de Parasitologia do Instituto de Biociências de Botucatu SP).

Variáveis físicas e químicas

Antecedendo a coleta dos peixes, as variáveis físicas e químicas da água: temperatura, concentração de oxigênio dissolvido, pH e condutividade elétrica foram aferidas utilizando a sonda multiparâmetro Hanna H19829[®] e a transparência verificada com o auxílio do disco de secchi.

A matéria orgânica nos viveiros foi avaliada pela intensidade de fluorescência (Figueiró *et al.*, 2018). Para isso, amostras de água dos viveiros foram coletadas e armazenadas em temperatura de 10 °C (Agra *et al.*, 2012). Para realizar as medidas de intensidade de fluorescência, utilizou a técnica de espectroscopia de fluorescência, a temperatura da água foi de aproximadamente 22 °C. As medidas de intensidade de fluorescência foram realizadas no Espectrofotômetro Cary Eclipse (Varian). Os comprimentos de onda para excitação foram realizados na região de 200 a 450 nm e de emissão na faixa de 200 a 700 nm com intervalos de 2 nm.

Análise de dados

Os índices parasitários quantitativos foram calculados segundo Bush *et al.* (1997), sendo eles prevalência ($P\% = \text{peixes infectados por uma espécie de parasito} / \text{total de peixes examinados} \times 100$), intensidade, sendo expresso pela variação numérica dos parasitos encontrados, intensidade média (IM= número de indivíduos de uma determinada espécie de parasito/número de peixes infectados por uma determinada espécie de parasito) e abundância média (AM= Número de indivíduos de uma determinada espécie de parasito/N=número total de peixes analisados).

Para analisar a estrutura da comunidade parasitária, as espécies encontradas foram classificadas de acordo com a prevalência (Bush & Homes, 1986), sendo elas: (Espécie central= espécie que apresentar prevalência maior que 66% dos hospedeiros examinados. Espécie secundária= espécie que apresentar prevalência de 66% a 33% dos hospedeiros examinados. Espécie satélite= espécie não comum, com prevalência menor que 33%).

O índice de dominância relativa foi calculado de investigar o grau de dominância de cada espécie que compõe a infracomunidade parasitária. Sendo calculado pelo:

(número total de indivíduos de uma espécie/número de indivíduos parasito de todas as espécies presente na infracomunidade x 100), segundo Rohde *et al.* 1995.

A constância das espécies foi calculada pelo (número de coletas contendo a espécie/número de coletas realizadas x 100), sendo classificadas como espécies constante, aquelas que apresentarem constância de ocorrência maior que 50%, espécies comuns entre 50% e 10% e espécies raras menor que 10% (Dajoz, 1973).

Para verificar quais variáveis ambientais explicariam a abundância das espécies de parasitos ao longo do tempo de cultivo, realizou-se a Análise de Correspondência Canônica (CCA). Para a elaboração da matriz da CCA, os parâmetros físicos e químicos foram padronizados. Para avaliar as respostas da comunidade parasitária perante as variáveis ambientais, correlações de Spearman entre a abundância de parasitos e o oxigênio dissolvido, pH, transparência, temperatura, condutividade elétrica e intensidade de matéria orgânica, foram realizadas para cada espécie encontrada. Para as análises estatísticas foi utilizado o software R (R Core Team, 2016).

Resultados

As variáveis físicas e químicas oscilaram durante o ciclo de cultivo. O oxigênio dissolvido apresentou valores de (7,44 mg/l a 2,41 mg/l), pH (8,49 a 6,08) a temperatura (29,10 °C a 21,10 °C), transparência (83,00 cm a 21,10 cm), condutividade elétrica (0,08 µS/ m a 0,05 µS/ m) e intensidade de matéria orgânica (88 nm a 209 nm). Verificou-se uma tendência de decréscimo da qualidade da água com o passar do tempo de cultivo.

A comunidade parasitária (tabela 1) foi composta por 5 espécies, da classe Monogenea, sendo elas *Cichlidogyrus halli* (CHIOC 40041, CHIBB 395) 88 espécimes, *Cichlidogyrus sclerosus* (CHIOC 40042, CHIBB 405) 4.194 espécimes, *Cichlidogyrus thurstonae* (CHIOC 40044, CHIBB 425) 2.087 espécimes, *Cichlidogyrus tilapiae* (CHIOC 40043, CHIBB 415) 1.118 espécimes e *Scutogyrus longicornis* (CHIOC 40045, CHIBB 435) 1.250 espécimes.

A espécie mais prevalente foi *C. tilapiae* 61,5%. *C. sclerosus* apresentou a maior abundância média 20,97, intensidade média 43,23 espécimes por hospedeiro e dominância relativa de 48%. As espécies com maior constância foram *C. thurstonae* e *C. tilapiae*. *C. halli* foi classificada como espécie satélite, e as demais como espécies secundárias.

Tabela 1. Descritores da comunidade parasitária de *O. niloticus* em piscicultura de Laguna Caarapã, MS, Brasil

Espécie	P%	I	IM	AM	Status comunitário	DA%	C %	Constância das espécies
<i>C. halli</i>	13	2-7	3,82	0,44	Satélite	1,00	70	Constante
<i>C. sclerosus</i>	48,5	1-380	43,23	20,97	Secundária	48,00	70	Constante
<i>C. thurstonae</i>	57	1-191	18,30	10,43	Secundária	23,88	90	Constante
<i>C. tilapiae</i>	61,5	1-104	9,08	5,59	Secundária	12,79	90	Constante
<i>S. longicornis</i>	50	1-104	12,50	6,25	Secundária	14,30	80	Constante

P%= prevalência, I= Intensidade, IM= Intensidade média, AM= Abundância média, DA= Dominância relativa, C%= Constância das espécies em porcentagem.

Analisando a influência das variáveis físicas e químicas da água sobre as espécies de parasitos ao longo do tempo, utilizou-se a CCA, com explicabilidade total de 94,69% da variação dos dados (figura 2). A dominância das espécies variou ao longo do ciclo de cultivo. A abundância de *C. tilapiae* foi associada com temperatura e oxigênio dissolvido, sendo a espécie mais abundante nos meses iniciais de cultivo (outubro, novembro e dezembro).

A espécie *S. longicornis* apresentou maior abundância populacional em fevereiro, *C. thurstonae* apresentou associação com a temperatura e foi a espécie com maior abundância em janeiro. *C. sclerosus* apresentou aumento populacional nos meses finais do ciclo de cultivo (março, abril e maio) e foi associada com pH e intensidade de matéria orgânica.

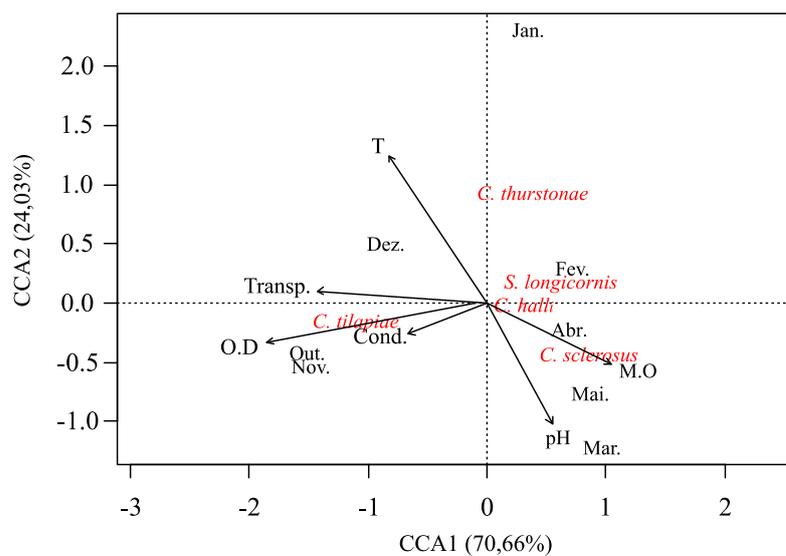


Figura 2. Análise de correspondência canônica (CCA), mostrando a associação entre a abundância das espécies de monogenea *C. halli*, *C. sclerosus*, *C. thurstonae*, *C. tilapiae*

e *S. longicornis*, em função dos parâmetros físicos e químicos. Abreviações: Transp.= transparência, O.D= oxigênio dissolvido, Cond.= Condutividade elétrica, T= temperatura, out.= Outubro, nov.= Novembro, Dez.= dezembro, Jan= janeiro, Fev.= fevereiro, Mar.= março, Abr.= abril, Mai= maio.

As correlações entre a abundância das espécies e as variáveis físicas e químicas foram avaliadas através de correlações de Spearman (tabela 2). *C. tilapiae* apresentou correlação positiva significativa com oxigênio dissolvido ($r_s = 0,453$) e transparência ($r_s = 0,370$), e negativa com intensidade de matéria orgânica ($r_s = -0,499$) e condutividade elétrica ($r_s = -0,369$).

As espécies *C. sclerosus*, *C. thurstonae* e *S. longicornis* apresentaram correlações significativas negativas com o oxigênio dissolvido ($r_s = -0,745$; $-0,634$; $-0,713$) e transparência ($r_s = -0,718$; $-0,535$; $-0,608$). Já a intensidade de matéria orgânica apresentou correlações positivas para as três espécies ($r_s = 0,546$; $0,383$; $0,418$), ocorrendo também para a condutividade elétrica ($r_s = 0,340$; $0,448$; $0,387$). Além disso, *C. sclerosus* também apresentou correlação negativa significativa com a temperatura da água ($r_s = -0,313$) e positiva com o pH ($r_s = 0,357$). *C. halli* não apresentou correlações significativas com nenhuma variável física e química.

Tabela 2. Valores do coeficiente de Spearman (r_s) entre as variáveis físicas e químicas da água e a abundância das espécies de parasitos.

Parâmetro	<i>C. halli</i>	<i>C. sclerosus</i>	<i>C. thurstonae</i>	<i>C. tilapiae</i>	<i>S. longicornis</i>
O.D(mg/L-1)	-0,214	-0,745*	-0,634*	0,453*	-0,713*
pH	0,004	0,357*	0,182	-0,219	0,069
C.E(μ S/ m ¹)	-0,219	0,340*	0,448*	-0,369*	0,387*
T (°C)	-0,081	-0,313*	0,053	0,037	-0,198
Transp.(cm)	-0,247	-0,718*	-0,535*	0,370*	-0,608*
M.O	0,148	0,546*	0,383*	-0,499*	0,418*

O.D= Oxigênio dissolvido, C.E= Condutividade elétrica, T= Temperatura, Transp.= Transparência e M.O= Intensidade de matéria orgânica. O asterisco (*), indica a significância $p < 0,05$.

Discussão

A ocorrência dos gêneros *Chlidogyrus* e *Scutogyrus* acometendo tilápia do Nilo, inclusive nas regiões onde o hospedeiro foi introduzido, é relatado comumente tanto em ambientes de cultivo (Jerônimo *et al.*, 2011; Akoll *et al.*, 2012; Lerssutthichawal *et al.*,

2015) quanto em ambientes naturais (Mahmoud *et al.*, 2011; Silva *et al.*, 2015; Blahoua *et al.*, 2016).

A tilápia do Nilo, mesmo em seu local de origem, apresenta riqueza reduzida da fauna de endohelmintos (Pavanelli *et al.*, 2013). Em contrapartida, os ectoparasitos apresentam alta riqueza, destacando as monogeneas (Pariselle & Euzet, 2009; Zhang *et al.*, 2019). No Brasil, as espécies identificadas acometendo tilápia do Nilo são *C. sclerosus*, *C. halli*, *C. tilapiae*, *C. thurstonae*, *C. tubicirrus magnus*, *S. longicornis* e *Enterogyrus cichlidarum* (Lizama *et al.*, 2007; Jerônimo *et al.*, 2010; Pantoja *et al.*, 2014; Bittencourt *et al.*, 2014; Zago *et al.*, 2014; Dotta *et al.*, 2015).

As espécies de monogeneas reportadas no estudo, reagiram as mudanças das variáveis físicas e químicas durante o ciclo de cultivo. Trabalhos relatam alterações na população de *Cichlidogyrus* sp., perante variações sazonais e poluição química e orgânica (Madanire-Moyo *et al.*, 2011; Dayoub & Salman, 2015; Vidal-Martínez & Wunderlich, 2017).

A abundância de *C. tilapiae*, apresentou correlação significativa negativa com a intensidade de matéria orgânica e correlações positivas com oxigênio dissolvido e transparência, respondendo ao decréscimo da população da espécie conjuntamente com essas variáveis (oxigênio e transparência). Com o passar dos dias em sistemas de cultivo de viveiros escavados, com baixa renovação de água, a diminuição desses parâmetros é frequentemente relatada, assim como o aumento da concentração matéria orgânica (Baccarin & Camargo, 2005; Leonardo *et al.*, 2009).

Conforme os peixes vão crescendo, a demanda por oxigênio aumenta, assim como os dejetos provenientes dos restos de ração não ingerida e excretas dos animais que fazem com que o ambiente fique rico em matéria orgânica e nutrientes (Ernst *et al.*, 1989). Essa condição também altera toda a cadeia trófica do ambiente de cultivo, aumentando a demanda de oxigênio pelas populações de bactérias e fungos que irão processar essa matéria orgânica e do plâncton que se alimenta destes detritos (Neofitou *et al.*, 2019; Sipaúba-Tavares *et al.*, 2019).

Desse modo, ocorre uma ascensão populacional de diferentes grupos de organismos, condição que pode favorecer a eutrofização e a flutuação brusca dos valores de oxigênio dissolvido (Snieszko, 1974; Mercante *et al.*, 2007). Em suma, *C. tilapiae* foi indicadora de ambientes com baixa poluição orgânica e apresentou maior abundância no início do ciclo de cultivo.

Houve correlação negativa significativa entre a abundância das espécies *C. sclerosus*, *C. thurstonae* e *S. longicornis* e o oxigênio dissolvido. Isso pode estar relacionado, a diminuição da ingestão de alimentos pelos peixes, comum em águas com baixa concentração de oxigênio dissolvido, deixando o peixe em uma condição de estresse e conseqüentemente levando ao comprometimento das funções imunológicas, facilitando assim a instalação, desenvolvimento e aumento populacional dos parasitos (Møllgaard & Nielsen, 1995; Baldisserotto, 2013; Paredes-Trujillo *et al.*, 2016).

As correlações positivas significativas com a intensidade de matéria orgânica, e negativas com a transparência indicam que essas espécies têm preferência por locais com maior quantidade de nutrientes. As correlações positivas das três espécies (*C. sclerosus*, *C. thurstonae* e *S. longicornis*) com a condutividade elétrica, reforça essa tendência. Águas com alta condutividade elétrica, possuem baixa transparência e altas concentrações de matéria orgânica (Sipaúba-Tavares, 2013; Ojha *et al.*, 2019).

Ambientes aquáticos com maior carga de matéria orgânica apresentam mais sólidos em suspensão, que pode causar irritação nas brânquias, inibir mecanismos de defesa, deixando o hospedeiro susceptível a altas infestações de parasitos branquiais (Skinner, 1982; Madi & Ueta, 2009).

A utilização de *C. sclerosus* como espécie bioindicadora também foi relatada por Sanchez-Ramirez *et al.* (2007), os autores observaram flutuações na abundância deste parasito onde o sedimento apresentava metais pesados, hidrocarbonetos policíclicos aromáticos e befinilos policlorados. A espécie apresentou maior intensidade média em *Coptodon zillii* perante a diminuição do oxigênio e aumento da poluição orgânica, em um Lago na Síria (Dayoub & Salman, 2015).

Somente *C. sclerosus* teve correlação negativa e significativa com a temperatura, e positiva com o pH. No caso da temperatura pode estar relacionado ao decréscimo da atividade alimentar dos peixes em águas mais frias, tendo ligação direta com a saúde e resistência do hospedeiro perante o parasito (Borghetti & Canzi, 1993; Lamková *et al.*, 2007; Bowden, 2008). Corroborando com observado, correlações negativas entre a abundância conjunta de *Cichlidogyrus* spp., e *Scutogyrus* sp. e a temperatura foi relatado em Vera Cruz, México (Aguirre-Fey *et al.*, 2015).

A temperatura também influencia o tempo de vida, desenvolvimento, reprodução e estágio infectante do parasito (Karvonen *et al.*, 2013; Awharitoma & Ehigiator, 2019). Por exemplo, a eclosão dos ovos de monogenea, ocorre em menor tempo, com o aumento da temperatura (Flores-Crespo *et al.*, 1992; Paperna, 1996).

Em relação ao pH, os organismos, de uma maneira geral, são sensíveis a grandes oscilações dessa variável (Esteves, 1998; Shinde *et al.*, 2011). No estudo de Ojwala *et al.* (2018), em águas mais alcalinas com pH entre 8,52 e 11,31, a intensidade média de *Cichlidogyrus* sp., foi maior do que em águas onde o pH era 7,50. Neste estudo, os valores de pH oscilaram de 6,08 a 8,49 e embora a variação não tenha sido muito alta, teve efeito positivo sobre a abundância de *C. sclerosus*.

Em suma, as espécies de monogenea *C. tilapiae*, *C. sclerosus*, *C. thurstonae* e *S. longicornis*, responderam as alterações dos parâmetros abióticos da água, sendo bons indicadores ambientais. *C. halli*, não apresentou correlações significativas com nenhuma variável avaliada, a bioindicação é uma ferramenta de baixo custos que pode ajudar no monitoramento de ambientes de cultivo e natural. Vale ressaltar também a necessidade de tratamento dos efluentes das pisciculturas, pois como observado nesse estudo, ocorre uma variação desses parâmetros e declínio da qualidade de água.

Referências

- Agra, J.U.M., Klink, J.M.E. & Rodrigues, G.G.** (2012) Monitoramento da piscicultura em reservatórios: Uma abordagem ecológica. *Revista Brasileira de Geografia Física* **6**, 1457-1472.
- 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.** (2012) Infection dynamics of *Cichlidogyrus tilapiae* and *C. sclerosus* (Monogenea, Ancyrocephalinae) in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) from Uganda. *Journal of helminthology* **86**, 302-310.
- Audry, S., Schäfer, J., Blanc, G. & Jouanneau, J.M.** (2004) Fifty-year sedimentary record of heavy metal pollution (Cd, Zn, Cu, Pb) in the Lot River reservoirs (France). *Environmental Pollution* **132**, 413-426.
- Awharitoma, A.O. & Ehigiator, F.A.** (2019) Effects of Climatic Changes on Fish Diversity and Abundance and Prevalence of Fish Parasitic Infections in Southern. *Nigeria. NISEB Journal* **17**, 112-118.
- Baccarin, A.E. & Camargo, A.F.M.** (2005) Characterization and evaluation of the feed management on the effluents of nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) culture. *Brazilian Archives of Biology and Technology* **48**, 81-90.
- Baldisserotto, B.** (2013) *Fisiologia de peixes aplicada à piscicultura*. 3 ed. 349 pp. Santa Maria, Editora da Universidade Federal de Santa Maria.
- Barker, D.E. & Cone, D.K.** (2000) Occurrence of *Ergasilus celestis* (Copepoda) and *Pseudodactylogyrus anguillae* (Monogenea) among wild eels (*Anguilla rostrata*) in

relation to stream flow, pH and temperature and recommendations for controlling their transmission among captive eels. *Aquaculture* **187**, 261-274.

Bezerra, M.F., Lacerda, L.D. & Lai, C.T. (2019) Trace metals and persistent organic pollutants contamination in batoids (Chondrichthyes: Batoidea): A systematic review. *Environmental Pollution* **248**, 684-695.

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**, 44-54.

Blahoua, G.K., Yao, S.S., Etilé, R.N.D. & N'Douba, V. (2016) Distribution of gill Monogenean parasites from *Oreochromis niloticus* (Linn, 1758) in man-made Lake Ayam I, Cte d'Ivoire. *African Journal of Agricultural Research* **11**, 117-129.

Blanar, C.A., Munkittrick, K.R., Houlihan, J., MacLatchy, D.L. & Marcogliese, D.J. (2009) Pollution and parasitism in aquatic animals: a meta-analysis of effect size. *Aquatic Toxicology* **93**, 18-28.

Borghetti, J.R. & Canzi, C. (1993) The effect of water temperature and feeding rate on the growth rate of pacu (*Piaractus mesopotamicus*) raised in cages. *Aquaculture* **114**, 93-101.

Bowden, T.J. (2008) Modulation of the immune system of fish by their environment. *Fish Shellfish Immunology* **25**, 373-383.

Brooks, B.W. & Conkle, J.L. (2019) Commentary: Perspectives on aquaculture, urbanization and water quality. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology*, **217**, 1-4.

Buchmann, K. & Lindenstrøm, T. (2002) Interactions between monogenean parasites and their fish hosts. *International journal for parasitology* **32**, 309-319.

Bush, A.O. & Holmes, J.C. (1986) Intestinal helminths of lesser scaup ducks: an interactive community. *Canadian Journal of Zoology* **64**, 142-152.

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* **83**, 575-583.

Chapman, J.M., Marcogliese, D.J., Suski, C.D. & Cooke, S.J. (2015) Variation in parasite communities and health indices of juvenile *Lepomis gibbosus* across a gradient of watershed land-use and habitat quality. *Ecological Indicators* **57**, 564-572.

Chubb, J.C. (1979) Seasonal occurrences of helminths in freshwater fishes. Part II. Trematoda. *Advances in parasitology* **17**, 141-313.

Cohen, S.C., Justo, M.C. & Kohn, A. (2013) *South American Monogenoidea parasites of fishes, amphibians and reptiles*. 663 pp. Rio de Janeiro, Oficina dos livros.

Dajoz, R. (1973) *Ecologia Geral*. 472 pp. São Paulo, Vozes.

Dayoub, A.I. & Salman, H.M. (2015) Study of using Monogenea parasites on free living fishes in the Lake of 16 Tishreen Dam as bioindicators of environment pollution. *International Journal of Biomedical Engineering and Clinical Science* **1**, 15-22

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**, 66-71.

El Amin, M.S. & Al-Harbi, A.H. (2016) Prevalence and seasonal variation of ectoparasites in cultured Nile tilapia *Oreochromis niloticus* in Saudi Arabia. *Journal of parasitic diseases* **40**, 1487-1493.

Ernst, D.H., Ellingson, L.J., Olla, B.L., Wicklund, R.I., Watanabe, W.O. & Grover, J. J. (1989) Production of Florida red tilapia in seawater pools: Nursery rearing with chicken manure and growout with prepared feed. *Aquaculture* **80**, 247-260.

Esteves, F.A. (1998) *Fundamentos de limnologia*. 2 ed. 575 pp .Rio de Janeiro, Interciência

Falkenberg, J.M., Golzio, J.E.S., Pessanha, A., Patrício, J., Vendel, A.L. & Lacerda, A. C. (2019) Gill parasites of fish and their relation to host and environmental factors in two estuaries in northeastern Brazil. *Aquatic Ecology* **53**, 109-118.

Figueiró, C.S.M., Oliveira, D.B., Russo, M.R., Caires, A.R.L. & Rojas, S.S. (2018) Fish farming water quality monitored by optical analysis: The potential application of UV–Vis absorption and fluorescence spectroscopy. *Aquaculture*, **490**, 91-97.

Flores-Crespo, J., Velarde, F.I., Flores-Crespo, R. & Vazquez-Pelaez, C.G. (1992) Variacion estacional de *Dactylogyrus* sp. en dos unidades productoras de tilapia del Estado de Morelos. *Técnica Pecuaria en México* **30**, 109-118.

Jerônimo, G.T., Speck, G.M. & Martins, M.L. (2010) First report of *Enterogyrus cichlidarum* Paperna 1963 (Monogenoidea: Ancyrocephalidae) on Nile tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. *Neotropical Helminthology* **4**, 75-80.

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**, 365-373.

Karvonen, A., Kristjánsson, B.K., Skúlason, S., Lanki, M., Rellstab, C. & Jokela, J. (2013) Water temperature, not fish morph, determines parasite infections of sympatric Icelandic threespine sticklebacks (*Gasterosteus aculeatus*). *Ecology and evolution* **3**, 1507-1517.

Lacerda, A.C.F., Roumbedakis, K., Junior, J.B., Nuñez, A.P.O., Petrucio, M.M. & Martins, M.L. (2018) Fish parasites as indicators of organic pollution in southern Brazil. *Journal of helminthology* **92**, 322-331.

Lamková, K., Šimková, A., Palíková, M., Jurajda, P. & Lojek, A. (2007) Seasonal changes of immuno competence and parasitism in chub (*Leuciscus cephalus*), a freshwater cyprinid fish. *Parasitology. Reserch* **101**, 775-789.

- Leonardo, A.F.G., Tachibana, L., Corrêa, C.F., Gonçalves, T.G. & Baccarin, A.E.** (2009) Qualidade da água e desempenho produtivo de juvenis de Tilápia-do-nilo em viveiros, utilizando-se três sistemas de alimentação. *Revista Acadêmica Ciências Agrárias Ambientais* **7**, 383-393.
- Lerssutthichawal, T., Maneepitaksanti, W. & Purivirojkul, W.** (2015) Gill monogeneans of potentially cultured tilapias and first record of *Cichlidogyrus mbirizei* Bukinga et al., 2012, in Thailand. *Walailak Journal of Science and Technology (WJST)*, **13**, 543-553.
- Lizama, M.D.L.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**, 223-231.
- Lusk, S., Lusková, V. & Hanel, L.** (2010) Alien fish species in the Czech Republic and their impact on the native fish fauna. *Folia Zoologica* **59**, 57-73.
- Macedo, C.F. & Sipaúba-Tavares, L.H.** (2010) Eutrofização e qualidade da água na piscicultura: consequências e recomendações. *Boletim do instituto de Pesca* **36**, 149-163.
- Madanire-Moyo, G.N., Matla, M.M., Olivier, P.A.S. & Luus-Powell, W.J.** (2011) Population dynamics and spatial distribution of monogeneans on the gills of *Oreochromis mossambicus* (Peters, 1852) from two lakes of the Limpopo River System, South Africa. *Journal of Helminthology* **85**, 146-15
- Madi, R.R. & Ueda, M.T.** (2009) O papel de Ancyrocephalinae (Monogenea: Dactylogyridae), parasito de *Geophagus brasiliensis* (Pisces: Cichlidae), como indicador ambiental. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária* **18**, 38-41.
- Mahmoud, A.E., Mona, S.Z., Abdel, R.Y.D., Hossam, H.A., Osman, K.A.H. & Attia, A. A.Z.** (2011) Seasonal variations and prevalence of some external parasites affecting freshwater fishes reared at upper Egypt. *Life Science Journal* **8**, 397-400.
- Manchester, S.J. & Bullock, J.M.** (2000) The impacts of non-native species on UK biodiversity and the effectiveness of control. *Journal of Applied Ecology* **37**, 845-864.
- Martins, A.P., Reissmann, C.B., Favaretto, N., Boeger, M.R. & Oliveira, E. D.** (2007) Capacidade da *Typha dominguensis* na fitorremediação de efluentes de tanques de piscicultura na Bacia do Iraí Paraná. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental* **11**, 324-3306.
- Maury-Brachet, R., Gentes, S., Dassié, E.P., Feurtet-Mazel, A., Vigouroux, R., Laperche, V. & Legeay, A.** (2018) Mercury contamination levels in the bioindicator piscivorous fish *Hoplias aimara* in French Guiana rivers: mapping for risk assessment. *Environmental Science and Pollution Research* **26**, 1-13.
- Møllergaard, S. & Nielsen, E.** (1995) Impact of oxygen deficiency on the disease status of common dab *Limanda limanda*. *Diseases of Aquatic Organisms* **22**, 101-114.
- Mercante, C.T.J., Martins, Y.K., Carmo, C.F., Osti, J.S., Pinto, C.S.R.M. & Tucci, A.** (2012) Qualidade da água em viveiro de Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*):

caracterização diurna de variáveis físicas, químicas e biológicas, São Paulo, Brasil. *Títulos não-correntes* **21**, 80-88.

Neofitou, N., Papadimitriou, K., Domenikiotis, C., Tziantziou, L. & Panagiotaki, P. (2019) GIS in environmental monitoring and assessment of fish farming impacts on nutrients of Pagasitikos Gulf, Eastern Mediterranean. *Aquaculture*, **501**, 62-75.

Ojha, M.L., Suman, A.K., Saini, V.P. & Surnar, S. R. (2019) Effect of Selected Abiotic Factors on Fish Growth in Micro-Water Sheds of Southern Rajasthan (Dungarpur). *International Journal of Pure Applied Bioscience* **7**, 83-91.

Ojwala, R.A., Otachi, E.O. & Kitaka, N.K. (2018) Effect of water quality on the parasite assemblages infecting Nile tilapia in selected fish farms in Nakuru County, Kenya. *Parasitology Research* **117**, 3459-3471.

Pantoja, M.F., 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**, 2812-2819.

Paperna, I. (1996) *Parasites, infestations and diseases of fishes in Africa*, an update. 220 pp. CIFA Technical Paper, n 31. Rome. Italy, 1996.

Paredes-Trujillo, A., Velázquez-Abunader, I., Torres-Irineo, E., Romero, D. & Vidal-Martínez, V.M. (2016) Geographical distribution of protozoan and metazoan parasites of farmed Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (Perciformes: Cichlidae) in Yucatán, México. *Parasites & vectors* **9**, 66-76.

Pariselle, A. & Euzet, L. (2009) Systematic revision of dactylogyridean parasites (Monogenea) from cichlid fishes in Africa, the Levant and Madagascar. *Zoosystema* **31**, 849-899.

Pavanelli, G.C., Takemoto, R.M., & da Costa Eiras, J. (2013) *Parasitologia de peixes de água doce do Brasil*. 2 ed. 452 pp. Maringá, Eduem.

Poulin, R. (1995) Phylogeny, ecology and the richness of parasite communities in vertebrates. *Ecological Monographs* **65**, 283-302.

Quinatto, J., Zambelli, N.L.D.N., Souza, D.H., Rafaeli Neto, S.L., Cardoso, J.T. & Skoronski, E. (2018) Using the pollutant load concept to assess water quality in an urban river: the case of Carahá River (Lages, Brazil). *Revista Ambiente & Água* **14**, 2-11.

R Core Team. (2016) R: a language and environment for statistical computing [online]. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. Available from <http://www.R-project.org>.

Reynolds, M., Hockley, F.A., Wilson, C.A. & Cable, J. (2019) Assessing the effects of water flow rate on parasite transmission amongst a social host. *Hydrobiologia* **830**, 201-212.

Rohde, K. (1993) *Ecology of marine parasites: An introduction to marine parasitology* 292 pp. CAB International.

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**, 1097-1107.

Shinde, S.E., Pathan, T.S., Raut, K.S. & Sonawane, D. L. (2011) Studies on the physico-chemical parameters and correlation coefficient of Harsool-savangi Dam, District Aurangabad. *India Middle East Journal of Scientific Research* **8**, 544-554.

Silva, C.M., Batista, R.C. & Thomé, M.P.M. (2015) PREVALÊNCIA DE *Cichlidogyrus* spp. (MONOGENEA) EM *Oreochromis niloticus* (LINNAEU, 1757) NUM LAGO URBANO DO MUNICÍPIO DE ITAPERUNA, RIO DE JANEIRO, BRASIL. *REINPEC-Revista Interdisciplinar Pensamento Científico* **1**, 137 de 288.

Sipaúba-Tavares, L.H. (2013) *Uso racional da água em aquicultura*. 189 pp. São Paulo, Funep.

Sipaúba-Tavares, L.H., Millan, R.N., Capitano, É.C.O. & Scardoelli-Truzzi, B. (2019) Abiotic parameters and planktonic community of an earthen fish pond with continuous water flow. *Acta Limnologica Brasiliensia*, **31**.

Skinner, R.H. (1982) The interrelation of water quality, gill parasites, and gill pathology of some fishes from South Biscayne Bay, Florida. *Fishery Bulletin* **80**, 269-280.

Snieszko, S.F. (1974) The effects of environmental stress on outbreaks of infectious diseases of fishes. *Journal of Fish Biology* **6**, 197-208.

Sures, B. (2001) The use of fish parasites as bioindicators of heavy metals in aquatic ecosystems: a review. *Aquatic Ecology* **35**, 245-255.

Sures, B. (2004) Environmental parasitology: relevancy of parasites in monitoring environmental pollution. *Trends in parasitology* **20**, 170-177.

Tubbs, L.A., Poortenaar, C.W., Sewell, M.A. & Diggles, B.K. (2005) Effects of temperature on fecundity in vitro, egg hatching and reproductive development of *Benedenia seriolae* and *Zeuxapta seriolae* (Monogenea) parasitic on yellowtail kingfish *Seriola lalandi*. *International Journal for Parasitology* **35**, 315-327.

Valtonen, E.T., Holmes, J.C. & Koskivaara, M. (1997) Eutrophication, pollution and fragmentation: effects on parasite communities in roach (*Rutilus rutilus*) and perch (*Perca fluviatilis*) in four lakes in central Finland. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* **54**, 572-585.

Vidal-Martínez, V.M., & Wunderlich, A.C. (2017) Parasites as bioindicators of environmental degradation in Latin America: a meta-analysis. *Journal of Helminthology* **91**, 165-173.

Yoo, K.H., Masser, M.P. & Hawcroft, B.A. (1995) An in pond raceway system incorporating removal of fish wastes. *Aquacultural Engineering* **14**, 175-187.

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**, 171-178.

Zhang, S., Zhi, T., Xu, X., Zheng, Y., Bilong, C.F.B., Pariselle, A. & Yang, T. (2019) Monogenean fauna of alien tilapias. *Parasite* **26**, 2-16.