



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

“Júlio de Mesquita Filho”

INSTITUTO DE BIOCIÊNCIAS DE BOTUCATU

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS (ZOOLOGIA)

Aspectos metabólicos, histopatológicos e parasitários de *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em sistemas de piscicultura em tanques-rede

CIBELE DIOGO PAGLIARINI

Orientador: Prof. Dr. Igor Paiva Ramos

Coorientadora: Prof^ª. Dr^ª. Rosicleire Veríssimo Silveira

Tese apresentada ao Instituto de Biociências da Universidade Estadual Paulista – UNESP, Pós-graduação em Ciências Biológicas (Zoologia), Câmpus de Botucatu, SP, como parte dos requisitos para a obtenção do Título de Doutora.

BOTUCATU - SP

2024



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

“Júlio de Mesquita Filho”

INSTITUTO DE BIOCÊNCIAS DE BOTUCATU

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS (ZOOLOGIA)

Aspectos metabólicos, histopatológicos e parasitários de *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em sistemas de piscicultura em tanques-rede

CIBELE DIOGO PAGLIARINI

Orientador: Prof. Dr. Igor Paiva Ramos

Coorientadora: Prof^ª. Dr^ª. Rosicleire Veríssimo Silveira

Tese apresentada ao Instituto de Biociências da Universidade Estadual Paulista – UNESP, Pós-graduação em Ciências Biológicas (Zoologia), Câmpus de Botucatu, SP, como parte dos requisitos para a obtenção do Título de Doutora.

BOTUCATU - SP

2024

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉC. AQUIS. TRATAMENTO DA INFORM.
DIVISÃO TÉCNICA DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - CÂMPUS DE BOTUCATU - UNESP

BIBLIOTECÁRIA RESPONSÁVEL: MARIA CAROLINA A. CRUZ E SANTOS-CRB 8/10188

Pagliarini, Cibele Diogo.

Aspectos metabólicos, histopatológicos e parasitários de *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em sistemas de piscicultura em tanques-rede / Cibele Diogo Pagliarini. - Botucatu, 2024

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista (UNESP), Instituto de Biociências, Botucatu

Orientador: Igor Paiva Ramos

Coorientador: Rosicleire Verissimo Silveira

Capes: 20400004

1. Aquicultura. 2. Peixes - Criação. 3. Peixes - Fisiologia.
4. Histopatologia. 5. Parasitologia. 6. Tilápia-do-Nilo.

Palavras-chave: Aquicultura; Ecologia trófica; Fisiologia; Histologia; Parasitologia.

DEDICATÓRIA

À minha família, pelo amor e incentivo!

Ao grupo PIRÁ, por todo apoio e ajuda!

AGRADECIMENTOS

À Deus, por me guiar e entregar cada dia, como uma nova oportunidade para que eu possa ser uma pessoa melhor e possa batalhar para realizar os meus sonhos. Agradeço, pelos livramentos e restauração diária da minha fé, e por me proporcionar tranquilidade e paz, mesmo nos momentos mais difíceis.

Aos meus pais, Maura Diogo Rosa e Luiz Valdevir Pagliarini, pela vida, motivação, incentivo e admiração. Agradeço em especial a minha Mãe, que sempre foi guerreira, batalhadora e apoiou qualquer decisão que eu tomasse, mesmo que fosse contra sua vontade. Obrigada pelos momentos dedicados a mim, pelas palavras, conselhos, amor, afeto e amizade. Obrigada por me ensinar a ser uma pessoa honesta e perseverante, por acreditar e apoiar minhas escolhas e sonhos e ajudar a concretizá-los. Mãezinha, fica aqui minha eterna admiração pela Senhora! Te amo!

Ao meu esposo, Leandro Silva do Vale, que é uma pessoa excepcional. Eu poderia ficar horas aqui escrevendo sobre a pessoa maravilhosa que você é, mas isso nunca compensaria tudo o que fez e faz por mim. Gratidão pelo seu apoio, companheirismo, incentivo, admiração e paciência. Espero que você continue sempre assim, do jeitinho que é, com pensamento positivo e me motivando a fazer o mesmo, sendo essa pessoa feliz, calma, serena, e que, mesmo diante de todas as dificuldades, é capaz de ver o lado bom de tudo e de todos. Te amo e sempre terei muito respeito, carinho e admiração por você!

À minha irmã, Viviani Cristina Pagliarini, que mesmo de longe sempre me apoiou, motivou e me incentivou todos esses anos. Saiba que tenho muito orgulho da pessoa e profissional que você se tornou. Conte comigo sempre!

Ao meu orientador, Prof. Dr. Igor Paiva Ramos, por todos esses anos de orientação, desde a Iniciação Científica. Foi uma honra ter te conhecido e poder trabalhar com você durante esses anos. Obrigada pela confiança depositada em mim, paciência, conselhos e ensinamentos, e se hoje estou defendendo essa Tese, foi porque você me proporcionou essa oportunidade. Espero que você continue sendo forte mesmo diante das dificuldades, pois elas surgem e as vezes alcançam uma dimensão maior do que algum dia imaginávamos, mas saiba do poder que você carrega no seu coração e da força que você tem, e o que representa para muitas pessoas. Espero que você continue a inspirar muitas pessoas por aí. Você é um exemplo a ser seguido!

À Dra. Lidiane Franceschini, que sempre esteve disposta a me ajudar e contribuiu substancialmente com o desenvolvimento da minha Tese. Lidi, saiba que te considero uma amiga muito especial e admiro muito você, como pessoa e profissional. Obrigada pelos seus conselhos, ensinamentos,

paciência, incentivo e apoio. Não deixe que nada apague essa luz que você carrega. Continue a brilhar, mantenha-se forte, você é capaz de superar qualquer coisa!

Aos Professores, Dra. Cristiéle da Silva Ribeiro, Dra. Rosilene Luciana Delariva, Dr. João Paulo de Arruda Amorim e Dr. Juan Antônio Balbuena, que colaboraram consideravelmente com o desenvolvimento deste trabalho, e sempre estiveram dispostos a me auxiliar todas as vezes que foram necessárias, cada um nas suas respectivas áreas. Gratidão por toda ajuda de vocês!

À Andrezza, minha irmã de coração, obrigada pela sua amizade e apoio. Foram muitos momentos e sentimentos compartilhados durante anos. Sua amizade é um presente que guardo e sempre guardarei com muito carinho no meu coração. Você é uma pessoa e profissional incrível. Sempre serei grata por tudo o que fez por mim. Saiba que você tem um lugar especial em minha vida. Toda sorte do mundo para você!

Aos colegas do Laboratório de Ecologia de Peixes (PIRÁ) e do Laboratório de Fisiologia Animal (LEFISA), pela parceria nas coletas e análises laboratoriais. Gratidão a vocês pelas conversas, trocas de experiências e pelos “cafezinhos aveludados”.

Ao José Daniel, amigo que a graduação e o PIBID me deram. Zé, obrigada pela parceria de anos, conversas, conselhos, apoio nas coletas e por me receber em sua casa todas as vezes que precisei. Admiro essa sua disposição em ajudar todos que estão a sua volta, sua paciência, humildade e bondade. Espero que você se mantenha sempre assim, e que situação nenhuma, por mais difícil que seja, faça você esquecer dessas suas qualidades. Conte comigo sempre!

À Bruna, amizade que o Doutorado me proporcionou. Bru, obrigada por ter feito parte desse ciclo, por toda sua ajuda nesses anos, conselhos, conversas e apoio, tanto profissionais como pessoais. Espero que essa amizade continue a se fortalecer. Saiba que você tem minha admiração!

Ao Aymar, obrigada pela parceria nas coletas e auxílio nas análises estatísticas.

Ao proprietário da Piscicultura, pela parceria e autorização das coletas, tornando possível a realização deste estudo.

Ao Programa de Pós-graduação, Coordenação, Professores e demais Funcionários, por todo apoio técnico-científico, conhecimentos transmitidos, suporte e tramites realizados nesses anos.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo – FAPESP, Processo nº 2016/23468-6, pelo apoio financeiro durante o Mestrado, o que permitiu a realização das coletas e dos materiais utilizados no desenvolvimento da Tese.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico – CNPq, Processo nº 140754/2019-9, pela concessão da Bolsa de Doutorado.

À Banca Examinadora, Prof. Dra. Alessandra da Silva Augusto, Prof. Dra. Aline Cristina Zago, Dra. Patrícia Postingel Quirino e Prof. Dr. Ricardo Massato Takemoto por terem aceitado participar da

minha defesa e por toda contribuição feita, que com certeza será de grande valia para o aprimoramento da Tese.

À UNESP (Universidade Estadual Paulista), câmpus de Botucatu-SP, pelo vínculo da Pós-graduação, bem como a UNESP de Ilha Solteira-SP e ao DBZ (Departamento de Biologia e Zootecnia), juntamente com a direção, administração e funcionários por possibilitarem o desenvolvimento do projeto e todas as experiências vivenciadas nesses anos.

Por fim, a todos que de alguma forma contribuiu para a concretização dessa etapa, mas não foram individualmente citados, saibam que serei eternamente grata por vocês terem feito parte da minha vida.

Fica aqui meus sinceros e eternos agradecimentos!

SUMÁRIO

Resumo Geral.....	9
General Abstract.....	10
Introdução Geral.....	11
Influências ambientais das pisciculturas em tanques-rede.....	11
<i>Oreochromis niloticus</i>	12
Porque estudar o hepatopâncreas dos peixes?.....	13
Por que estudar os parasitos de peixes em sistemas de pisciculturas em tanques-rede?.....	15
Apresentação da Tese.....	20
 CAPÍTULO 1. Alterações fisiológicas e histopatológicas do hepatopâncreas de tilápia-do-Nilo <i>Oreochromis niloticus</i> silvestres e cultivados em sistema de piscicultura em tanques-rede.....	21
Resumo.....	22
Abstract.....	23
Introdução.....	24
Objetivo Geral.....	26
Objetivos específicos.....	26
Hipóteses.....	26
Expectativas.....	26
Materiais e Métodos.....	27
Área de estudo.....	27
Ração comercial fornecida aos peixes.....	28
Coleta do material biológico.....	29
Análises laboratoriais.....	30
Substratos energéticos.....	30
Histopatologia.....	31
Análises dos dados.....	31
Resultados.....	33
Discussão.....	38
 CAPÍTULO 2. Comunidade parasitária de tilápia-do-Nilo <i>Oreochromis niloticus</i> silvestres e cultivados em sistema de piscicultura em tanques-rede.....	43
Resumo.....	44
Abstract.....	45
Introdução.....	46
Objetivo Geral.....	48
Objetivos específicos.....	48
Hipóteses.....	48
Expectativas.....	48

Materiais e Métodos.....	49
Área de Estudo.....	49
Coleta do material biológico.....	50
Análises laboratoriais.....	50
Análise de dados.....	52
Resultados.....	54
Discussão.....	80
 Referências Bibliográficas.....	 86
 Apêndices.....	 107
Apêndice 1.....	107

RESUMO GERAL

Pisciculturas em tanques-rede são sistemas produtivos em que os peixes cultivados são alimentados exclusivamente com ração, um alimento rico energeticamente. Contudo, parte dessa ração é liberada no ecossistema aquático adjacente, aumentando a disponibilidade de recursos alimentares e, consequentemente, atraindo organismos silvestres e aumentando suas chances de contato com os peixes cultivados, facilitando trocas de parasitos. O presente estudo objetivou comparar possíveis alterações fisiológicas, histopatológicas e parasitárias entre *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em sistema de piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, SP. Foram coletados 50 exemplares silvestres e 50 cultivados, que foram eutanasiados e necropsiados para retirada de todos os órgãos. Para as análises fisiológicas e histopatológicas, foram utilizadas amostras do hepatopâncreas de 20 exemplares silvestres e 20 cultivados, enquanto para as análises parasitológicas todos os exemplares foram utilizados. Para as análises fisiológicas (proteína, lipídeo, glicogênio e ácidos graxos), as amostras foram mantidas em ultrafreezer -80 °C. Para as análises histopatológicas, as amostras foram fixadas em ALFAC, desidratadas, incluídas em Paraplast, e os cortes semi-seriados foram corados para montagem de lâminas. Para análises parasitológicas, todos os órgãos foram analisados e os parasitos quantificados e identificados até o menor nível taxonômico possível. Os ácidos graxos saturados neutros (maiores concentrações nos cultivados) e poli-insaturados ômega-3 neutros (maiores concentrações nos silvestres) diferiram entre os grupos de peixes. Exemplares silvestres e cultivados apresentaram alterações histopatológicas, com maior frequência e grau de severidade nos cultivados, sendo que necrose ocorreu apenas nesse grupo. Os cultivados apresentaram danos moderados para severos quanto ao funcionamento do órgão. Assim, infere-se que o consumo intenso e constante da ração por exemplares de *O. niloticus* cultivados, causou maior acúmulo de ácidos graxos saturados na fração neutra do hepatopâncreas, desencadeando alterações histopatológicas mais graves. Enquanto os silvestres, mesmo consumindo ração, tiveram maior concentração de ácidos graxos ômega-3, resultando em danos leves e funcionamento normal do órgão, podendo estar relacionado a ampla riqueza de alimentos naturais consumidos, e uma possível regeneração dos tecidos. A riqueza parasitária total foi de 19 táxons de parasitos, sendo que a comunidade parasitária diferiu entre silvestres e cultivados, com uma dissimilaridade de 61.7%. Exemplares silvestres estão mais propensos a se infectarem por endoparasitos, devido à exploração de zonas de sedimentação e bordas do reservatório, possibilitando o contato direto com ovos e larvas de parasitos, transmitidos via cadeia trófica ou por penetração ativa de cercarias nos tecidos dos peixes. As maiores abundâncias, foram observadas para ectoparasitos, em ambos os grupos de peixes. Observou-se também a associação epibiônica entre *Dolops carvalhoi* e *Epistylis* sp., ambos parasitando *O. niloticus* silvestres e cultivados. Além disso, foi observado o primeiro relato de metacestoides da ordem Cyclophyllidea parasitando *O. niloticus* silvestres e cultivados no Brasil. Dessa forma, avaliar as formulações, quantidades e frequências alimentares, são fundamentais para sustentabilidade dos empreendimentos e meio ambiente, pois manejos incorretos resultam em distúrbios alimentares que comprometam a saúde dos peixes deixando-os mais suscetíveis a doenças, podendo atingir a biota silvestre.

PALAVRAS-CHAVES: Aquicultura; Ecologia trófica; Fisiologia; Histologia; Parasitologia.

GENERAL ABSTRACT

Cage fish farms are production systems in which the farmed fish are fed exclusively with feed, an energy-rich food. However, part of this feed is released into the adjacent aquatic ecosystem, increasing the availability of food resources and, consequently, attracting wild organisms and increasing their chances of contact with farmed fish, facilitating parasite exchanges. The present study compares possible physiological, histopathological, and parasitic changes between wild and farmed *Oreochromis niloticus* in a cage fish farm in the Ilha Solteira reservoir, Grande River, SP. Fifty wild and 50 farmed specimens were collected, euthanized, and necropsied to remove all organs. Hepatopancreas samples from 20 wild and 20 farmed specimens were used for physiological and histopathological analyses, while all specimens were utilized for parasitological analyses. For physiological analyses (protein, lipid, glycogen, and fatty acids), the samples were kept in an ultrafreezer at -80 °C. For histopathological analyses, the samples were fixed in ALFAC, dehydrated, embedded in Paraplast, and the semi-serial sections stained for mounting slides. All organs were analyzed for parasitological analyses, and the parasites were quantified and identified to the lowest taxonomic level possible. Neutral saturated fatty acids (higher concentrations in farmed specimens) and neutral polyunsaturated omega-3 fatty acids (higher concentrations in the wild) differed between groups of fish. Wild and farmed specimens showed histopathological changes, with greater frequency and degree of severity in farmed ones, with necrosis occurring only in this group. Those farmed specimens showed moderate to severe damage to the functioning of the organ. Thus, it is inferred that the intense and constant feed consumption by farmed *O. niloticus* caused a more significant accumulation of saturated fatty acids in the neutral fraction of the hepatopancreas, triggering more severe histopathological changes. Wild specimens, even consuming feed, had a higher concentration of omega-3 fatty acids, resulting in mild damage and normal functioning of the organ, which may be related to the wide variety of natural foods consumed and possible tissue regeneration. The total parasite richness was 19 taxa, with the parasite community differing between wild and farmed, with a dissimilarity of 61.7%. Wild specimens are more likely to become infected by endoparasites due to exploring sedimentation zones and the reservoir's edges, enabling direct contact with parasite eggs and larvae transmitted via the trophic chain or by active penetration of cercariae into fish tissues. The highest abundances of ectoparasites were observed in both groups of fish. An epibiotic association was also observed between *Dolops carvalhoi* and *Epistylis* sp., parasitizing wild and farmed *O. niloticus*. Furthermore, the first report of metacestodes of the order Cyclophyllidea parasitizing wild and farmed *O. niloticus* in Brazil was observed. Therefore, evaluating feed formulations, quantities, and frequencies is essential for the sustainability of enterprises and the environment. Then, inadequate management results in eating disorders that compromise fish health leaving them more susceptible to diseases that can affect wild biota.

KEYWORDS: Aquaculture; Trophic ecology; Physiology; Histology; Parasitology.

INTRODUÇÃO GERAL

Influências ambientais das pisciculturas em tanques-rede

A aquicultura objetiva cultivar organismos aquáticos com interesse econômico produtivo (SCHULTER; VIEIRA FILHO, 2017), sendo considerada um importante setor de produção de alimentos no mundo (FAO - Food And Agriculture Organization of the United Nations, 2020). No Brasil, foi iniciada pelos primeiros colonizadores holandeses na região Nordeste, com a criação de peixes no estado de Pernambuco (VALENTI *et al.*, 2021). Dentre os modelos de cultivo, as pisciculturas em tanques-rede são amplamente empregadas no Brasil, permitindo o confinamento em alta densidade, proteção contra predadores e competidores, e intensa alimentação (EDWARDS, 2015; SCHULTER; VIEIRA FILHO, 2017). Essas pisciculturas podem ser instaladas em rios, mares, lagos e reservatórios, possibilitando o aproveitamento dos recursos hídricos (EMBRAPA, 2009; AÏZONOU *et al.*, 2021).

Em geral, as pisciculturas possuem grande visibilidade social, atuando no aumento da oferta de trabalho e renda da população (AÏZONOU *et al.*, 2021; HENRY-SILVA *et al.*, 2022). Esses empreendimentos envolvem muitos produtores, gerando empregos diretos e indiretos, e no ano de 2022, movimentou no Brasil 5,7 bilhões de reais em valor de produção (IBGE, 2023). A produção brasileira de peixes referente a 2022, alcançou aproximadamente 617,3 mil toneladas, no qual a tilápia-do-Nilo *Oreochromis niloticus* Linnaeus, 1758 (Cichliformes: Cichlidae) foi a espécie mais produzida, representando 66,1% da produção nacional (IBGE, 2023). Essa alta produtividade ocorre devido à grande procura desse tipo de alimento atrelada a uma alimentação saudável, pois a carne de peixe possui um alto valor nutritivo, com importantes teores de vitaminas, ácidos graxos poli-insaturados e aminoácidos essenciais, importantes para a saúde humana (MISHRA, 2020).

Mas, apesar dos benefícios fornecidos por esses sistemas, a piscicultura em tanques-rede gera preocupações devido as inúmeras influências ambientais causadas aos ecossistemas aquáticos (LIMA *et al.*, 2018; CACHO; MOURA; HENRY-SILVA, 2020; NOBILE *et al.*, 2020; BRANDÃO *et al.*, 2021; KLIEMANN *et al.*, 2022). Os escapes e consequentes introduções de espécies não-nativas cultivadas para o ambiente natural são um exemplo, podendo ser liberadas ou fugirem acidentalmente durante os ciclos de produções (ORSI; AGOSTINHO, 1999; JENSEN *et al.*, 2010; AZEVEDO-SANTOS; RIGOLIN-SÁ; PELICICE, 2011; AGOSTINHO; VITORINO JR; PELICICE, 2017; CASIMIRO *et al.*, 2018), tornando as pisciculturas em tanques-rede a principal fonte de invasão biológica nos ecossistemas aquáticos (ORTEGA *et al.*, 2015; LIMA *et al.*, 2018; FORNECK *et al.*, 2021).

Espécies não-nativas podem se tornar potenciais invasores nos ecossistemas naturais, e por isso, a invasão biológica é um problema mundialmente discutido e pautado pela Organização das

Nações Unidas (ONU) como um Objetivo de Desenvolvimento Sustentável (Agenda 2030 - Objetivo 15) (ONU - Organização Das Nações Unidas, 2015). No Brasil, foi aprovada uma Estratégia Nacional (Resolução CONABIO nº 07, de 29 de maio de 2018), com o objetivo de implementar medidas para evitar a introdução, dispersão e reduzir os impactos causados por espécies não-nativas invasoras sobre a biodiversidade e serviços ecossistêmicos, visando o seu controle ou erradicação (IBAMA, 2022).

Espécies não-nativas invasoras afetam as relações ecológicas, a economia, a saúde e a conservação do patrimônio genético e natural (IBAMA, 2022). Podem causar modificações em interações ecológicas da fauna nativa, como competição, seja por alimentos ou espaço (JENSEN *et al.*, 2010; GANASSIN *et al.*, 2021), predação e deslocamento de espécies nativas (CUCHEROUSSET; OLDEN, 2011), homogeneização biótica (YOUNG *et al.*, 2016; MOI *et al.*, 2021), hibridização e degradação genética (JENSEN *et al.*, 2010; CUCHEROUSSET; OLDEN, 2011), extinção de espécies (CUCHEROUSSET; OLDEN, 2011; BELLARD; CASSEY; BLACKBURN, 2016), modificação da dinâmica do ambiente invadido (CUCHEROUSSET; OLDEN, 2011), além da introdução e transmissão de patógenos e parasitos (JENSEN *et al.*, 2010; CUCHEROUSSET; OLDEN, 2011; ARECHAVALA-LOPEZ *et al.*, 2013; YOUNG *et al.*, 2016).

Oreochromis niloticus

Oreochromis niloticus é uma espécie não-nativa invasora no Brasil, com ampla ocorrência mundial (OTA *et al.*, 2018; FISHBASE, 2023) e importante na aquicultura global (FAO, 2020), apresentando um pacote tecnológico avançado para o cultivo, em relação à outras espécies de peixes (EMBRAPA, 2018). Nativa da África, foi amplamente distribuída em diversos continentes (MOHAMED; AL-WAN, 2020; FISHBASE, 2023). Possui coloração acinzentada com listras verticais escuras na lateral do corpo, linha lateral bipartida e presença de raios pungentes nas nadadeiras (GRAÇA; PAVANELLI, 2007; SILVA *et al.*, 2015; OTA *et al.*, 2018).

Essa espécie apresenta hábito alimentar onívoro (TESFAHUN; TEMESGEN, 2018; TEMESGEN *et al.*, 2022; WAGAW; MENGISTOU; GETAHUN, 2022), rápido crescimento e tolerância a variações ambientais, que favorecem o seu cultivo durante todo o ano (CANONICO *et al.*, 2005; EL-SAYED, 2020). Apresenta maturidade sexual precoce, alta sobrevivência da prole e desova frequente, que são características desejáveis durante a produção de alevinos (AGOSTINHO; VITORINO JR; PELICICE, 2017; FORNECK *et al.*, 2021). Em ambientes naturais, as fêmeas incubam os ovos na boca até a eclosão e os machos defendem o território (FISHBASE, 2023). Todas essas características, atreladas ao cuidado parental e comportamento territorialista, contribuem para seu estabelecimento nos ambientes onde foi introduzida (ATTAYDE; BRASIL; MENESCAL, 2011). Além disso favorecem para o seu alto potencial invasivo e elevada capacidade em alterar

comunidades aquáticas nativas (ORTEGA *et al.*, 2015; AGOSTINHO; VITORINO JR; PELICICE, 2017).

Estudos relatam diversos impactos de *O. niloticus* sobre a biodiversidade em ecossistemas aquáticos, como a substituição de espécies nativas (BITTENCOURT *et al.*, 2014), exclusão competitiva (SANCHES *et al.*, 2012), redução da viabilidade de espécies nativas (AGOSTINHO; VITORINO JR; PELICICE, 2017), redução na abundância de microcrustáceos planctônicos, aumentando a biomassa de algas nanoplactônicas e reduzindo a transparência da água (ATTAYDE *et al.*, 2007; OKUN *et al.*, 2008), podendo em alguns casos causar a eutrofização da água (FIGUEREDO; GIANI, 2005). Podem também se alimentar de ovos e larvas de espécies nativas, sendo considerada uma competidora agressiva por espaço e alimento (MARTIN; VALENTINE; VALENTINE, 2010; SANCHES *et al.*, 2012; LOZANO-VILANO; RAMÍREZ, 2014).

Por que estudar o hepatopâncreas dos peixes?

A constante exposição a contaminações nos ecossistemas aquáticos, com diversos tipos de poluentes lançados inadequadamente, sejam efluentes urbanos, industriais ou agrícolas (ARDESHIR; MOVAHEDINIA; RASTGAR, 2017; PASCHOALINI *et al.*, 2019), justifica a avaliação de seus efeitos sobre a biota. Nesse sentido, os peixes por estarem continuamente expostos a diferentes tipos de agentes estressores, são considerados excelentes modelos para estudos de biomarcadores (WEBER *et al.*, 2020; HOSSAIN *et al.*, 2022).

O estresse é uma condição na qual o equilíbrio dinâmico dos animais (homeostase) é ameaçado ou perturbado como resultado das ações de estímulos estressores, sejam eles intrínsecos ou extrínsecos (BONGA, 1997). Para os peixes, resumidamente, os estímulos estressores podem ser causados por alterações limnológicas (temperatura, turbidez, salinidade, oxigênio, entre outras) (OBA; MARIANO; SANTOS, 2009; ALFONSO; GESTO; SADOUL, 2021; LUKAS *et al.*, 2021), interações intra ou interespecíficas (predação, parasitismo, competição por espaço, alimento ou parceiro sexual) (EISSA *et al.*, 2021), poluição da água, que inclui a presença de contaminantes como metais e compostos orgânicos (VAN DYK; PIETERSE; VAN VUREN, 2007; OBA; MARIANO; SANTOS, 2009; WANG *et al.*, 2020) e práticas de aquicultura (coletas em redes, manipulação, transporte, aglomeração, alimentação) (OBA; MARIANO; URBINATI *et al.*, 2004; KLIEMANN *et al.*, 2022). Em pisciculturas, a utilização de rações altamente energéticas também pode desencadear alterações morfofuncionais e disfunções metabólicas em órgãos essenciais ao metabolismo de nutrientes, como o pâncreas e o fígado (HONORATO *et al.*, 2014; KLIEMANN *et al.*, 2018; CAO *et al.*, 2019; TANG *et al.*, 2019; JIA *et al.*, 2020a).

Em muitas espécies de peixes o tecido pancreático encontra-se associado ao fígado, conhecido como hepatopâncreas ou pâncreas intra-hepático (ROTTA, 2003; ALMEIDA *et al.*, 2015). O pâncreas auxilia no processo digestivo, secretando enzimas hidrolíticas que degradam as moléculas de nutrientes, e em resposta a absorção de nutrientes, secreta insulina e glucagon (GARCÍA-MEILÁN *et al.*, 2016; SANTOS *et al.*, 2020). A lipase, é uma das enzimas de origem pancreática que age no intestino, atuando na quebra de lipídeos presentes no quimo, liberando ácidos graxos e glicerol, desempenhando importantes funções energéticas, estruturais e hormonais no organismo (ROTTA, 2003; MOURA; OLIVEIRA; LANNA, 2012).

O fígado é um órgão fundamental na desintoxicação, biotransformação e excreção de substâncias tóxicas, essencial na mobilização e metabolização das moléculas oriundas da alimentação (BERNET *et al.*, 1999; MOHAMED, 2009; RASKOVIC *et al.*, 2011; ARDESHIR; MOVAHEDINIA; RASTGAR, 2017; LI *et al.*, 2021). Por isso, tem se tornado um órgão alvo e atraído atenção quando se trata de estudos que avaliam os efeitos de diversas substâncias em sua morfologia e fisiologia (KLIEMANN *et al.*, 2018; WEBER *et al.*, 2020; ABDEL-GHANY *et al.*, 2021; LI *et al.*, 2021; JIA *et al.*, 2022; ZHENG *et al.*, 2022; ZHOU *et al.*, 2022).

Dependendo dos níveis de lesões nesses órgãos causadas por algum agente estressor que sobrecarregue a sua capacidade regenerativa, pode levar o peixe a desenvolver insuficiência hepática ou pancreática, disfunção imunológica e até mesmo, a morte (WANG *et al.*, 2017a). Uma vez que o hepatopâncreas é essencial no metabolismo de nutrientes e um ótimo indicador de patologias nutricionais (RASKOVIC *et al.*, 2011), o excesso ou escassez de nutrientes, podem levar a alterações histopatológicas (HONORATO *et al.*, 2014; KLIEMANN *et al.*, 2018), tais como:

- Agregados de melanomacrófagos: os macrófagos são células imunes essenciais que atuam na homeostase dos tecidos e órgãos, respondendo a infecções e processos inflamatórios (CENDROWICZ *et al.*, 2021). Atuam no armazenamento, destruição e desintoxicação de agentes endógenos e exógenos, bem como na fagocitose, que são funções essenciais dessas células (AGIUS; ROBERTS, 2003; ALESCI *et al.*, 2022; CARRERAS-COLOM *et al.*, 2022). Agregados ou centros de melanomacrófagos, se caracterizam pelo acúmulo de macrófagos no tecido (MESEGUER; LÓPEZ-RUIZ; ESTEBAN, 1994; ALESCI *et al.*, 2022).
- Degeneração citoplasmática: degeneração do conteúdo celular, com alteração, redução ou perdas das suas funções (STENTIFORD *et al.*, 2003).
- Eosinofilia: os eosinófilos são glóbulos brancos, cuja função é combater infecções (WECHSLER *et al.*, 2021). Assim, a eosinofilia consiste no aumento de eosinófilos, indicando uma infecção no tecido ou órgão (OKAMOTO; MORIO, 2021).
- Esteatose: se caracteriza pelo acúmulo de gordura nos tecidos (AL-BULISH *et al.*, 2022).

O excesso de gordura pode acarretar a diminuição da taxa de conversão alimentar e crescimento dos peixes, gerar distúrbios metabólicos e supressão do sistema imunológico, sendo que o agravamento do quadro pode resultar na morte do indivíduo (ZOU *et al.*, 2022).

- Hiperemia: é um processo ativo, resultante da dilatação arteriolar e influxo sanguíneo, ou seja, aumento do volume sanguíneo no tecido, evidenciando um processo inflamatório local (KUMAR; ABBAS; ASTER, 2013).

- Infiltração leucocitária: os leucócitos são células sanguíneas que combatem infecções, sendo as principais células de defesa do corpo (KOPF; KIERMAIER, 2021). Quando ocorre um foco de infecção e/ou inflamação, os leucócitos se infiltram nos tecidos circundantes através dos vasos sanguíneos, ocorrendo a infiltração leucocitária (PARK *et al.*, 2018).

- Necrose: é o conjunto de diversas alterações morfológicas que levam a morte de células em um tecido ou órgão, após uma lesão irreversível (WERNER, 2011). Essas lesões estão associadas à perda da integridade da membrana e extravasamento dos conteúdos celulares (KUMAR; ABBAS; ASTER, 2013). A necrose pode causar danos funcionais e estruturais irreversíveis ao órgão, com graves consequências para a saúde do animal (RABITTO *et al.*, 2005).

- Núcleo em posição lateral: em consequência do acúmulo de gordura no fígado, as gotas lipídicas maiores ocupam e expandem a célula, deslocando o núcleo para a periferia celular (KUMAR; ABBAS; ASTER, 2013).

- Vacuolização citoplasmática: o fígado pode armazenar lipídios na forma de vacúolos como resposta celular à presença de agentes químicos lipofílicos para minimizar seus efeitos tóxicos (KLIEMANN *et al.*, 2018).

Por que estudar os parasitos de peixes em sistemas de piscicultura em tanques-rede?

As pisciculturas em tanques-rede liberam resíduos (ração, escamas, fezes e restos de peixes mortos) que ficam disponíveis como alimento para a biota aquática, que é atraída para o entorno dos tanques (RAMOS *et al.*, 2013; ORTEGA *et al.*, 2015; BRANDÃO *et al.*, 2021; KLIEMANN *et al.*, 2022). Em consequência, aumenta-se a abundância e a interação da ictiofauna próximo à esses sistemas (BARRETT; SWEARER; DEMPSTER, 2018), facilitando as trocas de parasitos entre os peixes cultivados e silvestres, sejam eles nativos ou não (BARRETT; SWEARER; DEMPSTER, 2018; PEELER; FEIST, 2011; BOUWMEESTER *et al.*, 2021). Com isso, aumentam-se também, as chances de introduzir novos parasitos e patógenos no ambiente juntamente com seus respectivos hospedeiros não-nativos (co-introdução) (JIMÉNEZ-GARCÍA; VIDAL-MARTÍNEZ; LÓPEZ-JIMÉNEZ, 2001; TORCHIN *et al.*, 2003; COELHO; HENRY, 2017; LLOPIS-BELENQUER *et al.*, 2020), os quais podem se estabelecer na área receptora e serem transmitidos para outras espécies de

hospedeiros nativos ou não-nativos (co-invasão) (LLOPIS-BELENGUER *et al.*, 2020).

Adicionalmente, a entrada de matéria orgânica pela atividade de piscicultura em tanques-rede, alteram as variáveis limnológicas e físico-químicas da água e sedimento (NABIRYE *et al.*, 2016; DAVID; PROENÇA; VALENTI, 2017; CACHO; MOURA; HENRY-SILVA, 2020), aumentando a concentração de nutrientes local (PORTINHO *et al.*, 2021). Com essas modificações, potenciais hospedeiros intermediários e/ou paratênicos, como moluscos e microcrustáceos (HURTREZ-BOUSSÈS *et al.*, 2001; SCHOLZ *et al.*, 2004), que compõem o ciclo biológico de alguns parasitos heteroxenos, também são atraídos para as proximidades dos tanques, favorecendo o aumento das populações de parasitos e o estabelecimento de doenças e parasitoses (VALLADÃO, 2022).

Moluscos e microcrustáceos servem de alimentos para peixes silvestres, que possuem acesso a zona de sedimentação e as margens dos rios (PAGLIARINI, 2019; KLIEMANN *et al.*, 2022), contribuindo com o desenvolvimento do ciclo de vida de parasitos transmitidos via cadeia trófica. Outro impacto observado em áreas sob influência de pisciculturas em tanques-rede é a atração de aves piscívoras, tais como biguás *Nannopterum* spp. (= *Phalacrocorax* spp.), as quais atuam como hospedeiros definitivos de parasitos (RAMOS; VIDOTTO-MAGNONI; CARVALHO, 2008; RAMOS *et al.*, 2010; RAMOS *et al.*, 2014), como trematódeos da família Diplostomidae Dubois, 1970 (KARVONEN *et al.*, 2006) e várias espécies de nematoides (THATCHER, 2006), favorecendo a ocorrência de infecções por esses parasitos em peixes que exploram essas áreas, sejam eles silvestres ou cultivados (RAMOS *et al.*, 2014).

Especialmente para os peixes cultivados, as alterações no ecossistema local, somado a desbalanços nutricionais e alta densidade de estocagem, são fatores estressantes que alteram a imunidade, deixando-os mais suscetíveis às enfermidades causadas por patógenos (THATCHER; BRITES NETO, 1994; OBA; MARIANO; SANTOS, 2009). Alguns organismos que causam doenças nos peixes são oportunistas e convivem em equilíbrio com seus hospedeiros, causando pouco ou nenhum dano (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2008). Mas, quando há um desequilíbrio na relação parasito-hospedeiro-ambiente, os parasitos passam a agir de forma patogênica, causando infecções e/ou infestações que podem resultar na morte dos hospedeiros (THATCHER; BRITES NETO, 1994).

Os parasitos podem atuar ainda como facilitadores para infecções secundárias, devido as lesões que causam nos tecidos e órgãos (VALLADÃO, 2022), além de algumas espécies serem agentes etiológicos de zoonoses (PAVANELLI *et al.*, 2015). Por isso, estudos parasitários em peixes são importantes, sobretudo para aqueles com potencial para cultivo e comercialização. Nesse sentido, os principais grupos de parasitos que afetam os peixes, incluindo os cultivados, são:

- Protozoa: os protozoários são, em sua maioria, ectoparasitos de pele e brânquias, que podem provocar danos à saúde dos peixes e, conseqüentemente em cultivos, geram perdas econômicas (LUQUE, 2004). Entre os táxons desse grupo destacam-se:

- *Epistylis* Ehrenberg, 1830 (Ciliophora, Epistylididae), são ciliados coloniais sésseis, com corpo em forma de sino, pedunculados, que utilizam os peixes como substrato para fixação (epibiose) e se alimentam de partículas suspensas na água (MARTINS; CARDOSO; DE PÁDUA, 2015). Possuem ciclo de vida monoxeno, e a patogenia está associada a desequilíbrios ambientais, como má qualidade de água e superpopulação de peixes (ACOSTA *et al.*, 2016).

- *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet, 1876 (Ciliophora, Ichthyophthiriidae), possui ciclo de vida monoxeno, são encontrados na subepiderme dos hospedeiros, e causam a “doença dos pontos brancos” ou ictiofitiríase (MATTHEWS, 2005). Podem causar lesões severas, como intensa hiperplasia das células e mucosas, aumento da produção de muco, associada a congestão, hemorragia intersticial, reações inflamatórias e necrose nos filamentos branquiais (VENTURA *et al.*, 2018). Se não houver um tratamento adequado, podem causar a morte dos hospedeiros em um curto período (EIRAS; VELLOSO; PEREIRA JR., 2016).

- Trichodinidae são ciliados móveis, com corpo recoberto por uma membrana delgada circundada por uma espiral ciliar e um disco adesivo com anel denticulado (MARTINS; CARDOSO; DE PÁDUA, 2015; EIRAS; VELLOSO; PEREIRA JR., 2016). Possuem ciclo de vida monoxeno e são favorecidos pela presença de matéria orgânica na água ou locais onde há oscilações térmicas (LUQUE, 2004; ACOSTA *et al.*, 2016). Podem causar lesões na pele e nas brânquias, dificultando a respiração, e as gravidades das lesões são proporcionais a intensidade da parasitose (EIRAS; VELLOSO; PEREIRA JR., 2016).

- Myxozoa (Cnidaria): os mixozoários são endoparasitos com ciclo de vida heteroxeno, envolvendo dois hospedeiros, sendo um vertebrado, atuando como intermediário, e um invertebrado (comumente anelídeos), que atua como hospedeiro definitivo (EIRAS; VELLOSO; PEREIRA JR., 2016). Podem ser encontrados formando cistos nas brânquias, órgãos internos e na musculatura dos peixes (LUQUE, 2004). *Myxobolus cerebralis* Hofer, 1903 apresenta grande importância epidemiológica, sendo responsável pela “doença do rodopio” em salmonídeos, causando altos prejuízos em cultivos (LUQUE, 2004; WOO; BUCHMAN, 2012).

- Monogenea (Platyhelminthes): monogenéticos são, em sua maioria, ectoparasitos, e apresentam ciclo monoxeno (ACOSTA *et al.*, 2016). Espécies do gênero *Enterogyrus* Paperna, 1963, por exemplo, são monogenéticos endoparasitos (PARISELLE; LAMBERT; EUZET, 1991). Os monogenéticos, possuem um conjunto de estruturas especializadas para fixação, localizadas na região posterior do corpo, conhecido como haptor, constituído por estruturas esclerotizadas como ganchos,

âncoras, barras, grampos ou ventosas (ROBERTS, 2012). Podem ser encontrados nas brânquias, superfície corporal, cavidade nasal, ureteres, bexiga urinária, estômago e intestino de peixes (ACOSTA *et al.*, 2016). Apresentam alta especificidade parasitária, atuando como agentes patogênicos estressantes (MARENGONI *et al.*, 2009), podendo causar surtos de mortalidade em cultivos (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2008). Quando estão em alta abundância nas brânquias dos hospedeiros, causam produção excessiva de muco nas brânquias, reduzindo a capacidade respiratória e levando a morte por asfixia (ACOSTA *et al.*, 2016).

- Digenea (Platyhelminthes: Trematoda): digenéticos são endoparasitos com ciclo heteroxeno, podendo incluir até dois hospedeiros intermediários (LUQUE, 2004). Geralmente, o primeiro é um molusco e o segundo, quando houver, pode ser um artrópode ou um peixe, enquanto os hospedeiros definitivos são vertebrados (LUQUE, 2004). A maioria das espécies possuem corpo achatado dorsoventralmente, com algumas espécies podendo ter formato cilíndrico ou esférico (ACOSTA *et al.*, 2016). Os peixes, podem albergar larvas ou adultos de digenéticos (LUQUE, 2004), atuando como hospedeiros intermediários ou definitivos, respectivamente. Comumente, a maior ação patogênica é causada pelas formas larvais, conhecidas como metacercárias, que se encistam na superfície corporal e órgãos internos dos peixes, provocando diversas lesões (LUQUE, 2004). Alguns digenéticos apresentam potencial zoonótico, afetando os seres humanos, como por exemplo a *Fasciola hepática* Linnaeus, 1758, que afeta os canais biliares, e *Schistosoma mansoni* Sambon, 1907, causador da esquistossomose ou “barriga d' água”, que na fase adulta afeta o sistema circulatório (PAVANELLI *et al.*, 2015).

- Cestoda (Platyhelminthes): os cestoides são endoparasitos com ciclo heteroxeno, incluindo dois ou mais hospedeiros, geralmente artrópodes e peixes como hospedeiros intermediários, e vertebrados albergam as formas adultas (ACOSTA *et al.*, 2016). São conhecidos popularmente como “tênias” e na fase adulta habitam o intestino delgado dos hospedeiros definitivos (PAVANELLI *et al.*, 2015). As larvas podem ser encontradas nos órgãos internos, cavidade visceral e músculos (PAVANELLI *et al.*, 2015; EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006). Quando em alta intensidade de infecção nos hospedeiros vertebrados, formas adultas desses parasitos podem obstruir a luz intestinal e causar danos a parede do intestino, devido as suas estruturas de fixação presentes no escólex (tais como ventosas, ganchos, bótrias e pseudobotrídeas) (ACOSTA *et al.*, 2016). Os peixes podem abrigar as larvas plerocercoides, quando atuam como hospedeiros intermediários, que causam hemorragias temporárias quando alojadas no intestino (THATCHER; BRITES NETO, 1994) e lesões teciduais quando se encistam na musculatura. Alguns cestoides apresentam potencial zoonótico, como parasitos do gênero *Diphylobothrium* Cobbold, 1858, que são transmitidos aos seres humanos

pelo consumo de carne de peixe crua, malpassada ou processada inadequadamente, contendo esses parasitos encistados (PAVANELLI *et al.*, 2015).

- Nematoda: os nematoides são endoparasitos, e a maioria das espécies apresentam ciclo heteroxeno, utilizando pequenos invertebrados como hospedeiros intermediários ou paratênicos (EIRAS; VELLOSO; PEREIRA JR., 2016), e animais vertebrados podem atuar como hospedeiros intermediários/paratênicos ou definitivos, albergando as formas larvais ou adultas, respectivamente. Em peixes, as formas adultas podem ser encontradas no trato gastrointestinal, enquanto as larvas são comumente encontradas encistadas na musculatura, fígado, superfície das vísceras, cavidade visceral e intestino (THATCHER; BRITES NETO, 1994; EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006; THATCHER, 2006). Quando esses parasitos estão em altas densidades nos hospedeiros podem causar obstrução intestinal (ACOSTA *et al.*, 2016) e ação espoliadora pela competição por nutrientes com o hospedeiro (YANONG, 2006). Alguns nematoides pertencentes à família Anisakidae apresentam potencial zoonótico (RAHMATI *et al.*, 2020; SUGIYAMA *et al.*, 2022), sendo transmitidos aos humanos pela ingestão acidental de larvas, por meio da carne de peixe crua ou malcozida, contendo os parasitos encistados (MATTIUCCI *et al.*, 2013).

- Acanthocephala: os acantocéfalos, são endoparasitos com ciclo heteroxeno, e comumente artrópodes atuam como hospedeiros intermediários (ACOSTA *et al.*, 2016). Possuem uma probóscide retrátil na região anterior do corpo, com ganchos e espinhos que são utilizados para fixação no intestino delgado do hospedeiro vertebrado (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006). Podem causar danos severos nos hospedeiros, como obstrução e perfuração intestinal (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006) e mortalidade por septicemia.

- Crustacea (Arthropoda): crustáceos são ectoparasitos comumente encontrados nas brânquias e pele de peixes, com ciclo de vida monoxeno, e possuem estruturas do aparato bucal e apêndices locomotores modificados, os quais podem atuar como órgãos de fixação (LUQUE, 2004). São visíveis a olho nu, e podem causar danos nos tecidos, hiperplasia, hipersecreção de muco, e dificuldades respiratórias quando ocorrem em altas densidades nas brânquias (EIRAS; VELLOSO; PEREIRA JR., 2016). Dentre os crustáceos parasitos de peixes estão aqueles dos gêneros: *Argulus* Müller, 1785 (Branchiura: Argulidae); *Dolops* Audouin, 1837 (Branchiura: Argulidae); *Lamproglana* von Nordmann, 1832 (Copepoda: Lernaecidae); *Ergasilus* von Nordmann, 1832 (Copepoda: Ergasilidae) e Isopoda Latreille, 1816 (Malacostraca: Isopoda) (WORMS EDITORIAL BOARD, 2024).

Apresentação da Tese

Capítulo 1

“Alterações fisiológicas e histopatológicas do hepatopâncreas de tilápia-do-Nilo *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em sistema de piscicultura em tanques-rede”

Neste capítulo, são apresentadas as concentrações de substratos energéticos (lipídeos, proteínas, glicogênio e ácidos graxos, neutros e polares), bem como as alterações histopatológicas do hepatopâncreas de *O. niloticus* silvestres e cultivados em piscicultura em tanques-rede. Ainda, é apresentado o perfil de ácidos graxos da ração comercial disponibilizada aos peixes, buscando mostrar as possíveis influências que a piscicultura em tanques-rede desencadeia nos peixes, tanto nos cultivados, quanto nos silvestres, que habitam as adjacências desses sistemas de produção.

Capítulo 2

“Comunidade parasitária de tilápia-do-Nilo *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em sistema de piscicultura em tanques-rede”

Neste capítulo, são apresentadas as comunidades parasitárias de *O. niloticus* silvestres e cultivados em piscicultura em tanques-rede, bem como as prevalências, intensidade média de infecção/infestação e abundância média, para cada táxon de parasito. Além dos índices de diversidade, a fim de comparar as comunidades entre os grupos de peixes estudados.

Obs. A composição da dieta citada nos capítulos e anexada neste documento (Apêndice 1), foi realizada durante o Mestrado e apresentada na Dissertação: “Dieta, aspectos metabólicos e parasitológicos de *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, SP” (Pagliarini, 2019). Os manuscritos estão em processo de submissão e/ou revisão.

CAPÍTULO 1

“Alterações fisiológicas e histopatológicas do hepatopâncreas de tilápia-do-Nilo *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em sistema de piscicultura em tanques-rede”

RESUMO

Em sistemas de pisciculturas em tanques-rede, os peixes consomem ração, um alimento rico energeticamente, sendo parte dessa ração liberada no ecossistema aquático adjacente, e consumida por peixes silvestres que vivem no entorno dos tanques. Assim, comparou-se as alterações fisiológicas e histopatológicas no hepatopâncreas de exemplares de *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em pisciculturas em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, SP, em consequência da alimentação que é influenciada pelo local onde os peixes habitam. Vinte exemplares silvestres e 20 cultivados foram coletados. Os peixes foram eutanasiados, necropsiados e as amostras do hepatopâncreas foram retiradas para as análises. Para as análises de substratos energéticos (proteína, lipídeo, glicogênio e ácidos graxos), as amostras foram acondicionadas em criotubos e armazenados em nitrogênio líquido, ainda em campo, e em laboratório, conservados em ultrafreezer -80°C até as análises. Para as análises histopatológicas, as amostras foram fixadas em ALFAC, desidratadas, incluídas em Paraplast e cortes semi-seriados foram realizados para coloração e montagem de lâminas. Os ácidos graxos saturados neutros e poli-insaturados ômega-3 neutros, diferiram entre silvestres e cultivados, com maiores concentrações de saturados para os cultivados, e ômega-3 para os silvestres. Exemplares silvestres e cultivados apresentaram alterações histopatológicas no hepatopâncreas, como vacuolização citoplasmática, agregados de melanomacrófagos, núcleo em posição lateral, hiperemia, degeneração citoplasmática e esteatose pancreática, com maior frequência e grau de severidade nos cultivados. Necrose ocorreu apenas em exemplares cultivados, além de danos moderados para severos no funcionamento do hepatopâncreas. Tais alterações histofisiológicas podem ocorrer devido à intensa e constante alimentação que é comum em cultivos intensivos, mas potencialmente danosa à saúde dos peixes, acarretando alterações hepáticas e metabólicas, como observadas neste estudo, bem como obesidade, distúrbios imunofisiológicos e problemas nutricionais. Infere-se que o consumo excessivo e constante da ração por *O. niloticus* cultivados causou maior acúmulo de ácidos graxos saturados na fração neutra do hepatopâncreas, desencadeando alterações histopatológicas mais severas. Enquanto exemplares silvestres, mesmo consumindo ração, apresentaram maior concentração de ácidos graxos ômega-3, resultando em danos leves e funcionamento normal do órgão, podendo estar relacionado a ampla riqueza de alimentos naturais consumidos e uma possível regeneração dos tecidos. Portanto, reavaliar as formulações, quantidades e frequências alimentares, são fundamentais para uma melhor sustentabilidade nesses ambientes, uma vez que manejos incorretos podem resultar em distúrbios alimentares que comprometam a saúde dos peixes cultivados e silvestres, que habitam o entorno dos tanques, podendo deixá-los mais suscetíveis a doenças.

Palavras-Chaves: Aquicultura; Cichlidae; Fígado; Pâncreas; Ração comercial.

ABSTRACT

In the cage fish farm systems, fish consume feed, an energetically rich food, with part of this feed being released into the adjacent aquatic ecosystem and consumed by wild fish that live around the cages. Thus, the physiological and histopathological changes in the hepatopancreas of wild and farmed *Oreochromis niloticus* in cage fish farm in the Ilha Solteira reservoir, Rio Grande, SP, were compared as a result of feeding, which is influenced by the location where the fish inhabit. Twenty wild and 20 farmed exemplars were collected. The fish were euthanized, necropsied, and hepatopancreas samples were removed for analysis. To analyze energy substrates (protein, lipid, glycogen, and fatty acids), the samples were placed in cryotubes and stored in liquid nitrogen in the field and the laboratory; they were stored in an ultrafreezer -80°C until analysis. For histopathological analyses, the samples were ALFAC fixed, dehydrated, and included in Paraplast, and semi-serial sections were made for staining and mounting slides. Neutral saturated fatty acids and neutral omega-3 polyunsaturated fatty acids differed between wild and farmed fish, with higher concentrations of saturated for farmed and omega-3 for wild. Wild and farmed exemplars showed histopathological changes in the hepatopancreas, such as cytoplasmic vacuolization, melanomacrophage aggregates, the nucleus in a lateral position, hyperemia, cytoplasmic degeneration, and pancreatic steatosis, with greater frequency and degree of severity in those cultivated. Necrosis occurred only in farmed exemplars, and for this group, moderate to severe damage to the functioning of the hepatopancreas was observed. Such histophysiological changes can happen due to overfeeding, which is a common practice in intensive farms but potentially harmful to the health of the fish, causing liver and metabolic changes, as observed in this study, as well as obesity, immunophysiological disorders, and nutritional problems. It is inferred that the excessive and constant consumption of feed by farmed *O. niloticus* caused a more significant accumulation of saturated fatty acids in the neutral fraction of the hepatopancreas, triggering more severe histopathological changes. Wild exemplars, even those consuming feed, presented a higher concentration of omega-3 fatty acids, resulting in mild damage and normal functioning of the organ, which may be related to the greater richness of natural foods consumed and possible regeneration of tissues. Therefore, reevaluating the formulations, quantities, and feeding frequencies is essential for better sustainability in these environments. Incorrect management can result in eating disorders that compromise the health of farmed and wild fish, which inhabit the cages' surroundings and are more susceptible to diseases.

Keywords: Aquaculture; Cichlidae; Liver; Pancreas; Commercial feed.

INTRODUÇÃO

O crescente desenvolvimento mundial da aquicultura, propiciou o aumento de discussões sobre questões ambientais e sustentabilidade dos ecossistemas aquáticos (KAYA; PULATSÜ, 2017; NOBILE *et al.*, 2020; JIANG *et al.*, 2022). Tais discussões baseiam-se em produções intensivas de peixes, notadamente as pisciculturas em tanques-rede, os quais são estruturas flutuantes, alocadas em corpos d'águas naturais ou seminaturais, permitindo o contínuo fluxo de água e matéria orgânica (ZANIBONI-FILHO; PEDRON; RIBOLLI, 2018; BOUWMEESTER *et al.*, 2021). Nesses sistemas, os peixes são cultivados em altas densidades nos tanques, recebendo diariamente grande quantidade de ração para a engorda (SCHULTER; VIEIRA FILHO, 2017; PARK *et al.*, 2022), sendo *O. niloticus*, a terceira espécie de peixe mais produzida no mundo (FAO, 2020).

As pisciculturas em tanques-rede podem alterar a qualidade e dinâmica hidrológica e influenciar localmente a disponibilidade de nutrientes no ecossistema aquático (DAVID *et al.*, 2015; LIMA *et al.*, 2018; PORTINHO *et al.*, 2021; KLIEMANN *et al.*, 2022). Porém, a composição da ração e o tipo de manejo alimentar utilizado, podem definir a intensidade e o grau da influência ambiental (CYRINO *et al.*, 2010). Comumente nesses sistemas, os peixes são superalimentados com rações altamente energéticas, podendo desencadear disfunções metabólicas e alterações morfofuncionais em órgãos, como o fígado e o pâncreas, essenciais no metabolismo de nutrientes (HONORATO *et al.*, 2014; CAO *et al.*, 2019; TANG *et al.*, 2019).

Em muitas espécies de peixes, o tecido pancreático encontra-se associado ao fígado, chamado de hepatopâncreas (ROTTA, 2003; ALMEIDA *et al.*, 2015). O fígado atua na mobilização e metabolização de nutrientes, sendo fundamental na desintoxicação do organismo (RASKOVIC *et al.*, 2011; ARDESHIR; MOVAHEDINIA; RASTGAR, 2017). O pâncreas atua na digestão, secretando enzimas hidrolíticas que degradam as moléculas oriundas da dieta, e secretam insulina e glucagon em resposta a absorção de nutrientes (GARCÍA-MEILÁN *et al.*, 2016; SANTOS *et al.*, 2020). Por isso, disfunções nesses órgãos acarretam danos morfofisiológicos irreversíveis e até a morte do animal (WANG *et al.*, 2017a).

Peixes silvestres que vivem nas adjacências dos tanques-rede também podem sofrer alterações histofisiológicas (KLIEMANN *et al.*, 2018), pois aproximadamente 18% da ração fornecida aos peixes cultivados não é consumida e fica disponível no ambiente (MONTANHINI NETO; OSTRENSKY, 2015). Essa entrada de matéria orgânica, atrai a ictiofauna silvestre, que se beneficia desses recursos, alterando a ecologia trófica da comunidade (DEMÉTRIO *et al.*, 2012; RAMOS *et al.*, 2013; KLIEMANN *et al.*, 2018, 2022; NOBILE *et al.*, 2018; ORLANDI NETO *et al.*, 2019; BRANDÃO *et al.*, 2021) e, conseqüentemente, causando alterações fisiológicas e histopatológicas em órgãos essenciais no metabolismo (KLIEMANN *et al.*, 2018; TANG *et al.*, 2019).

O sistema fisiológico dos peixes pode ser afetado por uma ampla gama de fatores estressantes, sejam biológicos, químicos ou físicos (SHAH *et al.*, 2017). Dentre tais fatores, a alimentação desbalanceada, é uma das principais causas de comprometimento da saúde dos animais, tornando-os mais suscetíveis a doenças (CYRINO *et al.*, 2010; MERCANTE *et al.*, 2018). Em casos de estresse severo e/ou duradouro, e com impossibilidade de o peixe recuperar a homeostase, sua saúde é seriamente comprometida (BARTON, 2002). Com isso, agentes estressores graves podem levar à diminuição do crescimento, aumento da exaustão metabólica, incidência de doenças e possível mortalidade (BARTON; IWAMA, 1991; CIJI; AKHTAR, 2021).

Fontes alimentares naturais em sistemas de cultivos, vêm sendo estudadas no intuito de reduzir a quantidade de ração fornecida aos peixes (GARCIA *et al.*, 2016, 2017; DAVID *et al.*, 2022). Alimentos naturais, especialmente vegetais, são importantes fontes de ácidos graxos (SAYANOVA; NAPIER, 2004). Os ácidos graxos de cadeia longa das famílias ômega-3 e 6, são fundamentais na saúde dos animais, incluindo humanos (PILECKY *et al.*, 2021). Esses ácidos graxos são derivados de ácidos essenciais e precursores, como o alfa-linolênico e linoleico, respectivamente, que são sintetizados por plantas (SAYANOVA; NAPIER, 2004). A partir desses precursores, é possível formar outros ácidos graxos importantes, como o araquidônico, eicosapentaenoico e docosahexaenoico (MOREIRA; CURI; MANCINI-FILHO, 2002). Esses ácidos atuam em diversas funções celulares, na integridade e fluidez das membranas, atividade enzimática, interações lipídio-proteína, síntese de eicosanoides (UTTARO, 2006; MONROIG; TOCHER; CASTRO, 2018), prevenção e modulação de certas condições patológicas, como obesidade e doenças cardiovasculares (SAYANOVA; NAPIER, 2004).

Por isso, a dieta e os hábitos alimentares dos peixes, estão diretamente relacionados as alterações na composição corporal e funções metabólicas necessárias para a própria sobrevivência (BONAFÉ *et al.*, 2013; PAL *et al.*, 2018). Estudos histofisiológicos, com ênfase no hepatopâncreas, são essenciais para detectar alterações decorrentes de uma dieta desequilibrada (KLIEMANN *et al.*, 2018; CAO *et al.*, 2019; TANG *et al.*, 2019; JIA *et al.*, 2020a; CIJI; AKHTAR, 2021). Esses estudos, podem auxiliar na compreensão de como a piscicultura em tanques-redes influencia a saúde dos peixes que estão sendo comercializados e da ictiofauna silvestre local, que consomem restos de ração. Neste sentido, *O. niloticus*, que é uma espécie globalmente produzida (FAO, 2020), onívora, oportunista, com alta flexibilidade trófica e ampla capacidade de adaptação a diversos ambientes (CANONICO *et al.*, 2005), é um ótimo modelo para as investigações dos efeitos do consumo de ração comercial sobre a fisiologia e histopatologia do hepatopâncreas.

OBJETIVO GERAL

Comparar alterações fisiológicas e histopatológicas no hepatopâncreas entre *O. niloticus* silvestres e cultivados em pisciculturas em tanques-rede, em consequência da alimentação que é influenciada pelo local onde os peixes habitam.

Objetivos específicos

- 1) Caracterizar a concentração de substratos energéticos do hepatopâncreas (proteína, lipídeo, glicogênio e ácidos graxos neutros e polares) de exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivados e compará-los;
- 2) Caracterizar o perfil de ácidos graxos da ração disponibilizadas aos peixes;
- 3) Averiguar possíveis alterações histopatológicas no hepatopâncreas de exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivados;
- 4) Caracterizar a incidência e o grau de severidade das alterações histopatológicas no hepatopâncreas de exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivadas e compará-los.

HIPÓTESES

- 1) A dieta de exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivados, pouco diversificada e baseada em ração comercial, afeta a fisiologia e a histologia do hepatopâncreas de ambos os grupos de peixes.
- 2) Exemplares cultivados apresentam maiores incidências e severidades de histopatologias no hepatopâncreas, devido ao constante consumo de ração e menor consumo de alimentos naturais.

EXPECTATIVAS

Esperamos demonstrar neste capítulo, que o alto consumo de ração, altamente energética, ingerida constantemente, afeta órgãos fundamentais no metabolismo de nutrientes, como o hepatopâncreas, comprometendo sua morfologia e fisiologia. Esperamos que os peixes silvestres, capazes de consumir maior quantidade e variedade de alimentos naturais, apresentem menores incidências e severidades de histopatologias, uma vez que itens alimentares naturais, especialmente vegetais, são importantes fontes de ácidos graxos, principalmente ômega-3 e 6, essenciais na saúde dos animais.

MATERIAIS E MÉTODOS

Área de estudo

O reservatório de Ilha Solteira, formado em 1965, está localizado na confluência dos rios Grande, Paranaíba e Paraná, seu principal rio formador (Figura 1). Possui regime de operação hidráulica de acumulação, com profundidade média de 17,6 m, volume máximo de $21,06 \times 10^6 \text{ m}^3$, vazão média de $5.206 \text{ m}^3 \cdot \text{s}^{-1}$, tempo de residência de 46,7 e bacia hidrográfica com 1.195 km^2 de área (DAVID *et al.*, 2015).

As coletas foram realizadas em uma piscicultura em tanques-rede (empreendimento privado) no município de Santa Clara D'Oeste, São Paulo, no braço Can-Can (vazão média anual = $1,76 \text{ m}^3/\text{s}$), rio Grande (Figura 1). Este empreendimento atua na criação de *O. niloticus*, e possuía, na época da coleta, aproximadamente 230 tanques de 18 m^3 (densidade em janeiro de 988 kg/tanque e em julho de 986 kg/tanque) e 18 tanques de 144 m^3 (densidade em janeiro de 5788 kg/tanque e em julho de 6135 kg/tanque) e uso diário médio de ração de 4.375 kg/dia no período avaliado (*inf. pess.* Proprietário da Piscicultura).

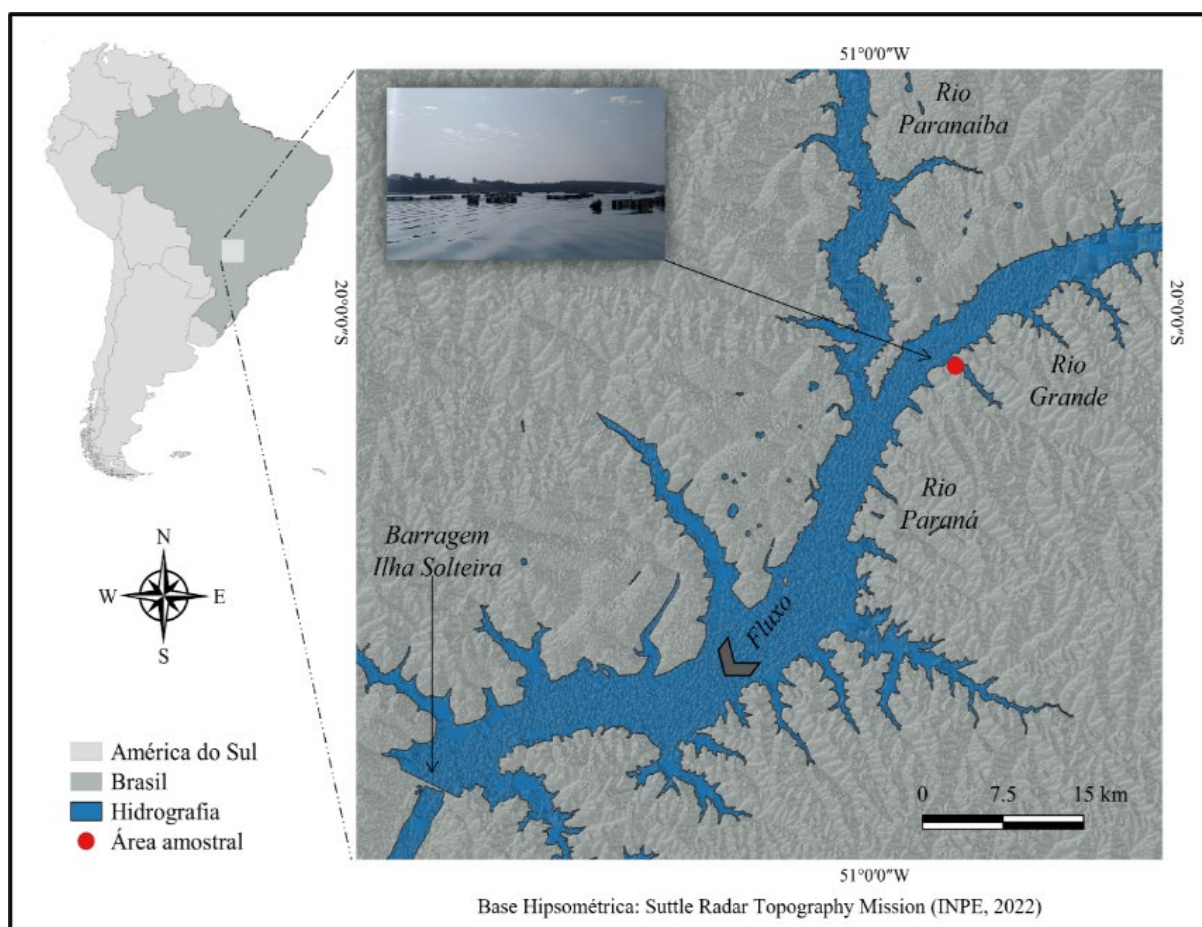


Figura 1. Área de amostragem no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, bacia do alto rio Paraná, São Paulo, Brasil ($51^{\circ}55'59.65''\text{O}$ e $20^{\circ}02'30.54''\text{S}$).

Ração comercial fornecida aos peixes

A ração fornecida aos peixes no período do estudo foi a “Raguife Top Fish Plus 32% - 6 a 8 mm”, e segundo o fabricante (rótulo), segundo o fabricante: farelo de soja, farinha de carne e ossos, farinha de vísceras de aves, farelo de trigo, fosfato bicálcico, levedura seca de cana de açúcar, milho integral moído, óleo de peixe, cloreto de sódio (sal comum), DL-metionina, L-lisina, suplemento vitamínico e mineral, antioxidante e fungistático. Como eventuais substitutos: óleo de vísceras de aves, sorgo integral moído, farinha de trigo, quirera de arroz, farelo de arroz, protenose, farinha de sangue, farinha de penas hidrolisadas.

A ração continha, segundo o fabricante apresentava a seguinte composição apresentada na Tabela 1:, níveis de garantia por kg de produto: Umidade: máximo de 120 g; Proteína Bruta: mínimo de 320 g; Extrato Etéreo: mínimo de 60 g; Matéria Fibrosa: máximo de 50 g; Matéria Mineral: máximo de 100 g; Fósforo: mínimo de 10 g e máximo de 15 g; Cálcio: mínimo de 20 g e máximo de 35 g e vitaminas e minerais em menores proporções: Vitamina A: 12.000 UI; Vitamina D3: 3.000 UI; Vitamina E: 150 UI; Vitamina K3: 15,00 mg; Vitamina B1-Tiamina: 20 mg; Vitamina B2-Riboflavina: 20 mg; Vitamina B6- Piridoxina: 17 mg; Vitamina B12- Cianocobalamina: 40 mcg; Vitamina */C: 1000 mg; Niacina: 100 mg; Pantotenato de Cálcio: 50 mg; Biotina: 1 mg; Ácido Fólico: 6 mg; Cobre: 17,5 mg; Ferro: 100 mg; Manganês: 50 mg; Zinco: 120 mg; Iodo: 0,80 mg; Selênio: 0,50 mg; Cobalto: 0,40 mg; Colina: 1.500 mg; Inositol: 125 mg. Ainda, a ração apresentava recomendação para a utilização na fase de crescimento com massa acima de 120,0 g na proporção de 2 a 6% da biomassa total, dividido em 4 a 8 tratos diários.

Uma análise bromatológica dessa mesma ração fornecida aos peixes na fase de crescimento, foi realizada por Kliemann (2023) e continha a seguinte composição apresentada na Tabela 1:

Tabela 1. Composição da ração fornecida aos peixes de cultivo na piscicultura em tanques-rede avaliada no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil, segundo o Fabricante (rótulo) e análise bromatológica (Kliemann, 2023).

Composição (%)	Fabricante (rótulo)*	Bromatologia Kliemann (2023)**
Matéria seca	-	91
Cinzas	-	13,3
Extrato etéreo	mínimo 6	3,7
Proteína bruta	mínimo de 32	34,8
continua		

continuação

Fibra bruta	máximo de 5	5,9
Minerais	máximo de 10	-
Fósforo	máximo de 1,5	-
Cálcio	máximo de 3,5	-
Umidade	máximo de 12	-

* níveis de garantia por kg de produto

**¹em 100% de matéria seca

Coleta do material biológico

Foram realizadas duas coletas no ano de 2017 (janeiro e julho), sendo que em ambas, os exemplares cultivados estavam em fase final de engorda e jejum (48 horas de privação alimentar) para a despesca no mesmo dia das coletas e posterior transporte (*inf. pess.* Proprietário da Piscicultura). As duas coletas foram feitas, a fim de englobar a variação anual da dieta natural dos peixes. Quarenta exemplares de *O. niloticus* foram coletados, sendo 20 animais por coleta (10 exemplares silvestres e 10 cultivados). Os exemplares silvestres, foram coletados com auxílio de tarrafa (malhagem com 100 mm entre nós não adjacentes), na área marginal distante, aproximadamente 100 m da primeira linha de tanques. Os cultivados, foram coletados com auxílio de puçá, em um tanque de cultivo localizado em área central da piscicultura, escolhido aleatoriamente.

Todos os exemplares coletados eram machos adultos e foram eutanasiados em solução de benzocaína 0,5% (Parecer do Comitê de Ética no Uso de Animais – CEUA nº 19/2016 e Autorização do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade – SISBIO nº 56809-1). Tiveram mensurados, a massa total com auxílio de balança (0,01 g) e comprimento padrão utilizando ictiômetro (0,1 cm). Posteriormente, os peixes foram necropsiados para retirada de amostras do hepatopâncreas para as análises fisiológicas e histopatológicas. Para as análises de substratos energéticos, as amostras foram acondicionadas em criotubos e armazenados em nitrogênio líquido, ainda em campo. Em laboratório, foram conservados em ultrafreezer -80 °C até as análises. Para as análises de histopatologias, as amostras (5 mm tecido/amostra) foram fixadas em ALFAC (85 ml de álcool 80%, 10 ml de formol e 5 ml de ácido acético glacial) por 24 horas, lavadas em água corrente após 48 horas e armazenadas em álcool 70% até o início do processamento histológico.

Exemplares testemunhos dos peixes foram depositados na Coleção de Peixes do Departamento de Zoologia (DZSJRP), do Instituto de Biociências, Letras e Ciências Exatas, da Universidade Estadual Paulista, em São José do Rio Preto, São Paulo (*Oreochromis niloticus* DZSJRP-Pisces 21357).

Análises laboratoriais

Substratos energéticos

Para determinação das concentrações proteicas totais, utilizou-se método enzimático-colorimétrico e as proteínas foram determinadas contra uma curva padrão de albumina bovina (Bovine serum albumine, Sigma) (LOWRY *et al.*, 1951). Esta determinação foi empregada após a precipitação e solubilização das proteínas (MILLIGAN; GIRARD, 1993). A leitura da concentração de proteínas foi realizada em espectrofotômetro em um comprimento de onda de 660 nm.

Os lipídeos totais do hepatopâncreas e da ração foram extraídos de acordo com a metodologia para amostras de organismos aquáticos (FOLCH; LEES; STANLEY, 1956; PARRISH, 2009), utilizando como padrão, o óleo de fígado de bacalhau (Cod Liver methyl esters, Sigma) (FRINGS *et al.*, 1972). A concentração dos lipídeos totais foi obtida por meio da leitura em espectrofotômetro com comprimento de onda de 540 nm. Os lipídeos em animais, podem ser divididos em dois grupos: lipídios polares (fosfolipídios), que são importantes componentes da membrana celular, enquanto os lipídios neutros (triglicerídeos), são formas preferidas para armazenamento de energia (ÖZDEMIR *et al.*, 2019). Assim, devido às diferentes funções dos lipídeos neutros e polares, e do objetivo do estudo que está atrelado a dieta da espécie, optou-se por analisar ambas as frações. Além disso, essa separação é importante para obter a composição exata de cada fração.

Os extratos lipídicos do hepatopâncreas foram submetidos a uma atmosfera de nitrogênio para evaporação do solvente sem oxidação dos ácidos graxos (KITSON; LARSEN; MCEWEN, 1996) e separado nas frações polar e neutra, utilizando uma coluna de sílica ativada (YANG, 1995). A metilação de cada fração foi realizada com cloreto de acetila (5% de HCl em metanol) (CHRISTIE, 2003) e a composição de ácidos graxos foi determinada utilizando-se Cromatógrafo Gasoso (CG) Varian modelo 3900, equipado com um ionizador de chama (FID) e auto-injetor. Os ácidos graxos foram analisados em uma coluna capilar CP Wax 52 CB, 0,25 µm de espessura, 0,25 mm de diâmetro interno e 30 m de comprimento. O hidrogênio foi utilizado como gás carreador a uma velocidade linear de 22 cm/s. O programa de temperatura foi de 170 °C durante 1 minuto, seguido de uma rampa de 2,5 °C/minuto até 240 °C, e um tempo de espera final de 5 minutos, totalizando 31 minutos de corrida. No auto-injetor e no detector de ionização de chamas (FID) as temperaturas foram de 250 e 260 °C, respectivamente. Os ácidos graxos foram identificados por comparação do tempo de retenção, utilizando um padrão de metil éster conhecido (FAME) (Supelco, 37 components, Sigma-Aldrich, Mixture Me93, Larodan, Qualmix, PUFA fish M e Menhaden Oil, Larodan).

Por fim, para determinação do teor de glicogênio total, utilizou-se o método enzimático-colorimétrico contra uma curva padrão de glicose 100 nmoles (DUBOIS *et al.*, 1956), sendo esta determinação empregada após precipitação e solubilização do glicogênio total (BIDINOTTO;

MORAES; SOUZA, 1997). A leitura da concentração de glicogênio foi realizada em espectrofotômetro em um comprimento de onda de 480 nm.

Histopatologia

Após a fixação, as amostras do hepatopâncreas foram desidratadas em série crescente de etanol (80, 90, 95 e 100%) em dois períodos de 30 minutos em cada solução. Em seguida, foram diafanizadas por 30 minutos em solução de Álcool (PA) + Xilol (50%), sendo posteriormente colocadas por 20 minutos em Xilol (PA) e por mais 10 minutos em Xilol (PA). Posteriormente, as amostras foram incluídas em Paraplast Plus[®] I (PA), por 2 horas e transferidas para Paraplast II (PA), por aproximadamente 14 horas, e por fim, colocadas em Paraplast III (PA), por 3 horas. Todo o processo de inclusão em Paraplast foi realizado em estufa a 60 °C.

Em seguida, foram realizados cortes semi-seriados transversais e longitudinais com 5 µm de espessura, com auxílio do micrótomo Olympus CUT 4060 (Tokyo, Japan), equipado com navalha de aço. Os cortes foram montados em lâminas, e levados para a estufa por cerca de 12 horas, sendo posteriormente alocadas em Xilol I (PA), II (PA) e III (PA) por 10 minutos em cada solução para retirada do excesso de Paraplast, e em seguida, submetidas a um processo decrescente de etanol (100, 90, 80, e 70%) por cinco minutos em cada solução. Após tais procedimentos, os cortes foram corados com Hematoxilina e Eosina (HE), analisados e fotografados por meio de microscópio Olympus BX60 (Tokyo, Japan) e as imagens foram registradas usando câmera digital Olympus DP71 e software DP Controller 3.2.1.276.

Análise dos dados

A massa e o comprimento padrão foram testados entre *O. niloticus* silvestres e cultivados. Para isso, foi verificado a homocedasticidade e normalidade dos dados, utilizando as funções *bartlett.test* e *shapiro.test*, respectivamente. De acordo com os resultados, os dados foram comparados por meio do teste-*t* ou Mann-Whitney (teste-*U*), utilizando as funções *t.test* ou *wilcox.test*, respectivamente, com auxílio do ambiente de programação RStudio (RSTUDIO TEAM, 2022), adotando o valor de significância de $p < 0,05$.

Para averiguar a primeira hipótese “*A dieta de exemplares de O. niloticus silvestres e cultivadas, pouco diversificada e baseada em ração comercial, afeta a fisiologia e a histologia do hepatopâncreas de ambos os grupos de peixes*”, os substratos energéticos foram testados entre exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivados. Para isso, foi verificado a homocedasticidade e normalidade dos dados, utilizando as funções *bartlett.test* e *shapiro.test*, respectivamente. De acordo com os resultados, os dados foram comparados por meio do teste-*t* ou Mann-Whitney (teste-*U*), utilizando as funções *t.test* ou *wilcox.test*, respectivamente, com auxílio do ambiente de programação

RStudio (RSTUDIO TEAM, 2022), adotando o valor de significância de $p < 0,05$. Ainda, os cortes histológicos foram submetidos a avaliação, nos quais, 25 campos microscópicos (5 campos aleatórios/corte, 5 cortes/amostra) foram analisados para cada exemplar de peixe com intuito de identificar as possíveis alterações existentes.

Para testar a segunda hipótese “*Exemplares cultivados apresentam maiores incidências e severidades de histopatologias no hepatopâncreas, devido ao constante consumo de ração e menor consumo de alimentos naturais*”, a incidência e a distribuição das lesões foram avaliadas com base nos seguintes critérios de Paulino *et al.* (2014); Kliemann *et al.* (2018); Neves; Amorim; Delariva (2018); Nimet; Amorim; Delariva (2018): *ausência de lesões* (ausência ou lesões em até 10% do total do tecido analisado); *raramente presente* (ocorrência de lesões de 11% a 25% do tecido analisado no total); *presente* (lesões entre 26% e 50% do tecido analisado); *frequente* (lesões entre 51% e 75% do tecido analisado) e *lesões muito frequentes* (lesões entre 76% e 100% do tecido analisado). Para quantificação da esteatose pancreática foi empregada a metodologia proposta por van Geenen *et al.* (2010) adaptado para peixes.

A presença de alterações histopatológicas foi avaliada semi-quantitativamente pelo Índice de Alteração Histopatológica (IAH), baseado na gravidade das lesões (POLEKSIC; MITROVIC-TUTUNDZIC, 1994; CAMARGO; MARTINEZ, 2007). As alterações foram classificadas em estágios progressivos no tecido: *Estágio I*: alteram o funcionamento normal do tecido; *Estágio II*: são mais graves e interferem no funcionamento do tecido e *Estágio III*: danos muito graves e irreparáveis.

O IAH foi calculado a partir da soma dos tipos de lesão para cada um dos três estágios e multiplicado pelo índice do estágio utilizando a seguinte equação (POLEKSIC; MITROVIC-TUTUNDZIC, 1994):

$$I = 10^0 \sum_{i=1}^a a_i + 10^1 \sum_{i=1}^b b_i + 10^2 \sum_{i=1}^c c_i$$

Onde: a = histopatologias de estágio I (SI), b = histopatologias de estágio II (SII) e c = histopatologias de estágio III (SIII). Um índice médio dos peixes amostrados em cada ponto foi calculado a partir do índice obtido de cada indivíduo. Valores de lesões do IAH entre 0 e 10: indicam funcionamento normal do órgão; 11 e 20: danos leves para moderados; 21 e 50: danos moderados para severos; 51 e 100 lesões severas e acima de 100 danos irreversíveis para o órgão (POLEKSIC; MITROVIC-TUTUNDZIC, 1994).

Todas as frequências de alterações histopatológicas encontradas foram testadas entre exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivados. Para isso, foi verificada a homocedasticidade e normalidade dos dados, utilizando as funções *bartlett.test* e *shapiro.test*, respectivamente. De acordo com os resultados, os dados foram comparados por meio do teste-*t* ou Mann-Whitney (teste-*U*),

utilizando as funções *t.test* ou *wilcox.test*, respectivamente, com auxílio do ambiente de programação RStudio (RSTUDIO TEAM, 2022), adotando o valor de significância de $p < 0,05$.

RESULTADOS

Dados biométricos estão descritos na Tabela 2. Proteína, lipídeo, glicogênio, ácidos graxos saturados polar, monoinsaturados polar e neutro, poli-insaturados ômega-3 polar e poli-insaturados ômega-6 polar e neutro não diferiram entre silvestres e cultivados (Tabela 3, 4 e 5). Apenas ácidos graxos saturados neutro e poli-insaturados ômega-3 neutro apresentaram diferenças entre os grupos de peixes, com maiores concentrações de saturados para os cultivados e ômega-3 para os silvestres (Tabela 3, 4 e 5).

O ácido eicosapentaenoico (EPA) foi observado no hepatopâncreas de ambos os grupos de peixes e não estava presente na ração (Tabela 5). O perfil de ácidos graxos da ração foi composto por 16 ácidos graxos, sendo 12 desses ácidos graxos em comum com o hepatopâncreas de ambos os grupos de peixes (Tabela 5).

Tabela 2. Dados biométricos de exemplares de *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em piscicultura em tanques-rede, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. Número amostral (N); comprimento padrão (CP); massa total (MT); mínimo e máximo (Min–Max); erro padrão (EP). ^{a,b} diferenças significativas entre os grupos de peixes ($p < 0,05$).

Grupos	Silvestres		Cultivados	
Dados Biométricos	CP (cm)	MT (g)	CP (cm)	MT (g)
N	20	20	20	20
Média±EP	26,78 ± 1,16 ^a	777,74 ± 93,80 ^a	28,58 ± 0,29 ^b	981,27 ± 37,75 ^b
Min–Max	20,00 – 40,80 ^a	262,25 – 2189,16 ^a	26,00 – 31,00 ^b	662,02 – 1323,51 ^b

Tabela 3. Teste de significância dos substratos energéticos do hepatopâncreas entre exemplares de *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em piscicultura em tanques-rede, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. *substratos que apresentaram diferenças significativas entre os grupos de peixes ($p < 0,05$). Ácidos Graxos (AGs).

Substratos avaliados	Significância
Proteína (mg/g)	$U = 170; p = 0,42$
Lipídeo (mg/g)	$U = 247; p = 0,21$
Glicogênio (mg/g)	$t = -1,303; df = 37,4; p = 0,20$
continua	

continuação

AGs saturados – Polar (%)	$t = 0,463; df = 35,3; p = 0,64$
AGs monoinsaturados - Polar (%)	$U = 190; p = 0,79$
AGs poli-insaturados ômega-3 - Polar (%)	$U = 153; p = 0,21$
AGs poli-insaturados ômega-6 - Polar (%)	$t = 1,492; df = 37,981; p = 0,14$
AGs saturados – Neutro (%)	$U = 308; p = 0,003^*$
AGs monoinsaturados - Neutro (%)	$U = 226; p = 0,49$
AGs poli-insaturados ômega-3 - Neutro (%)	$U = 117; p = 0,02^*$
AGs poli-insaturados ômega-6 - Neutro (%)	$U = 149; p = 0,17$

Tabela 4. Concentração média (CM) seguido do erro padrão (EP) dos substratos energéticos do hepatopâncreas em mg/g de tecido, de exemplares de *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em piscicultura em tanques-rede, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. ^{a,b} diferenças significativas entre os grupos de peixes ($p < 0,05$).

Grupos	Silvestres		Cultivados	
	CM±EP	Min–Max	CM±EP	Min–Max
Proteína	411,68 ± 14,82 ^a	307,41 – 539,17	367,96 ± 27,71 ^a	42,62 – 561,20
Lípídeo	29,10 ± 3,84 ^a	7,06 – 65,99	39,69 ± 5,50 ^a	7,84 – 103,02
Glicogênio	67,43 ± 4,86 ^a	20,29 – 109,22	58,96 ± 4,30 ^a	35,86 – 102,99

Tabela 5. Perfil de ácidos graxos da ração e do hepatopâncreas (média em % ± erro padrão) de exemplares de *Oreochromis niloticus* silvestres (n = 20) e cultivados (n = 20) em piscicultura em tanques-rede, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. ^{a,b} diferenças significativas entre os grupos de peixes ($p < 0,05$).

Nomenclatura	Siglas	Silvestres		Cultivados		Ração
		Polar	Neutro	Polar	Neutro	
Saturados						
Mirístico	C14:0	1,82 ± 0,20	3,09 ± 0,20	2,00 ± 0,20	3,94 ± 0,14	-
Pentadecílico	C15:0	0,22 ± 0,04	0,21 ± 0,04	0,20 ± 0,10	0,14 ± 0,03	3,99
Palmítico	C16:0	23,31 ± 1,10	28,06 ± 1,10	23,70 ± 0,82	30,72 ± 0,61	18,53
Esteárico	C18:0	14,30 ± 1,02	9,24 ± 0,60	14,80 ± 0,10	9,60 ± 0,41	5,53
Araquídico	C20:0	0,40 ± 0,10	0,20 ± 0,02	0,40 ± 0,10	0,15 ± 0,03	1,51
Heneicosanoico	C21:0	-	-	-	-	1,00
Behênico	C22:0	-	-	-	-	0,45
Tricosanoico	C23:0	-	-	-	-	0,12
continua						

continuação						
Σ saturados		40,1 ± 1,62	40,8 ± 1,14^a	41,10 ± 1,22	44,60 ± 0,86^b	31,12
Monoinsaturados						
Miristoleico	C14:1	2,70 ± 0,83	1,30 ± 0,73	2,30 ± 0,32	0,60 ± 0,22	-
Palmitoléico	C16:1	5,50 ± 0,58	7,43 ± 0,55	4,84 ± 0,30	7,03 ± 0,22	4,32
Oleico	C18:1	23,40 ± 2,21	36,50 ± 1,37	22,30 ± 1,28	37,91 ± 0,95	21,18
Gadoléico	C20:1	1,50 ± 0,16	1,73 ± 0,13	1,33 ± 0,12	1,53 ± 0,12	-
Σ monoinsaturados		33,10 ± 2,84	47,00 ± 1,5	30,80 ± 1,45	47,07 ± 1,02	25,40
Ômega-3						
Alfa-Linolênico	C18:3n3	0,50 ± 0,08	0,30 ± 0,04	0,53 ± 0,07	0,18 ± 0,03	2,81
Eicosatrienóico	C20:3n3	0,23 ± 0,08	0,12 ± 0,04	0,15 ± 0,04	0,09 ± 0,05	-
Eicosatetraenóico	C20:4n3	0,80 ± 0,18	0,15 ± 0,03	0,70 ± 0,21	0,25 ± 0,12	-
Eicosapentaenóico	C20:5n3	0,34 ± 0,10	0,13 ± 0,06	0,32 ± 0,07	0,18 ± 0,09	-
Docosapentaenóico	C22:5n3	1,00 ± 0,20	0,24 ± 0,05	0,81 ± 0,12	0,24 ± 0,03	0,90
Docosahexanóico	C22:6n3	3,60 ± 0,84	0,90 ± 0,23	1,95 ± 0,19	0,15 ± 0,07	8,86
Σ ômega 3		6,50 ± 0,93	1,84 ± 0,32^a	4,50 ± 0,35	1,10 ± 0,33^b	12,57
Ômega-6						
Linoléico	C18:2n6	5,04 ± 0,46	5,30 ± 0,59	4,33 ± 0,19	3,73 ± 0,41	22,43
Gamma-linolênico	C18:3n6	0,56 ± 0,08	0,50 ± 0,06	0,42 ± 0,05	0,36 ± 0,04	-
Eicosadienóico	C20:2n6	2,00 ± 0,28	0,70 ± 0,09	1,84 ± 0,25	0,54 ± 0,07	-
Dihomo-γ-linolênico	C20:3n6	1,43 ± 0,18	0,53 ± 0,08	1,46 ± 0,13	0,35 ± 0,07	-
Araquidônico	C20:4n6	4,83 ± 0,60	1,61 ± 0,36	5,80 ± 0,44	1,05 ± 0,22	7,82
Docosadienóico	C22:2n6	-	-	-	-	0,27
Docosatetraenóico	C22:4n6	1,40 ± 0,18	0,44 ± 0,09	2,30 ± 0,23	0,40 ± 0,07	-
Docosapentaenóico	C22:5n6	5,01 ± 0,62	1,25 ± 0,34	7,43 ± 0,93	0,80 ± 0,21	0,39
Σ ômega 6		20,30 ± 1,55	10,33 ± 1,09	23,60 ± 1,59	7,23 ± 0,67	30,91
Σ ômega 3 + ômega 6		26,80 ± 2,08	12,20 ± 1,33	28,10 ± 1,77	8,33 ± 0,88	43,48

Os hepatopâncreas de exemplares silvestres e cultivados apresentaram alterações histopatológicas com diferenças significativas entre os grupos. As maiores frequências e graus de severidades foram observados nos exemplares cultivados, tais como: vacuolização citoplasmática; agregados de melanomacrófagos; núcleo em posição lateral; hiperemia; degeneração citoplasmática e necrose (ocorreu apenas nos cultivados) (Tabela 6; Figura 2). Apenas infiltração leucocitária e eosinófilos não diferiram entre os grupos de peixes analisados (Tabela 6).

A esteatose foi observada no pâncreas dos exemplares de ambos os grupos, com maior incidência e porcentagem de tecido afetado nos cultivados (Tabela 6; Figura 2). O IAH diferiu entre os grupos de peixes avaliados, demonstrando danos moderados para severos nos cultivados, enquanto os silvestres apresentaram funcionamento normal do órgão (Tabela 6).

Tabela 6. Alterações histopatológicas no hepatopâncreas (média em % $\pm$ erro padrão) de exemplares de *Oreochromis niloticus* silvestres (n = 20) e cultivados (n = 20) em piscicultura em tanques-rede, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. *Alterações histopatológicas que apresentaram diferenças significativas entre os grupos de peixes ($p < 0,05$). Estágio I: não alteram o funcionamento normal do tecido; Estágio II: danos mais graves e interferem no funcionamento do tecido e Estágio III: danos muito graves e irreparáveis.

Alterações histopatológicas (%)	Estágio	Silvestres	Cultivados	Significância
Vacuolização citoplasmática	I	13,98 $\pm$ 6,35	70,23 $\pm$ 7,53	$U = 356,5; p < 0,001^*$
Infiltração leucocitária	I	0,56 $\pm$ 0,26	1,53 $\pm$ 0,45	$U = 247; p = 0,19$
Agregados de melanomacrófagos	I	1,63 $\pm$ 0,60	4,42 $\pm$ 1,22	$U = 281,5; p = 0,02^*$
Núcleo em posição lateral	I	5,92 $\pm$ 4,13	65,49 $\pm$ 7,64	$U = 366; p < 0,001^*$
Eosinófilos	I	3,80 $\pm$ 2,20	1,68 $\pm$ 0,59	$U = 234,5; p = 0,33$
Hiperemia	II	5,20 $\pm$ 3,51	38,54 $\pm$ 8,59	$U = 318,5; p < 0,001^*$
Degeneração citoplasmática	II	7,20 $\pm$ 4,57	64,04 $\pm$ 8,33	$U = 362,5; p < 0,001^*$
Necrose	III	0,00 $\pm$ 0,00	0,22 $\pm$ 0,15	$U = 250; p = 0,01^*$
Esteatose pancreática		2,20 $\pm$ 1,16	7,55 $\pm$ 2,99	$U = 292,5; p < 0,001^*$
Índice de Alteração Histopatológica		7,00 $\pm$ 1,44	47,00 $\pm$ 10,02	$U = 385,5; p < 0,001^*$

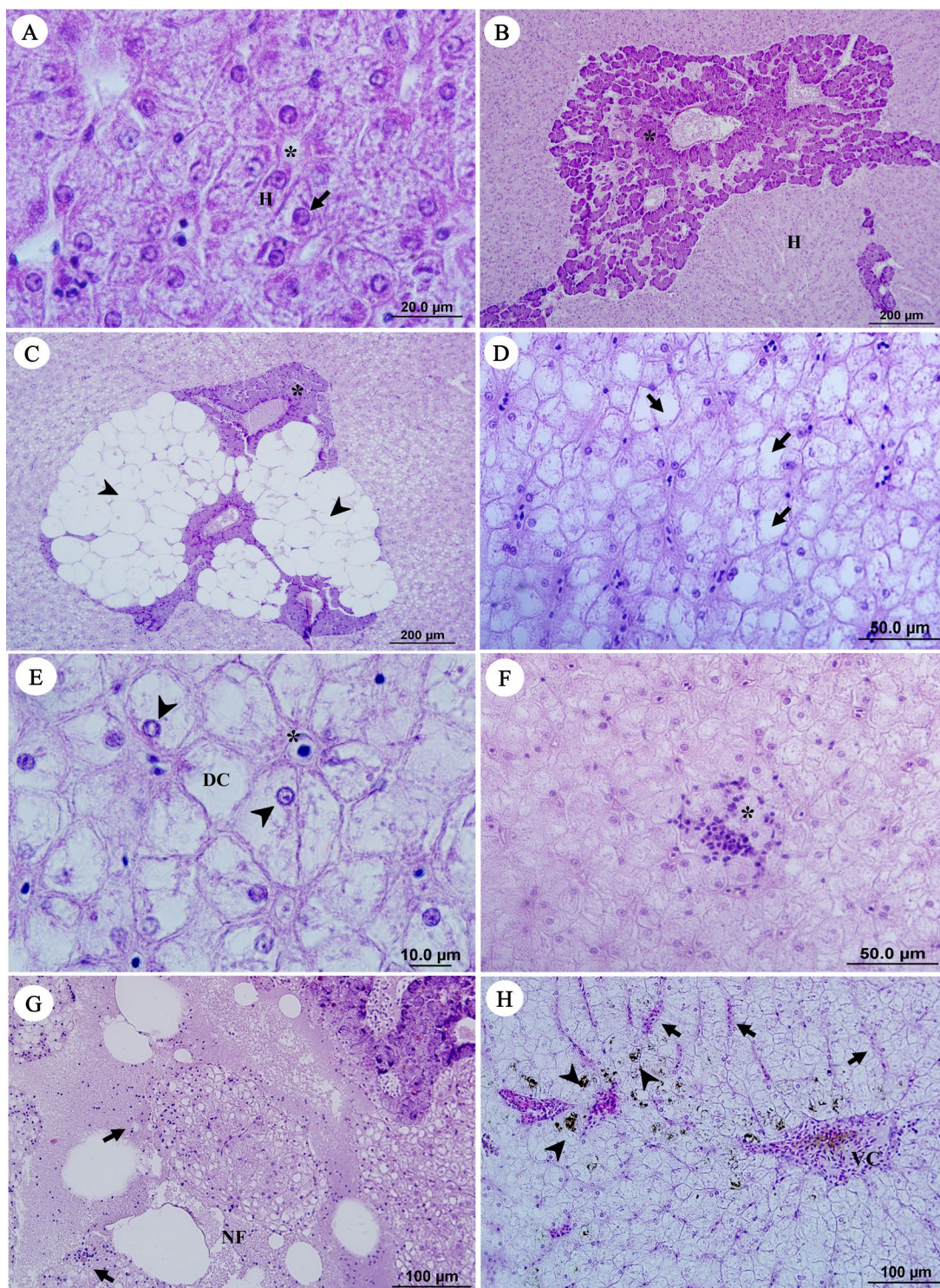


Figura 2. Fotomicrografias do hepatopâncreas de exemplares de *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em piscicultura em tanques-rede, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. A) Fígado normal, com detalhes do arranjo tubular dos hepatócitos (H) núcleo (seta) e lúmen do veia centro lobular (*); B) Tecido pancreático normal associado ao fígado - hepatopâncreas (*), tecido hepático (H); C.) Pâncreas (*) exibindo acúmulo de gordura - esteatose pancreática (cabeça de seta); D) Vacuolização citoplasmática (seta); E) Degeneração citoplasmática (DC), núcleo em posição (seta); F) Vacuolização citoplasmática (*); G) Necrose (NF); H) Vacuolização citoplasmática (VC), núcleo em posição (seta).

lateral (cabeça de seta) e lúmen da veia centro lobular (*); F) Infiltração leucocitária (*); G) Necrose focal no tecido hepático (NF), tecido desorganizado com células linfocitárias (seta); I) Hiperemia (seta), centros de melanomacrófagos (cabeça de seta) próximos a veia central (VC). Coloração com Hematoxilina Harris e Eosina.

DISCUSSÃO

A primeira hipótese deste estudo foi corroborada parcialmente, pois nem todos os substratos energéticos avaliados diferiram entre exemplares silvestres e cultivados, mas em ambos os grupos foram observadas alterações histopatológicas no hepatopâncreas. A segunda hipótese foi corroborada, pois as maiores incidências e severidades de alterações histopatológicas foram observadas nos exemplares cultivados, em relação aos silvestres. Essas alterações histofisiológicas podem ocorrer, devido à intensa e constante alimentação, que é comum em cultivos intensivos, mas potencialmente danosa aos peixes, podendo causar alterações hepáticas, obesidade, distúrbios imunofisiológicos, metabólicos e nutricionais (LANDGRAF *et al.*, 2017; ROH *et al.*, 2020; BUERGER *et al.*, 2022).

Diferenças dos ácidos graxos neutros entre silvestres e cultivados, possivelmente está atrelada as funções de cada fração lipídica no metabolismo desses animais, frente as diferentes condições em que cada grupo vive. Lipídeos polares (fosfolipídeos), são importantes constituintes estruturais das membranas (BELL; HENDERSON; SARGENT, 1986), enquanto os neutros (triglicerídeos), atuam como depósitos para ácidos graxos que são catabolizados no metabolismo energético celular (NELSON; COX, 2019). Por isso, os lipídeos armazenados como triglicerídeos são a principal reserva energética rápida na maioria dos vertebrados (SHERIDAN, 1994).

Os peixes silvestres vivem livres no ambiente e em constante atividade, visto que forrageiam e consomem maior riqueza e abundância de alimentos, além da ração (PAGLIARINI, 2019), necessitando maior gasto energético e consequentemente utilizam sua reserva energética para isso. Enquanto, os cultivados vivem confinados, em baixa atividade e possuem menor gasto energético, além de consumirem basicamente ração diariamente, tendendo a estocar mais ácidos graxos na forma neutra. Mesmo os cultivados estando em jejum, período em que grande parte da reserva de triglicerídeos é utilizada, devido ao aumento da atividade lipolítica (DIAS JUNIOR *et al.*, 2016), foi possível observar diferenças dessa fração entre os grupos avaliados.

A ração fornecida aos peixes cultivados, contém aproximadamente 35% de proteína bruta, e para *O. niloticus*, as exigências proteicas diminuem com a idade e tamanho, no qual para indivíduos adultos, o requerimento de proteína bruta varia entre 27 a 30% (BOTARO *et al.*, 2007; FURUYA, 2010; MJOUN; ROSENTRATER; BROWN, 2010; FAO, 2023). Porém, estudos indicam que o melhor desempenho zootécnico em tanques-rede de *O. niloticus* é obtido quando elas são alimentadas

com rações com 32% de proteínas, em comparação com 28% (EMBRAPA, 2019). Proteínas dietéticas são importantes para manutenção, crescimento e reprodução dos peixes (MJOUN; ROSENTRATER; BROWN, 2010). Mas em excesso, elas são usadas como fonte energética no metabolismo intermediário ou convertida em glicose, ou lipídios como depósitos de energia (DABROWSKI; GUDERLEY, 2002), contribuindo com o aumento de gordura corporal. Além da composição, a frequência da alimentação também reflete na morfofisiologia dos órgãos (HE *et al.*, 2015). Peixes submetidos a alta intensidade alimentar apresentam mais estresse nas funções fisiológicas do fígado, do que aqueles submetidos a moderada ou baixa intensidade (HE *et al.*, 2015).

Otimizar a quantidade e frequência da ração fornecida são essenciais em cultivos, pois manejos inadequados aumentam o desperdício de ração, elevam a concentração de nutrientes na água, degradam o ecossistema local e reduzem a eficiência alimentar (MONTANHINI NETO; OSTRENSKY, 2015; DAVID *et al.*, 2022). A similaridade encontrada nas concentrações de proteínas, lipídeos, glicogênio e perfil de ácidos graxos polares, neste estudo, possivelmente ocorreram devido a essa perda de ração, que possibilitou o alto consumo da ração, acima de 80%, pelos exemplares silvestres (PAGLIARINI, 2019). Isso demonstra que a entrada e a disponibilidade da ração no ambiente são elevadas, e que restos de ração são aproveitados por espécies que vivem no entorno das pisciculturas.

A literatura demonstra que a ictiofauna silvestre adjacente aos tanques pode consumir até 80% da matéria orgânica particulada oriunda dos tanques antes de serem sedimentadas (VITA *et al.*, 2004), corroborando os resultados do presente estudo. Assim, *O. niloticus* que escapam dos tanques de cultivos, e compõem a comunidade de peixes silvestres adjacentes às pisciculturas (ORLANDI NETO *et al.*, 2022), podem consumir ração em abundância (PAGLIARINI, 2019). Isso acontece pois se trata de uma espécie generalista e oportunista (CANONICO *et al.*, 2005), que permanece próximo aos tanques, onde a oferta de recursos alimentares é abundante (RAMOS *et al.*, 2013; NOBILE *et al.*, 2018; KLIEMANN *et al.*, 2022), otimizando energia na busca por alimentos, como previsto pela teoria do forrageamento ótimo (MACARTHUR; PIANKA, 1966).

O consumo de restos de ração pelos peixes silvestres pode ser positivo, pois estão exercendo um papel mitigador e colaborando na redução da influência ambiental causada pela entrada de ração no ecossistema aquático (BALLESTER-MOLTÓ; SANCHEZ-JEREZ; AGUADO-GIMÉNEZ, 2017). Porém, o alto consumo de ração, rica energeticamente, pode acarretar danos severos e um desequilíbrio na decomposição de substratos metabólicos, comprometendo a digestão e absorção de nutrientes (SANTOS *et al.*, 2020), resultando em patologias como observado neste estudo e na literatura científica (HONORATO *et al.*, 2014; NING *et al.*, 2017; KLIEMANN *et al.*, 2018; JIA *et al.*, 2020a; ROH *et al.*, 2020).

O consumo de ração hiperlipídica pode prejudicar o sistema de defesa antioxidante, aumentar a inflamação e causar lesões hepáticas em *O. niloticus* (JIA *et al.*, 2020b). Kliemann *et al.* (2018) observou para *Geophagus sveni* Lucinda, Lucena & Assis, 2010 (Cichliformes: Cichlidae) silvestres, oriundos da mesma área amostral deste estudo, que também consumiram ração, graves alterações histofisiológicas em comparação com exemplares coletados em área sem a influência de pisciculturas, e que não consumiram esse item. Para a *Dicentrarchus labrax* Linnaeus, 1758 (Eupercaria *incertae sedis*: Moronidae), foi demonstrado que a ingestão da ração provocou maior acúmulo de esteatose, degeneração da membrana, vacuolização dos hepatócitos, reações inflamatórias e outras alterações nos exemplares cultivados, comparado aos silvestres (LEMAIRE *et al.*, 1991; BILEN; BILEN, 2013). Tais dados corroboram com os achados do presente estudo, mostrando que o alto e frequente consumo de ração altera a histofisiologia do hepatopâncreas, afetando em especial os peixes cultivados.

Patologicamente, o fígado e o pâncreas são fortemente afetados quando há um desequilíbrio nutricional devido a sua função de metabolizar substratos, no qual o fígado regula o metabolismo lipídico, incluindo a síntese e a degradação de ácidos graxos (AZIZA; AWADIN; ORMA, 2013) e mobilização de moléculas alimentares (RASKOVIC *et al.*, 2011; ARDESHIR; MOVAHEDINIA; RASTGAR, 2017; LI *et al.*, 2021b). Enquanto o pâncreas secreta enzimas que agem no intestino quebrando lipídeos e liberando ácidos graxos (ROTTA, 2003; MOURA; OLIVEIRA; LANNA, 2012). Assim, o desbalanço lipídico e a deficiência de ácidos graxos essenciais, especialmente ômega-3, podem desencadear edemas hepáticos, devido a infiltração lipídica grave, levando ao desenvolvimento de doenças e possível mortalidade (ROBERTS, 2012).

Os ácidos graxos ômega-3, como o 20:5n-3 (Eicosapentaenoico-EPA) e o 22:6n-3 (Docosahexaenoico-DHA), possuem efeitos protetores contra inflamação induzida pela esteatose hepática (WANG *et al.*, 2017b). Um estudo com *O. niloticus*, demonstrou que EPA e DHA, são benéficos e essenciais para o crescimento normal e metabolismo lipídico desses animais (LIU *et al.*, 2019). No presente estudo, o EPA estava ausente na ração, indicando que sua presença no hepatopâncreas dos exemplares avaliados ocorreu devido a capacidade que a espécie tem em biossintetizar ácidos graxos, convertendo ácidos graxos de menor valor nutricional, em outros com maior valor nutricional (OLSEN; HENDERSON; MCANDREW, 1990; TEOH; TURCHINI; NG, 2011; XIE *et al.*, 2022). Isso foi possível porque os peixes consumiram diretamente alimentos naturais (PAGLIARINI, 2019), especialmente vegetais, que são capazes de sintetizar C18:3n3 (Alfa-Linolênico) e C18:2n6 (Linoléico), que atuam como precursores de ácidos graxos da família ômega-3 e 6, respectivamente (SAYANOVA; NAPIER, 2004).

A ração apresentou menor diversidade de ácidos graxos em comparação com o hepatopâncreas de exemplares silvestres e cultivados, demonstrando que nem todos os ácidos graxos

oriundos da ração e consumidos pelos peixes, foram assimilados no hepatopâncreas. Porém, estudos demonstram que a dieta baseada em ração, suplementada com alimentos naturais, é capaz de influenciar o perfil de ácidos graxos dos peixes (NG *et al.*, 2013; YU *et al.*, 2021; ZHOU *et al.*, 2022). Isso pode explicar a maior variedade de ácidos graxos no hepatopâncreas, em relação a ração, já que ambos os grupos de peixes consumiram uma ampla variedade de itens naturais (PAGLIARINI, 2019).

Os ácidos graxos saturados foram os mais abundantes na ração fornecida aos peixes, e sua deposição no hepatopâncreas foi maior no perfil de triglicerídeos dos exemplares cultivados, atrelado ao consumo prioritário da ração. Sabe-se que a gordura saturada eleva a concentração plasmática de colesterol (SANTOS *et al.*, 2012), e o ácido palmítico (C16:0), em especial, pode induzir o acúmulo de triacilglicerol nos hepatócitos, como já observado para *Larmichthys crocea* Richardson, 1846 (*Eupercaria incertae sedis*: Scianidae) (WANG *et al.*, 2017b).

O ácido palmítico, foi o ácido saturado mais abundante no perfil da ração disponibilizada aos peixes, no presente estudo, e consequentemente, seus maiores níveis foram observados na fração neutra dos exemplares cultivados. Sabe-se que dietas altamente energéticas elevam a concentração de ácidos graxos saturados e níveis de colesterol, acarretando maior estresse no retículo endoplasmático, como já observado em *O. niloticus* (JIA *et al.*, 2020a). Essa organela é responsável pela síntese de lipídios, armazenamento e exportação de nutrientes (JIA *et al.*, 2020a; CHEN *et al.*, 2021), e o aumento de ácidos graxos saturados pode interromper a sua homeostase e induzir a apoptose nas células do fígado (WEI *et al.*, 2006).

Observou-se ainda a ocorrência de esteatose pancreática em ambos os grupos, com maior frequência nos cultivados. Porém, os efeitos da esteatose pancreática em peixes ainda não são bem elucidados. Sabe-se que a esteatose pode desencadear uma insuficiência pancreática ou uma inflamação aguda, conhecida como pancreatite (PAUL; SHHAZ, 2020), bem documentada em seres humanos (OBEN *et al.*, 2010; VAN GEENEN *et al.*, 2010; DELLA CORTE *et al.*, 2015; CATANZARO *et al.*, 2016). Em peixes, a esteatose pancreática pode ocorrer devido ao local onde o pâncreas se associa ao tubo digestório, que normalmente insere-se em extenso tecido adiposo e pode estar sujeito a alterações patológicas (ROBERTS, 2012).

O pâncreas, assim como o fígado, pode se sobrecarregar devido aos desequilíbrios nos substratos energéticos ingeridos, que altera a síntese de enzimas digestivas que hidrolisam as macromoléculas de alimentos para posterior absorção (BRANNON, 1990). Em *Odontesthes bonariensis* Valenciennes, 1835 (Atheriniformes: Atherinopsidae), por exemplo, observou-se efeitos negativos sobre as atividades da tripsina e lipase pancreática, em consequência do aumento dos níveis de lipídeos na dieta (GÓMEZ-REQUENI *et al.*, 2013).

A necrose foi observada apenas em exemplares cultivados, e essa alteração causa danos funcionais e estruturais irreversíveis com graves consequências para a saúde do animal (RABITTO *et al.*, 2005). Quando as alterações são intensas e constantes, agravando o quadro das lesões, pode ocorrer danos à integridade da membrana, com lise celular resultante da liberação de enzimas proteolíticas dos lisossomos, que entram no citoplasma e digerem a célula, resultando na necrose (ROBERTS, 2012). Em células hepáticas, a necrose pode ocorrer em resposta a uma infecção sistêmica ou a uma variedade de condições tóxicas (ROBERTS, 2012). Neste estudo, infere-se que a necrose foi desencadeada por desequilíbrios e sobrecargas metabólicas provocados pela alta e constante ingestão de ração. Todas as alterações encontradas no hepatopâncreas de exemplares cultivados demonstram o efeito em cascata que o desequilíbrio nutricional pode provocar na saúde dos peixes, podendo tardiamente acarretar necrose tecidual e a morte.

Porém, antes de um processo necrótico ser iniciado e dependendo da gravidade das lesões, o hepatopâncreas tem alta capacidade de regeneração (KAN; JUNGHANS; BELMONTE, 2009; MOSS *et al.*, 2009; DELASPRE *et al.*, 2015; GHAYE *et al.*, 2015; DELGADO-COELLO, 2021). Um estudo demonstrou que peixes da espécie *Sparus aurata* Linnaeus, 1758 (*Eupercaria incertae sedis*: Sparidae) e *D. labrax* alimentados com dieta artificial, que exibiam quadro hepático esteatótico, foram posteriormente alimentados com dieta natural, e em dois meses apresentaram uma extensa regeneração no fígado (SPISNI *et al.*, 1998). Outro estudo demonstrou benefícios hepatoprotetores, utilizando extrato etanólico de molusco de água doce *Corbicula fluminea* (Muller, 1774) (Venerida: Cyrenidae), que suprimiu a esteatose lipídica de tilápias (*Oreochromis* spp.) (LIN *et al.*, 2018). Infere-se, então, que a maior riqueza de alimentos naturais que *O. niloticus* silvestres foram capazes de acessar e consumir (PAGLIARINI, 2019) possa ter contribuído com uma possível regeneração do hepatopâncreas. Pois, mesmo consumindo altas taxas de ração, apresentaram baixas incidências e severidade de lesões, em comparação com os cultivados.

Conclui-se, assim, que o consumo o constante da ração por *O. niloticus* cultivados, causou maior acúmulo de ácidos graxos saturados na fração neutra do hepatopâncreas, desencadeando alterações histopatológicas mais severas. Enquanto exemplares silvestres, mesmo consumindo ração, apresentaram maior concentração de ácidos graxos ômega-3, resultando em danos leves e funcionamento normal do órgão, podendo estar relacionado a ampla riqueza de alimentos naturais consumidos, e uma possível regeneração dos tecidos. Ressalta-se assim a importância de reavaliar as formulações, quantidades e frequências alimentares em sistemas intensivos, que são fatores fundamentais para a sustentabilidade desses empreendimentos. Pois a intensa e constante alimentação pode causar distúrbios alimentares que comprometem a saúde dos peixes cultivados e silvestres que habitam o entorno dos tanques, podendo deixá-los mais suscetíveis a doenças.

CAPÍTULO 2

“Comunidade parasitária de tilápia-do-Nilo *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em sistema de piscicultura em tanques-rede

RESUMO

As pisciculturas em tanque-redes propiciam o aumento de matéria orgânica e nutrientes no ecossistema local. Com isso, organismos silvestres são atraídos para perto dos tanques aumentando as chances de contato com os peixes cultivados, podendo ocasionar transmissão de patógenos e parasitos. Objetivou-se assim, comparar possíveis diferenças na composição e estrutura das comunidades parasitárias entre *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em um sistema de piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, SP. Cinquenta exemplares de *O. niloticus* silvestres e 50 cultivados foram coletados, eutanasiados e necropsiados para a retirada dos órgãos (olhos, fígado, bexiga natatória, estômago, baço, coração, intestino, brânquias e musculatura). Todos os órgãos foram analisados, e os parasitos quantificados e identificados até o menor nível taxonômico possível. A riqueza total de ambas as comunidades parasitárias, foi de 19 táxons de parasitos, sendo cinco endoparasitos e 14 ectoparasitos, incluindo representantes dos grupos: Protozoa, Monogenea, Trematoda, Cestoda, Hirudinea e Crustacea. A comunidade parasitária diferiu entre exemplares silvestres e cultivados, com uma dissimilaridade de 61,7%. Maiores abundâncias foram observadas para táxons de ectoparasitos, em comparação com endoparasitos, em ambos os grupos de peixes. Todos os táxons de endoparasitos encontrados ocorreram em exemplares silvestres, desses, apenas metacestóides de Cyclophyllidea foram observados nos cultivados. *Enterogyrus* sp.1, *Enterogyrus* sp.2, *Austrodiplostomum compactum*, cistos de Digenea gen. sp. e Glossiphoniidae, ocorreram exclusivamente nos exemplares silvestres, os demais táxons de parasitos foram compartilhados entre os grupos de peixes. Foram observadas colônias de zoóides de *Epistylis* sp. em todos os exemplares de *Dolops carvalhoi* coletados de *O. niloticus* cultivados e silvestres. Três exemplares silvestres apresentaram relação epibiônica entre *D. carvalhoi* e *Epistylis* sp., em coocorrência com colônias de zoóides de *Epistylis* sp. parasitando diretamente a pele dos hospedeiros. Ectoparasitos foram os mais prevalentes e abundantes em ambos os grupos de peixes devido a seu ciclo monoxeno e facilidade de transmissão, por meio de contato direto entre os potenciais hospedeiros. Exemplares silvestres são mais propensos a infecção por endoparasitos, devido à exploração de zonas de sedimentação e bordas do reservatório, possibilitando o contato direto com ovos e larvas de parasitos, transmitidos via cadeia trófica ou por penetração ativa. Este estudo apresenta duas interações parasitárias importantes, a associação epibiônica entre *D. carvalhoi* e *Epistylis* sp., ambos encontrados parasitando *O. niloticus* silvestres e cultivados (já publicado), e o primeiro relato de metacestóide de Cyclophyllidea parasitando *O. niloticus* silvestres e cultivados no Brasil. Ressalta-se que avaliações periódicas de exemplares silvestres, tanto de espécies de peixes com potencial de cultivo, quanto outras espécies silvestres que habitam as adjacências dos tanques podem contribuir para prevenção e melhor controle de infecções/infestações parasitárias nos sistemas de cultivo, bem como para prevenção da dispersão de parasitos e outros patógenos.

PALAVRAS-CHAVES: Espécie invasora; Cichlidae; Parasito; Sanidade; Zoonoses.

ABSTRACT

Cage fish farms increase organic matter and nutrients in the local ecosystem. As a result, wild organisms are attracted close to the cages, increasing the chances of contact with farmed fish, which can cause the transmission of pathogens and parasites. The objective was to compare possible differences in the composition and structure of parasitic communities between wild and farmed *Oreochromis niloticus* in cage fish farm in the Ilha Solteira reservoir, Grande River, SP. Fifty wild and 50 farmed *O. niloticus* were collected, euthanized, and necropsied to remove the organs (eyes, liver, swim bladder, stomach, spleen, heart, intestine, gills, and muscles). All organs were analyzed, and the parasites were quantified and identified to the lowest possible taxonomic level. The total richness of both parasitic communities was 19 parasite taxons, five of which were endoparasites and 14 ectoparasites, including representatives of Protozoa, Monogenea, Trematoda, Cestoda, Hirudinea and Crustacea. The parasite community differed between wild and farmed exemplars, with a dissimilarity of 61.7%. In general, ectoparasite taxons had greater abundances than endoparasites in both groups of fish. All endoparasite taxons were found in the wild specimens, and only metacestodes of the Cychlophyllidae were observed in farmed. *Enterogyrus* sp.1, *Enterogyrus* sp.2, *Austrodiplostomum compactum*, Digenea gen. sp. cysts, and the Glossiphoniidae occurred exclusively in the wild. The remaining parasite taxons were shared between the groups of fish evaluated. Zooid colonies of *Epistylis* sp. were also observed in all specimens of *Dolops carvalhoi* collected from wild and farmed *O. niloticus*. Three wild exemplars of *O. niloticus* showed an epibiotic relationship between *D. carvalhoi* and *Epistylis* sp., in co-occurrence with zooid colonies of *Epistylis* sp., directly parasitizing the hosts' skin. Ectoparasites were the most prevalent and abundant organisms in the wild and farmed *O. niloticus* due to their monoxenic cycle and ease of transmission through direct contact between potential hosts. Wild specimens are more likely to become infected by endoparasites due to the exploration of sedimentation zones and reservoir edges, enabling direct contact with parasite eggs and larvae transmitted via the trophic chain or by active penetration. This study presents two important parasitic interactions, the epibiotic association between *D. carvalhoi* and *Epistylis* sp., both parasitized wild and farmed *O. niloticus* (already published), and the first report of a metacestode from Cyclophyllidea parasitizing wild and farmed *O. niloticus* in Brazil. It is noteworthy that periodic assessments of wild specimens, both fish species with potential for farm and other wild species that inhabit the vicinity of cages, can contribute to the prevention and better control of infections/parasitic infestations in farm systems and the spread of parasites and other pathogens.

KEYWORDS: Invasive species; Cichlidae; Parasite; Sanity; Zoonoses.

INTRODUÇÃO

A aquicultura é um importante setor de produção de alimentos, no qual as pisciculturas, responsáveis pela produção de peixes, vem se destacando mundialmente (FAO, 2020). O consumo de peixes, aumentou globalmente de 1961 a 2017 a uma taxa média anual de 3,1%, quase o dobro do crescimento anual da população (1,6%) (FAO, 2020), sendo *Oreochromis niloticus* Linnaeus, 1758 (Cichliformes: Cichlidae) uma das principais espécies produzidas (FAO, 2020). A alta produção de *O. niloticus* está atrelada ao seu rápido crescimento, carne com boas características organolépticas, alta flexibilidade alimentar (FURUYA, 2010) e boa adaptação a diversas condições ambientais (CANONICO *et al.*, 2005; EL-SAYED, 2020). Neste contexto, para que a alta demanda por produtos aquícolas seja atendida, a indústria precisa ser gerida de forma sustentável. Por isso, nos últimos anos, grande atenção foi direcionada ao manejo de ecossistemas e à produção sustentável neste setor (NAYLOR *et al.*, 2021).

Sistemas intensivos de produção, como as pisciculturas em tanque-redes, propiciam aumento de matéria orgânica e nutrientes no ecossistema local (NOBILE *et al.*, 2020; PORTINHO *et al.*, 2021). Com isso, espécies silvestres podem ser atraídas para perto dos tanques (BRANDÃO *et al.*, 2021; KLIEMANN *et al.*, 2022), aumentando as chances de contato com os peixes cultivados, podendo ocasionar trocas de patógenos e parasitos (PEELER; FEIST, 2011; BOUWMEESTER *et al.*, 2021). Pode ocorrer, também, escapes acidentais de exemplares de *O. niloticus* dos tanques para o ambiente natural (AZEVEDO-SANTOS; RIGOLIN-SÁ; PELICICE, 2011), aumentando as chances de introduzir novos patógenos e parasitos no ambiente (JIMÉNEZ-GARCÍA; VIDAL-MARTÍNEZ; LÓPEZ-JIMÉNEZ, 2001; TORCHIN *et al.*, 2003; COELHO; HENRY, 2017).

Diversos grupos de parasitos já foram registrados em *O. niloticus*, tais como monogenéticos, protozoários, crustáceos digenéticos, cestóides, nematóides e acantocéfalos (ZAGO *et al.*, 2014; ZHANG *et al.*, 2019; BLAHOUA *et al.*, 2020; SHINN *et al.*, 2023). Agentes patogênicos, como monogenéticos e protozoários (ROBERTS, 2012; ACOSTA *et al.*, 2016), podem atingir rapidamente grande número de hospedeiros, causando grandes infestações e amplificando seu potencial patogênico (OSTRENSKY; BOEGER, 1998). Quando esses parasitos estão em alta abundância nos hospedeiros, podem causar hiperplasia das células e mucosas, hemorragia intersticial, reações inflamatórias e necrose nos filamentos branquiais (VENTURA *et al.*, 2018).

Quando infestam excessivamente as brânquias, podem causar produção excessiva de muco, reduzindo a capacidade respiratória e acarretando a morte dos peixes por falta de oxigênio (ACOSTA *et al.*, 2016). Além disso, podem ocasionar graves lesões na pele em função da intensidade da parasitose, facilitando infecções secundárias causadas por bactérias e fungos (VALLADÃO, 2022). Os endoparasitos também são causadores de diversas lesões em tecidos e órgãos, devido aos aparatos

de fixação (LUQUE, 2004; ACOSTA *et al.*, 2016). Podem perfurar e invadir tecidos e órgãos durante a migração das larvas no hospedeiro (THATCHER, 2006) e, quando em altas intensidade de infecções, podem causar obstrução e perfuração intestinal (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006; ACOSTA *et al.*, 2016), além de hemorragias (THATCHER; BRITES NETO, 1994).

A ocorrência de parasitos, principalmente em sistemas de cultivos, pode provocar danos à saúde dos peixes e prejuízos econômicos aos produtores (LUQUE, 2004), além de afetar a população consumidora, visto que algumas espécies de parasitos apresentam potencial zoonótico e importância para saúde pública (PAVANELLI *et al.*, 2015). Por isso, é necessário a realização de estudos parasitários em peixes, sobretudo aqueles cultivados em sistema intensivo e destinados ao consumo humano, como *O. niloticus* e outras espécies com potencial para cultivo e comercialização, adicionando informações sobre os possíveis parasitos que afetam sistemas de cultivos.

Tendo em vista a possibilidade de trocas de parasitos e patógenos entre exemplares cultivados e silvestres (PEELER; FEIST, 2011; BOUWMEESTER *et al.*, 2021), as avaliações dos exemplares silvestres, tanto de espécies de peixes com potencial de cultivo, quanto outras espécies silvestres que habitam as adjacências dos tanques, também podem contribuir para prevenção e melhor controle de infecções/infestações parasitárias. Em consequência, pode otimizar o rendimento econômico e sanidade de peixes cultivados, colaborando com aspectos relacionados a saúde pública.

OBJETIVO GERAL

Comparar possíveis diferenças na composição e estrutura das comunidades parasitárias entre *O. niloticus* silvestres e cultivados em um sistema de piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, São Paulo.

Objetivos específicos

- 1) Caracterizar a composição da fauna parasitária exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivados;
- 2) Determinar os descritores ecológicos do parasitismo (prevalência, intensidade média de infecção/infestação e abundância média) para cada táxon de parasito componente das comunidades de exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivados e compará-las;
- 3) Determinar a riqueza, a diversidade, equabilidade e dominância parasitária de exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivados e compará-las;

HIPÓTESES

- 1) A comunidade componente parasitária de exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivados diferem entre si, devido as diferenças na obtenção de recursos, principalmente alimentares, associada ao acesso a diferentes recursos alimentares e utilização do hábitat.
- 2) Exemplares de *O. niloticus* silvestres apresentam maior riqueza e diversidade parasitária, devido a maior possibilidade de exploração do habitat, acessando diferentes microhabitats, com maiores chances de contato com outras espécies de peixes silvestres, além dos exemplares cultivados de sua espécie, e por maiores chances de contato e consumo de organismos bentônicos e pelágicos, que atuam como hospedeiros intermediários no ciclo biológico de algumas espécies de parasitos.

EXPECTATIVAS

Esperamos demonstrar que o acesso a diferentes habitats, e consequente diferenças na dieta, podem influenciar a composição e estrutura das comunidades parasitárias. Exemplares silvestres podem possuir maior riqueza e diversidade de parasitos, devido ao maior contato com os peixes cultivados e outras espécies de peixes silvestres, aumentando as chances de infestações por ectoparasitos. Ainda, por explorarem as zonas de sedimentação e margens dos rios, podem ter contato direto com ovos e larvas de parasitos, transmitidos via cadeia trófica ou por penetração ativa.

MATERIAIS E MÉTODOS

Área de estudo

O reservatório de Ilha Solteira, formado em 1965, está localizado na confluência dos rios Grande, Paranaíba e Paraná, seu principal rio formador (Figura 1). Possui regime de operação hidráulica de acumulação, com profundidade média de 17,6 m, volume máximo de $21.060 \times 10^6 \text{ m}^3$, vazão média de $5206 \text{ m}^3 \cdot \text{s}^{-1}$, tempo de residência de 46,7 e bacia hidrográfica com 1.195 km^2 de área (DAVID *et al.*, 2015).

As coletas foram realizadas em uma piscicultura em tanques-rede (empreendimento privado) no município de Santa Clara D'Oeste, São Paulo, no braço Can-Can (vazão média anual = $1,76 \text{ m}^3/\text{s}$), rio Grande (Figura 1). Este empreendimento atua na criação de *O. niloticus*, e possuía, na época da coleta, aproximadamente 230 tanques de 18 m^3 (densidade em janeiro de 988 kg/tanque e em julho de 986 kg/tanque) e 18 tanques de 144 m^3 (densidade em janeiro de 5788 kg/tanque e em julho de 6135 kg/tanque) e uso diário médio de ração de 4.375 kg/dia no período avaliado (*inf. pess.* Proprietário da Piscicultura).

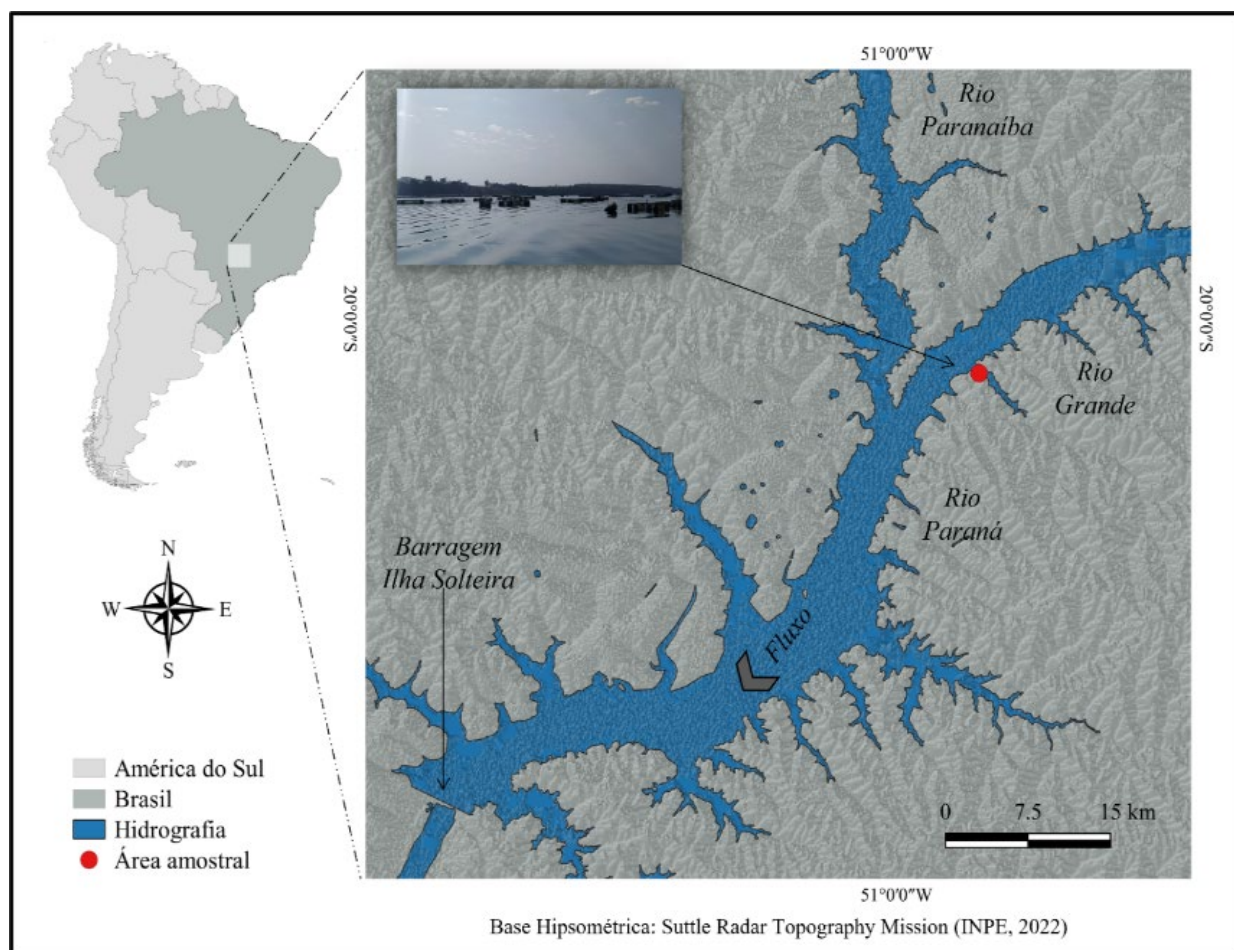


Figura 1. Área de amostragem no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, Bacia do Alto Rio Paraná, São Paulo, Brasil (51°55'59.65"O e 20°02'30.54"S).

Coleta do material biológico

Foram realizadas duas coletas no ano de 2017 (janeiro e julho), no qual 100 exemplares de *O. niloticus* foram coletados, sendo 50 animais por coleta (25 exemplares silvestres e 25 cultivados), sendo que em ambas, os exemplares cultivados, estavam em fase final de engorda e jejum (48 horas de privação alimentar) para a despesca no mesmo dia da coleta e posterior transporte (*inf. pess.* Proprietário da Piscicultura).

Os exemplares silvestres, foram coletados com auxílio de tarrafa (malhagem com 100 mm entre nós não adjacentes), na área marginal distante, aproximadamente 100 m da primeira linha de tanques. Os exemplares cultivados, foram coletados com auxílio de puçá, em um tanque de cultivo localizado em área central da piscicultura, escolhido aleatoriamente. Apenas um exemplar do total coletado era fêmea, sendo que os demais eram machos adultos.

Todos os exemplares foram eutanasiados em solução de benzocaína 0,5% (Parecer do Comitê de Ética no Uso de Animais – CEUA nº 19/2016 e Autorização do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade – SISBIO nº 56809-1). Tiveram mensurados a massa total com auxílio de balança (0,01 g) e comprimento padrão, utilizando ictiômetro (0,1 cm).

Posteriormente, foram necropsiados para a retirada dos órgãos (olhos, bexiga natatória, fígado, estômago, vesícula biliar, baço, coração, intestino, brânquias e musculatura) para avaliações parasitárias. Somente os estômagos foram fixados em formol 4% e conservados em álcool 70% até o momento das análises, devido às análises de dieta.

Análises laboratoriais

Para as análises de ectoparasitos de pele, ainda em campo, foi realizada uma inspeção visual da superfície corporal de todos os peixes. Posteriormente, os peixes foram submetidos a raspados de pele para coleta do muco. Para isso, foi feito uma padronização de quatro lâminas para microscopia por peixe, sendo duas para cada lado do corpo do animal. As lâminas foram analisadas a fresco, para identificação e quantificação de protozoários e monogenéticos e em seguida, foram montadas lâminas permanentes impregnadas com nitrato de prata 2% (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006; PAGLIARINI, 2019). *Trichodina* spp., corresponde aos trichodinídeos, *Trichodina magna* Van As and Basson, 1989 e *T. compacta* Van As and Basson, 1989, devido a contagem ter sido realizada em campo, a fresco, não sendo possível confirmar com precisão a identificação de cada exemplar (PAGLIARINI, 2019).

Para as análises de monogenéticos branquiais, foi realizada uma padronização para quantificar e determinar a abundância de cada táxon de monogenético encontrado, devido à alta abundância e a inviabilidade da montagem de todos os exemplares. Assim, foram separados três arcos branquiais

de forma aleatória, acondicionados em frascos com água, e agitados para o desprendimento dos parasitos. Esse conteúdo foi analisado com auxílio de estereomicroscópio, e os primeiros 30 parasitos monogenéticos encontrados foram montados individualmente em lâminas semipermanentes, utilizando Hoyer, Grey & Wess (KRITSKY; THATCHER; BOEGER, 1986; EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006), e/ou glicerina com picrato de amônio (GAP) (ERGENS, 1969), para a diafanização e posterior estudo das estruturas esclerotizadas (complexo copulatório e barras, ganchos e âncoras do haptor).

Após a montagem das lâminas, o restante dos arcos branquiais também foi analisado, e os parasitos coletados, quantificados e armazenados em frascos com álcool 70%. Depois, realizou-se uma extrapolação da abundância (por meio de regra de três) para cada espécie de monogenético, considerando-se a abundância total de monogenéticos encontrados em cada hospedeiro. Em relação aos crustáceos, alguns exemplares foram montados em lâminas para microscopia em meio Hoyer ou Grey & Wess (KRITSKY; THATCHER; BOEGER, 1986; EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006), ou preservados em etanol 70%.

Para as análises de endoparasitos encistados na musculatura, o tecido muscular foi analisado por meio de uma mesa de inspeção (*candling table*). Essa mesa possui uma superfície de vidro com aproximadamente 5 mm de espessura e 45% de transparência (ligeiramente fosca), com incidência de luz branca por baixo da placa de vidro, permitindo a verificação de possíveis cistos de parasitos no tecido muscular. Posteriormente, todos os demais órgãos (olhos, fígado, estômago, vesícula biliar, bexiga natatória, baço, coração e intestino) foram examinados sob estereomicroscópio e os parasitos coletados e quantificados.

Alguns exemplares de monogenéticos endoparasitos foram diafanizados em meio Hoyer ou Grey & Wess (KRITSKY; THATCHER; BOEGER, 1986; EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006), ou preservados em etanol 70%. Exemplares de hirudíneos foram montados em lâminas semipermanentes em meio Hoyer, e outros corados com Carmalúmen de Mayer e montados em lâminas temporárias com Eugenol.

Fases larvais de digenéticos foram comprimidos entre lâmina e lamínula e posteriormente corados com Carmalúmen de Mayer e montados em lâminas temporárias com Eugenol. Exemplares de cestoides também foram comprimidos entre lâmina e lamínula, e posteriormente corados com Tricrômico de Gomori e montados em lâminas permanentes com Bálsamo do Canadá. Outros exemplares de cestoides foram montados em lâminas semipermanente em meio Hoyer (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006).

As análises morfológicas e morfométricas dos parasitos foram realizadas utilizando o sistema computadorizado de análise de imagem com contraste de fase – LAS V3 (Leica Application Suite) e

microscópio estereoscópio com câmera acoplada (Leica Application Suite). Todos os parasitos foram identificados até o menor nível taxonômico possível, com auxílio de chaves de identificação, guias de referência e artigos pertinentes. A classificação dos parasitos empregada está em consonância com a base de dados WoRMS (World Register of Marine Species) (WORMS EDITORIAL BOARD, 2024).

Exemplares testemunhos dos peixes foram depositados na Coleção de Peixes do Departamento de Zoologia (DZSJRP), do Instituto de Biociências, Letras e Ciências Exatas, da Universidade Estadual Paulista, em São José do Rio Preto, São Paulo (*Oreochromis niloticus* DZSJRP-Pisces 21357). Exemplares testemunhos dos parasitos serão depositados na Coleção Helminológica do Departamento de Parasitologia (CHIBB), pertencente ao Instituto de Biociências (IBB), da Universidade Estadual Paulista (UNESP), Câmpus de Botucatu – SP, com exceção dos exemplares testemunhos de *Dolops carvalhoi* Lemos de Castro, 1949 e *Epistylis* sp. (ambos em epibiose), os quais já foram depositados (CHIBB 8517–8520).

Análise dos dados

Todas as análises foram realizadas no ambiente de programação RStudio (RSTUDIO TEAM, 2022), adotando o valor de significância de $p < 0,05$. Inicialmente foi verificado a suficiência amostral da comunidade parasitária de *O. niloticus* silvestres e cultivados. Para isso, foi feita uma curva de diversidade cumulativa (*eixo x*: indivíduos de *O. niloticus* amostrados; *eixo y*: número cumulativo de táxons de parasitos), utilizando a função ‘specaccum’ do pacote vegan (OKSANEN *et al.*, 2022).

A massa e o comprimento padrão foram testados entre os entre *O. niloticus* silvestres e cultivados. Para isso, foi verificado a homocedasticidade e normalidade dos dados, utilizando as funções *bartlett.test* e *shapiro.test*, respectivamente. De acordo com os resultados, os dados foram comparados por meio do teste-*t* ou Mann-Whitney (teste-*U*), utilizando as funções *t.test* ou *wilcox.test*, respectivamente

Para cada táxon de parasito foi calculada a prevalência (P), que corresponde ao número total de peixes parasitados por uma determinada espécie de parasito dividido pelo número de peixes examinados na amostra, expresso em porcentagem (BUSH *et al.*, 1997). As prevalências foram testadas entre exemplares silvestres e cultivados por meio do teste de proporção G, aplicado apenas para as espécies de parasitos com prevalência igual ou superior a 5%, em ambos os grupos de peixes. Calculou-se também, para cada táxon de parasito, a intensidade média de infecção/infestação (IMI, que é o número total de parasitos de uma determinada espécie dividido pelo número de peixes parasitados por essa mesma espécie de parasito, e a abundância média (AM), que corresponde ao número total de parasitos de uma determinada espécie dividido pelo número de peixes examinados

(incluindo hospedeiros infectados e não infectados) (BUSH *et al.*, 1997).

Os critérios para caracterização da intensidade do parasitismo por *Epistylis* sp. nos peixes analisados foi determinado pelas pontuações de 1 a 4 (PÁDUA *et al.*, 2013), com base na presença e número de camadas de zoóides.

A primeira hipótese “*A comunidade componente parasitária de exemplares de O. niloticus silvestres e cultivados diferem entre si, devido as diferenças na obtenção de recursos, principalmente alimentares, associada ao acesso a diferentes recursos alimentares e utilização do habitat.*”, foi testada utilizando a Análise Multivariada de Variância Permutacional (PERMANOVA *one-way*), utilizando a função ‘adonis2’, e empregando a distância de Bray-Curtis, com 999 permutações aleatórias (ANDERSON, 2001), com auxílio da função ‘vegdist’. Em caso de a PERMANOVA ser significativa ($p < 0,05$), foi aplicada uma Análise de Permutação de Dispersão Multivariada (PERMDISP), também utilizando a distância de Bray-Curtis, com 999 permutações aleatórias (ANDERSON, 2006), utilizando a função ‘betadisper’ (vegan, OKSANEN *et al.*, 2022).

A PERMDISP, mede a distância de cada indivíduo em relação à mediana multivariada de seu grupo, avaliando as diferenças de distância à mediana espacial entre os grupos testados. A distância do centroide é calculada por meio de uma análise de coordenadas principais (PCoA) (ANDERSON, 2006). Essa análise foi aplicada, a fim de confirmar se as diferenças encontradas estão relacionadas aos fatores analisados, neste caso, a composição das comunidades parasitárias entre exemplares silvestres e cultivados (PERMDISP; $p > 0,05$), ou somente relacionadas à dispersão dos dados (PERMDISP, $p < 0,05$) (ANDERSON, 2006). Em caso de as comunidades parasitárias serem diferentes ($p < 0,05$), foi aplicado o método de Porcentagem de Similaridade (SIMPER *overall pool*) (CLARKE, 1993), utilizando a distância de Bray-Curtis (ANDERSON, 2006), para os mesmos conjuntos de dados, a fim de verificar a contribuição de cada espécie de parasito para as diferenças encontradas, utilizando a função ‘simper’. A PERMANOVA, a PERMDISP e a SIMPER, foram feitas com auxílio do pacote vegan (OKSANEN *et al.*, 2022).

A segunda hipótese “*Exemplares de O. niloticus silvestres apresentam maior riqueza e diversidade parasitária, devido a maior possibilidade de exploração do habitat, acessando diferentes microhabitats, com maiores chances de contato com outras espécies de peixes silvestres, além dos exemplares cultivados de sua espécie, e por maiores chances de contato e consumo de organismos bentônicos e pelágicos, que atuam como hospedeiros intermediários no ciclo biológico de algumas espécies de parasitos*”, foi testada calculando-se para cada grupo de peixes (silvestres e cultivados), a Riqueza taxonômica (S) e a Diversidade de Shannon-Wiener (H’). A riqueza corresponde ao número de espécies em uma comunidade, calculada como o número absoluto de espécies de parasitos para cada grupo de peixe amostrado (FISHER; CORBET; WILLIAMS, 1943; KREBS, 2014). Já a

diversidade considera o número de espécies (riqueza) que existem na amostra e o número de indivíduos (abundância) que existe para cada uma das espécies (MARGALEF, 1957; SHANNON, 1948; KREBS, 2014). Assim, quanto maior for o valor de H' , maior será a diversidade, sendo que para isso foi utilizada a função ‘diversity’ do pacote vegan (OKSANEN *et al.*, 2022).

Adicionalmente, foi calculada a Equabilidade de Pielou (J) e a Dominância de Simpson (D), ambos calculados manualmente utilizando o console do RStudio (RSTUDIO TEAM, 2022). A equabilidade é derivada do índice de Shannon-Wiener e permite representar a uniformidade da distribuição dos indivíduos entre as espécies existentes na comunidade, variando de 0 a 1, no qual 1 indica que todas as espécies são igualmente abundantes dentro da comunidade, demonstrando a ausência de dominância (PIELOU, 1966). Enquanto a dominância, calcula a predominância de uma ou mais espécies em uma determinada comunidade, assim, uma comunidade com menor diversidade terá uma maior dominância, com valores próximos de 1 (SIMPSON, 1949).

Todos os índices foram testados entre exemplares silvestres e cultivados, verificando a homocedasticidade e normalidade dos dados, utilizando as funções ‘bartlett.test’ e ‘shapiro.test’, respectivamente. Baseado nos resultados, os grupos foram comparados utilizando o teste-*t* ou Mann-Whitney (Teste-*U*), pelas funções ‘t.test’ ou ‘wilcox.test’, respectivamente.

A diversidade beta foi calculada entre as comunidades parasitárias de exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivados, utilizando a distribuição de Baselga (baseado no índice de Sorensen), que calcula a dissimilaridade baseada na abundância (BASELGA, 2013), com auxílio da função ‘beta.div.comp’, do pacote adespatial (DRAY *et al.*, 2023). Essa diversidade é definida como a extensão da mudança, ou grau de diferenciação da composição da comunidade (WHITTAKER, 1960). Os valores variam de 0 a 1, quanto mais próximo de 1, significa que os grupos comparados (silvestres e cultivados) compartilham mais espécies. A diversidade beta pode refletir dois fenômenos, a substituição de espécies (*turnover*) de uma comunidade para outra, e a perda de espécies ou aninhamento (*nestedness*), caracterizado pela comunidade menos rica, como sendo um subconjunto da comunidade mais rica (BASELGA, 2010, 2012).

RESULTADOS

Para ambos os grupos de *O. niloticus*, silvestres e cultivados, houve suficiência amostral para caracterizar as comunidades parasitárias (Figura 2). Os dados biométricos estão descritos na Tabela 1. Todos os peixes analisados estavam parasitados por pelo menos um táxon de parasito. Nenhum dos peixes analisados apresentaram larvas encistadas na musculatura. Dados P, IMI, AM e sítio de infecção/infestação dos parasitos são apresentados na Tabela 2.

Tabela 1. Dados biométricos de exemplares de *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em piscicultura em tanques-rede, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. Número amostral (N); comprimento padrão (CP); massa total (MT); mínimo e máximo (Min–Max); erro padrão (EP). ^{a,b} diferenças significativas entre os grupos de peixes ($p < 0,05$).

Grupos	Silvestres		Cultivados	
Dados Biométricos	CP (cm)	MT (g)	CP (cm)	MT (g)
N	20	20	20	20
Média±EP	26,78 ± 1,16 ^a	777,74 ± 93,80 ^a	28,58 ± 0,29 ^b	981,27 ± 37,75 ^b
Min–Max	20,00 – 40,80 ^a	262,25 – 2189,16 ^a	26,00 – 31,00 ^b	662,02 – 1323,51 ^b

A riqueza total, considerando as comunidades parasitárias dos exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivados, foi de 19 táxons de parasitos, sendo cinco táxons de endoparasitos e 14 de ectoparasitos, incluindo representantes dos grupos: Protozoa (Ciliophora), Monogenea, Trematoda, Cestoda, Annelida (Hirudinea) e Crustacea (Tabela 2). A comunidade parasitária dos exemplares silvestres foi composta pelos 19 táxons, enquanto a dos cultivados foi composta por 14 táxons, contudo não foi observada diferença significativa para riqueza entre os grupos amostrais ($S, U = 1006$, $p = 0,08$).

Todos os táxons de endoparasitos encontrados foram relatados nos exemplares silvestres. Nos cultivados, o único endoparasito observado foi metacestóides de Cyclophyllidae (Figura 3). *Enterogyrus* sp.1 (Figura 4), *Enterogyrus* sp.2 (Figura 5), metacercárias de *Austrodiplostomum compactum* Lutz, 1928 (Figura 6), cistos de Digenea gen. sp.; e Glossiphoniidae (Figura 7), ocorreram exclusivamente nos peixes silvestres. Os demais táxons de parasitos foram compartilhados entre os silvestres e cultivados.

Colônias de zoóides de *Epistylis* sp. foram observadas em todos os exemplares de crustáceos argulídeos *D. carvalhoi* (Figuras 8 e 9) coletados de *O. niloticus* silvestres e cultivados. Observou-se ainda, em três exemplares silvestres de *O. niloticus*, a relação epibiônica entre *D. carvalhoi* e *Epistylis* sp., em coocorrência com colônias de zoóides de *Epistylis* sp. parasitando diretamente a pele dos hospedeiros (Figura 10).

Zoóides de *Epistylis* sp. também foram observados na pele de exemplares silvestres e cultivados, ambos com $P = 38\%$ (Tabela 2). Dentre os exemplares cultivados que estavam parasitados por *Epistylis* sp., 7,9% foram classificados com escore 4, com hospedeiros apresentando colônias multifocais com dimensões grandes, facilmente vistas a olho nu, e os demais classificados entre os escores 2 e 3, com infestação moderada. Quanto aos exemplares silvestres parasitados, 5,3% foram classificados com escore 4 e também tinham colônias de *Epistylis* sp. multifocais com grandes

dimensões, além de lesões múltiplas na pele, enquanto 7,9% estavam dentro do escore 3, com pequenas colônias observadas a olho nu. O restante apresentou escore 2, com grandes quantidades de zoóides organizados em colônias e observados com o auxílio de um microscópio (PAGLIARINI, 2019; PAGLIARINI *et al.*, 2019). Ainda, outro crustáceo encontrado foi *Lamproglana monodi* Capart, 1944 (Figura 11), que apresentou maior abundância nos peixes silvestres (Tabela 3).

A composição das comunidades parasitárias de *O. niloticus* silvestres e cultivados apresentaram diferenças (PERMANOVA DF = 1; F = 2,98; p = 0,01), devido a variação relacionada a composição média dentro das comunidades (PERMDISP DF = 1; F = 21,8; p = 0,001) (Figura 12). A dissimilaridade entre as comunidades correspondeu a 61,7%, e os táxons que mais contribuíram com essa diferença foram *Cichlidogyrus cirratus* Paperna, 1964 (= *Cichlidogyrus mbirizei*) (25,3%) (Figura 13), *Cichlidogyrus sclerosus* Paperna & Thurston, 1969 (12,8%) (Figura 14) e *Trichodina* spp. (9,7%) (Figura 15) (Tabela 3).

A comunidade parasitária dos peixes cultivados apresentou maior diversidade e equabilidade (H = 1,57; P = 0,58) e menor dominância (D = 0,25) em comparação com os silvestres (H = 1,46; P = 0,48; D = 0,35) (H, U = 1551, p = 0,03; P, U = 1755, p = 0,0005 e D, U = 1599, p = 0,01). A diversidade beta entre as áreas foi de 0,63, demonstrando compartilhamento médio de espécies entre as comunidades, com uma taxa de substituição de 0,35 e aninhamento de 0,27.

Maiores prevalências, tanto para os silvestres quanto para os cultivados, ocorreram para os táxons de parasitos das famílias Trichodinidae e Ancyrocephalidae (Tabela 2). Diferenças nas prevalências entre os grupos de peixes avaliados ocorreram para *Trichodina* spp. (Figura 15), *Cichlidogyrus halli* (Price & Kirk, 1967) Paperna, 1979 (Figura 16) e *C. sclerosus*, com maiores prevalências para os cultivados, e *Cichlidogyrus tilapia* Paperna, 1960 (Figura 17) com maior prevalência para os silvestres (Tabela 2 e 4). Para *Epistylis* sp., *C. cirratus*, *Cichlidogyrus thurstonae* Ergens, 1981 (Figura 18); *Scutogyrus longicornis* (Paperna & Thurston, 1969) Pariselle & Euzet, 1995 (Figura 19) e *Gyrodactylus* sp. (Figura 20), não foram observadas diferenças (Tabela 2 e 4).

Maiores abundâncias foram observadas para táxons de ectoparasitos, em comparação com endoparasitos, em ambos os grupos de peixes, no qual, *C. cirratus*, *C. sclerosus*, *Trichodina* spp., *S. longicornis*, *C. halli*; *C. thurstonae*, foram os táxons mais abundantes (Tabela 3).

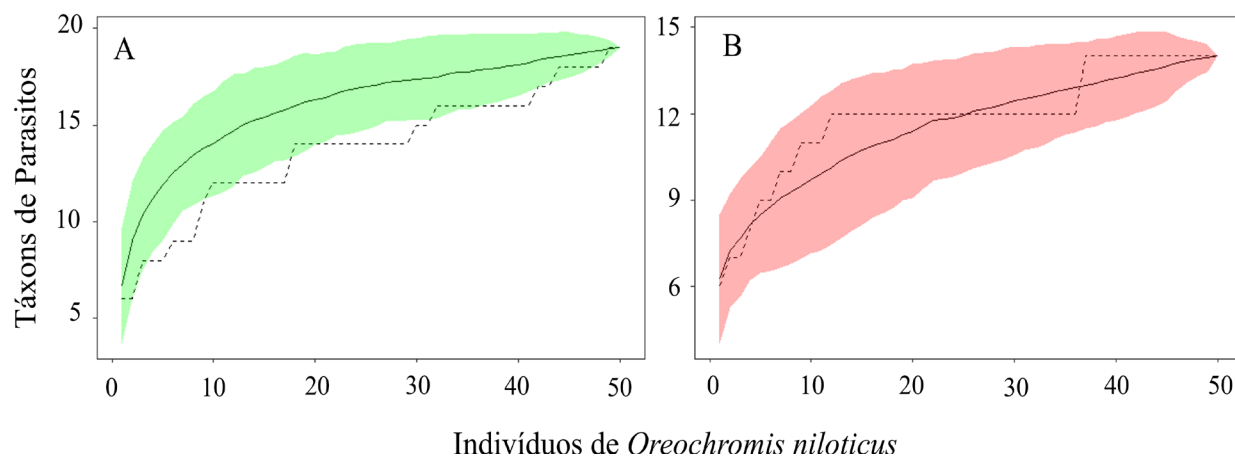


Figura 2. Curva de diversidade cumulativa das comunidades parasitárias de exemplares de *Oreochromis niloticus*, A) silvestres ($n = 50$) e B) cultivados ($n = 50$) em uma piscicultura em tanques-rede, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. As linhas pontilhadas indicam as curvas do coletor. As linhas contínuas indicam a curva de rarefação, representando a média da reamostragem de amostras agrupadas adicionadas em ordem aleatória. A área sombreada corresponde ao desvio padrão.

Tabela 2. Prevalência (P) em porcentagem, intensidade média de infecção/infestação (IMI) e abundância média (AM), representadas pela média $\pm$ erro padrão e amplitude (valores mínimo – máximo), e sítio de infecção/infestação de parasitos de *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. ^{a,b} diferenças significativas entre os grupos de peixes (teste G, $p < 0,05$). A classificação dos parasitos está em consonância com a base de dados WoRMS (World Register of Marine Species) (WoRMS EDITORIAL BOARD, 2024).

Táxon	Silvestres			Cultivados			Sítio de Infecção/Infestação
	P	IMI	AM	P	IMI	AM	
PROTOZOA							
CILIOPHORA							
Epistylididae							
<i>Epistylis</i> sp.*	38 ^a	-	-	38 ^a	-	-	Pele (muco)
Trichodinidae							
<i>Trichodina</i> spp.**	94 ^a	43,0 ± 20,8 (1 – 982)	40,4 ± 19,6 (0 – 982)	100 ^b	46,5 ± 8,3 (3 – 270)	46,5 ± 8,3 (3 – 270)	Pele (muco)
Ichthyophthiriidae							
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	2	1,0	0,02 ± 0,02 (0 – 1)	6	1,0	0,06 ± 0,03 (0 – 1)	Pele (muco)
MONOGENEA							
Ancyrocephalidae							
<i>Cichlidogyrus cirratus</i>	100 ^a	186,2 ± 40,2 (3 – 1651)	186,2 ± 40,2 (3 – 1651)	100 ^a	100,7 ± 11,5 (5 – 348)	100,7 ± 11,5 (5 – 348)	Brânquias
<i>Cichlidogyrus halli</i>	50 ^a	18,4 ± 6,0 (2 – 147)	9,2 ± 3,2 (0 – 147)	84 ^b	22,3 ± 3,3 (1 – 110)	18,7 ± 3,0 (0 – 110)	Brânquias
<i>Cichlidogyrus sclerosus</i>	56 ^a	69,0 ± 19,8 (1 – 430)	38,6 ± 12,0 (0 – 430)	98 ^b	69,7 ± 14,8 (1 – 466)	68,3 ± 14,6 (0 – 466)	Brânquias
<i>Cichlidogyrus tilapiae</i>	22 ^a	21,0 ± 4,2 (7 – 54)	4,6 ± 1,5 (0 – 54)	8 ^b	7,5 ± 2,1 (3 – 13)	0,6 ± 0,3 (0 – 13)	Brânquias
<i>Cichlidogyrus thurstonae</i>	82 ^a	24,1 ± 5,1 (2 – 161)	19,7 ± 4,4 (0 – 161)	68 ^a	12,4 ± 1,4 (2 – 34)	8,4 ± 1,3 (0 – 34)	Brânquias
<i>Enterogyrus</i> sp. 1	14	2,4 ± 0,3 (1 – 3)	0,3 ± 0,1 (0 – 3)	0	0	0	Estômago
<i>Enterogyrus</i> sp. 2	10	2,2 ± 0,6 (1 – 4)	0,2 ± 0,1 (0 – 4)	0	0	0	Estômago
<i>Scutogyrus longicornis</i>	94 ^a	35,0 ± 10,5 (3 – 483)	31,6 ± 10,0 (0 – 483)	86 ^a	23,8 ± 2,9 (3 – 87)	20,5 ± 2,8 (0 – 87)	Brânquias
Ancyrocephalidae gen. sp. continua	2	1,0	0,02 ± 0,02 (0 – 1)	2	1,0	0,02 ± 0,02 (0 – 1)	Pele (muco)

continuação

Gyrodactylidae

<i>Gyrodactylus</i> sp.	16 ^a	1,4 ± 0,3 (1 – 3)	0,2 ± 0,08 (0 – 3)	12 ^a	8,0 ± 5,9 (1 – 37)	0,9 ± 0,7 (0 – 37)	Brânquias e pele (muco)
-------------------------	-----------------	-------------------	--------------------	-----------------	--------------------	--------------------	-------------------------

TREMATODA

DIGENEA

Digenea ord. fam. gen. sp. (cisto)	2	1,0	0,02 ± 0,02 (0 – 1)	0	0	0	Intestino
------------------------------------	---	-----	---------------------	---	---	---	-----------

Diplostomidae

<i>Austrodiplostomum compactum</i> (metacercária)	2	1,0	0,02 ± 0,02 (0 – 1)	0	0	0	Olho (humor vítreo)
---	---	-----	---------------------	---	---	---	---------------------

CESTODA

Cyclophyllidea fam. gen. sp. (Metacestoide)*	18	-	-	2	-	-	Intestino (serosa)
--	----	---	---	---	---	---	--------------------

ANNELIDA

Hirudinea

Glossiphoniidae gen. sp.	6	1,7 ± 0,3 (1 – 2)	0,1 ± 0,05 (0 – 2)	0	0	0	Pele
--------------------------	---	-------------------	--------------------	---	---	---	------

CRUSTACEA

Argulidae

<i>Dolops carvalhoi</i>	10	2,6 ± 0,9 (1 – 5)	0,3 ± 0,1 (0 – 5)	2	1,0	0,02 ± 0,02 (0 – 1)	Pele
-------------------------	----	-------------------	-------------------	---	-----	---------------------	------

Lernaeidae

<i>Lamproglana monodi</i>	46	4,4 ± 1,0 (1 – 20)	2,0 ± 0,5 (0 – 20)	4	1,0	0,04 ± 0,02 (0 – 1)	Brânquias
---------------------------	----	--------------------	--------------------	---	-----	---------------------	-----------

*Apenas a prevalência foi considerada, dada a inviabilidade da contagem dos exemplares devido a sua alta abundância.

** Corresponde aos trichodinideos, *Trichodina magna* Van As and Basson, 1989 e *T. compacta* Van As and Basson, 1989.

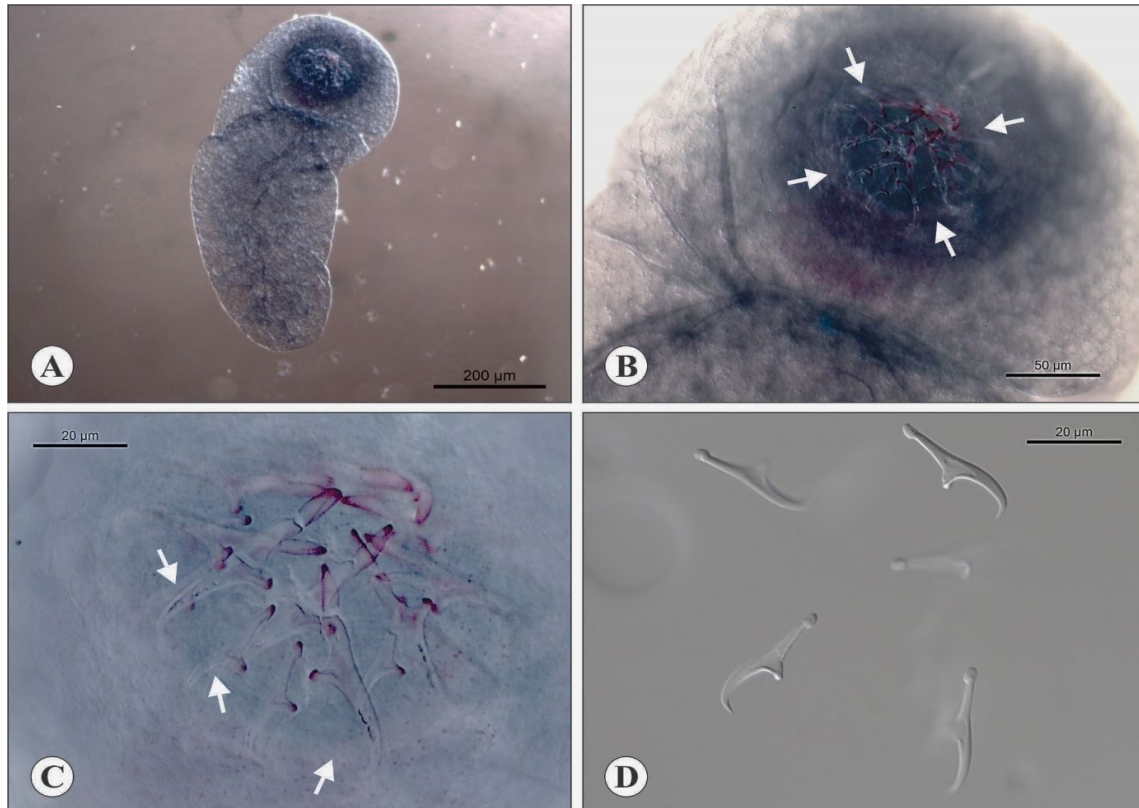


Figura 3. (A–D): Metacestoide de *Cyclophyllidea* fam. gen. sp. (Cestoda), encontrados na serosa intestinal de exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliformes, Cichlidae) silvestres e cultivados em uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista geral (ventral); (B–C) Região anterior, com detalhe da coroa de ganchos; (D) Ganchos de fixação. (A–C) Exemplar corado com Tricrômico de Gomori e montado em lâmina permanente com Bálsamo do Canadá. (D) Exemplar montado em lâmina semipermanente em meio Hoyer (D). Todos os exemplares foram fotografados com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC). Fonte: Pagliarini (2019).

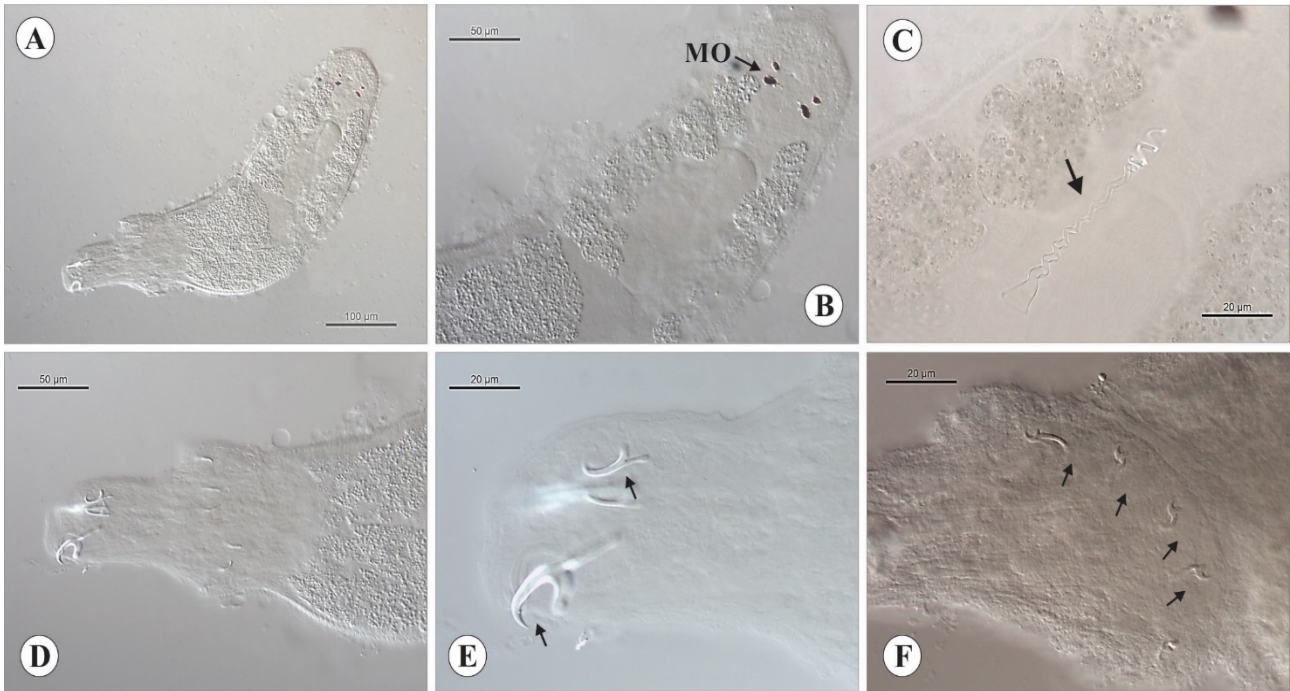


Figura 4. (A–F): *Enterogyrus* sp. 1 (Monogenea: Ancyrocephalidae) encontrados no estômago de exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliformes: Cichlidae) silvestres procedentes das adjacências de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista total; (B) Região anterior, com detalhe das manchas ocelares (MO); (C) Cirro (seta) (= Órgão copulatório masculino); (D–F) Haptor: (E) Detalhe da âncora dorsal (maior) e ventral (menor); (F) Detalhe dos ganchos (setas). (A-F) Exemplar montado em lâmina semipermanente em meio Hoyer e fotografados com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC). Fonte: Pagliarini (2019).

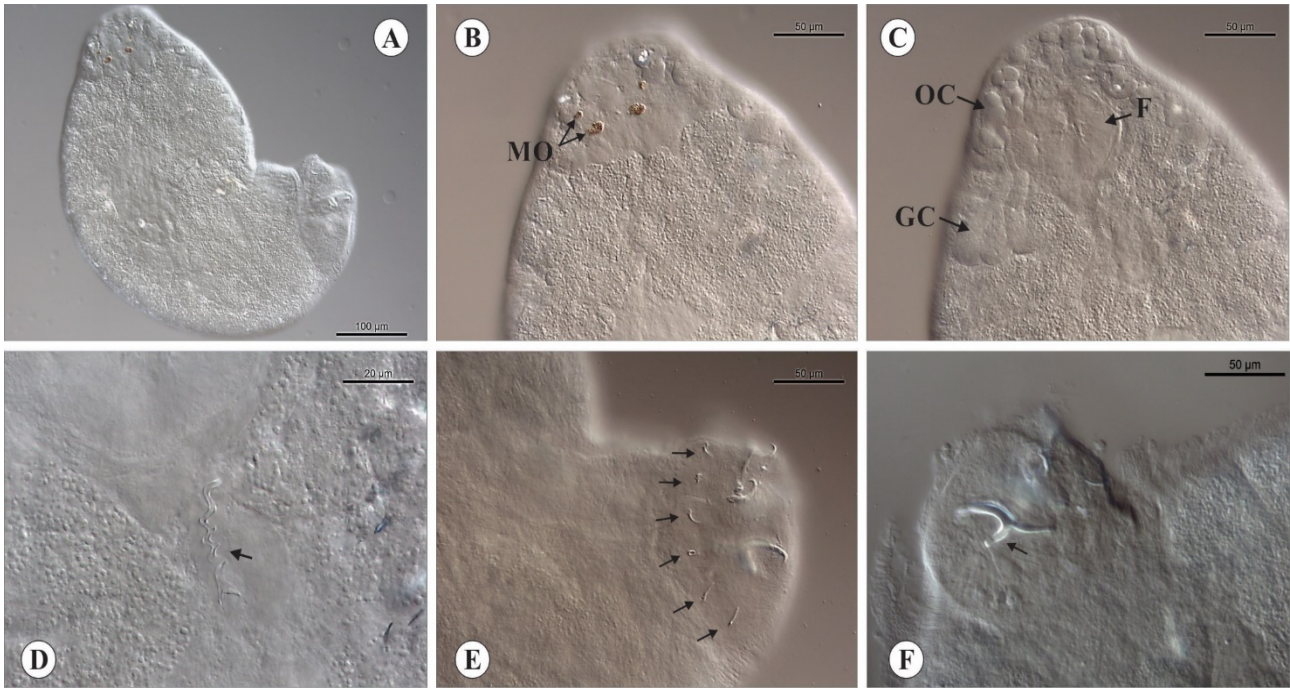


Figura 5. (A–F): *Enterogyrus* sp. 2 (Monogenea: Ancyrocephalidae) encontrados no estômago de exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliformes: Cichlidae) silvestres procedentes das adjacências de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista total; (B–C) Região anterior: (B) Detalhe das manchas oclares (MO); (C) Detalhe das glândulas cefálicas (GC), órgãos cefálicos (OC) e faringe (F); (D) Cirro (seta) (= Órgão copulatório masculino); (E–F) Haptor: (E) Detalhe dos ganchos (setas) e (F) da âncora dorsal (seta). (A–F) Exemplar montado em lâmina semipermanente em meio Hoyer e fotografado com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC). Fonte: Pagliarini (2019).

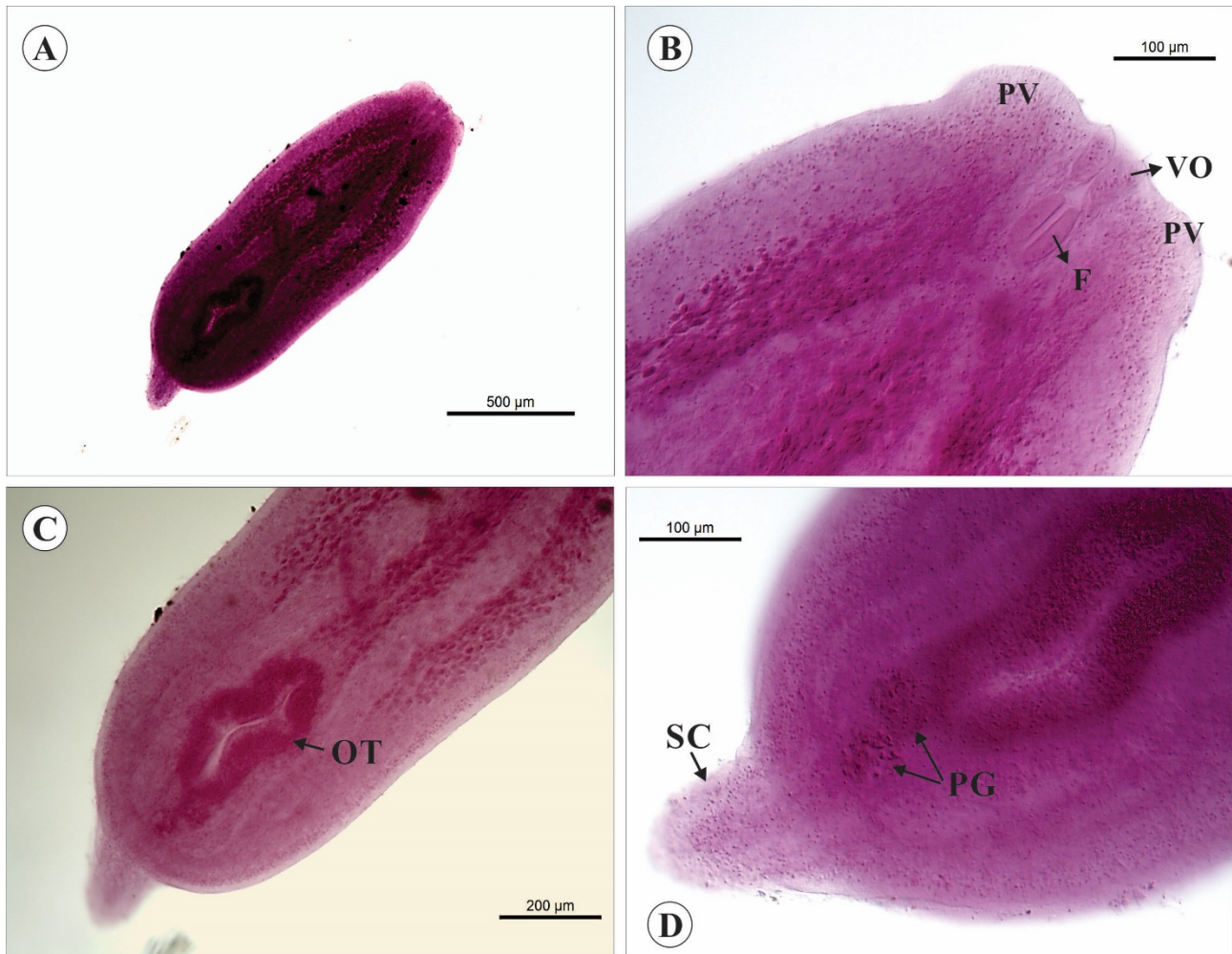


Figura 6. (A–D): Metacercária de *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) Dubois, 1970 (Trematoda: Diplostomidae) encontrado no humor vítreo ocular de exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliiformes: Cichlidae) silvestres procedentes das adjacências de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista geral (ventral), mostrando o corpo bipartido; (B) Região anterior: detalhe da ventosa oral (VO), pseudoventosas (PV) e faringe (F); (C–D) Região posterior: (C) detalhe do órgão tribocítico (OT); (D) detalhe dos primórdios genitais (PG) e segmento cônico posterior (SC). (A–D) Exemplar corado com Carmalúmen de Mayer e montado em lâmina temporária com Eugenol e fotografado com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC). Fonte: Pagliarini (2019).

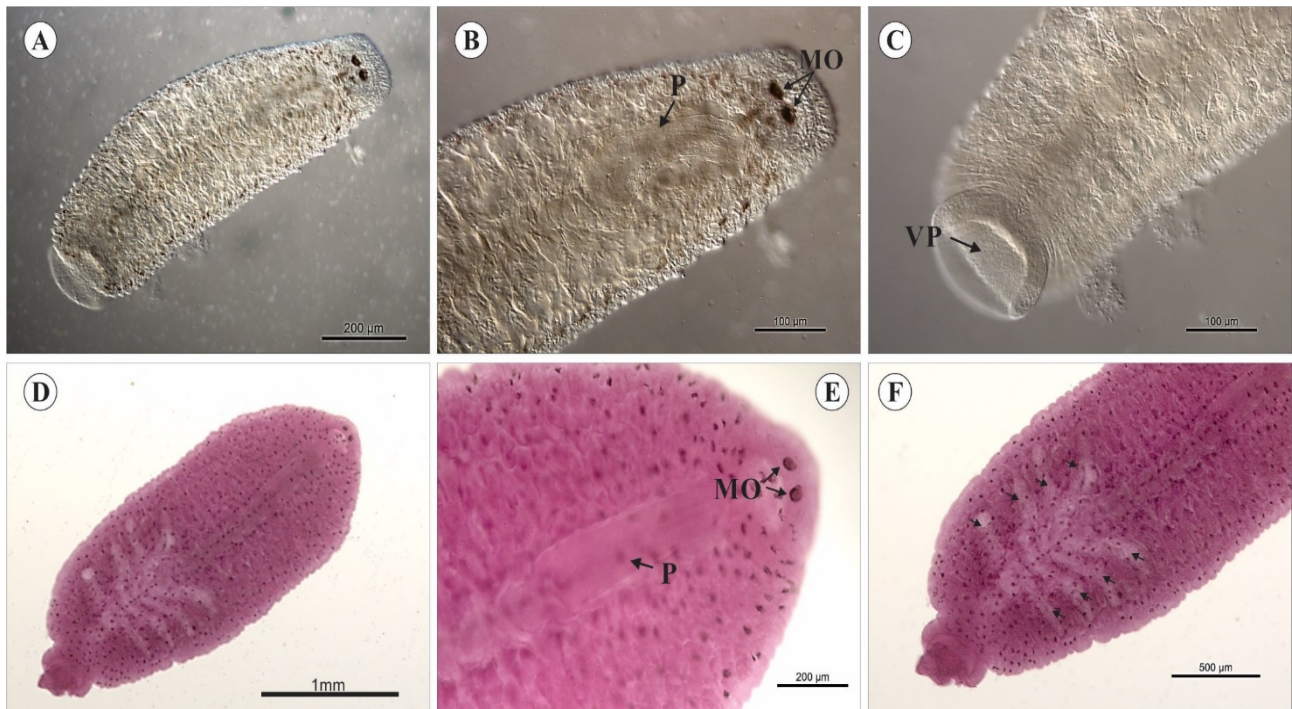


Figura 7. (A–F): Glossiphoniidae gen. sp. (Annelida: Hirudineae) encontrado na pele de exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliformes: Cichlidae) silvestres procedentes das adjacências de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista geral (dorsal); (B) Região anterior: detalhe das manchas ocelares (MO) e probóscide retrátil (P) (=faringe eversível); (C) Região posterior: detalhe da ventosa posterior (VP); (D) Vista geral (dorsal), mostrando os pontos de pigmentação esparsos pelo corpo; (E) Detalhe das manchas ocelares (MO), e probóscide retrátil (P); (F) detalhe dos cecos intestinais (seta). (A–C) Exemplar montado em lâmina semipermanente em meio Hoyer. (D–F) Exemplar corado com Carmalúmen de Mayer e montado em lâmina temporária com Eugenol. Todos os exemplares foram fotografados com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC). Fonte: Pagliarini (2019).

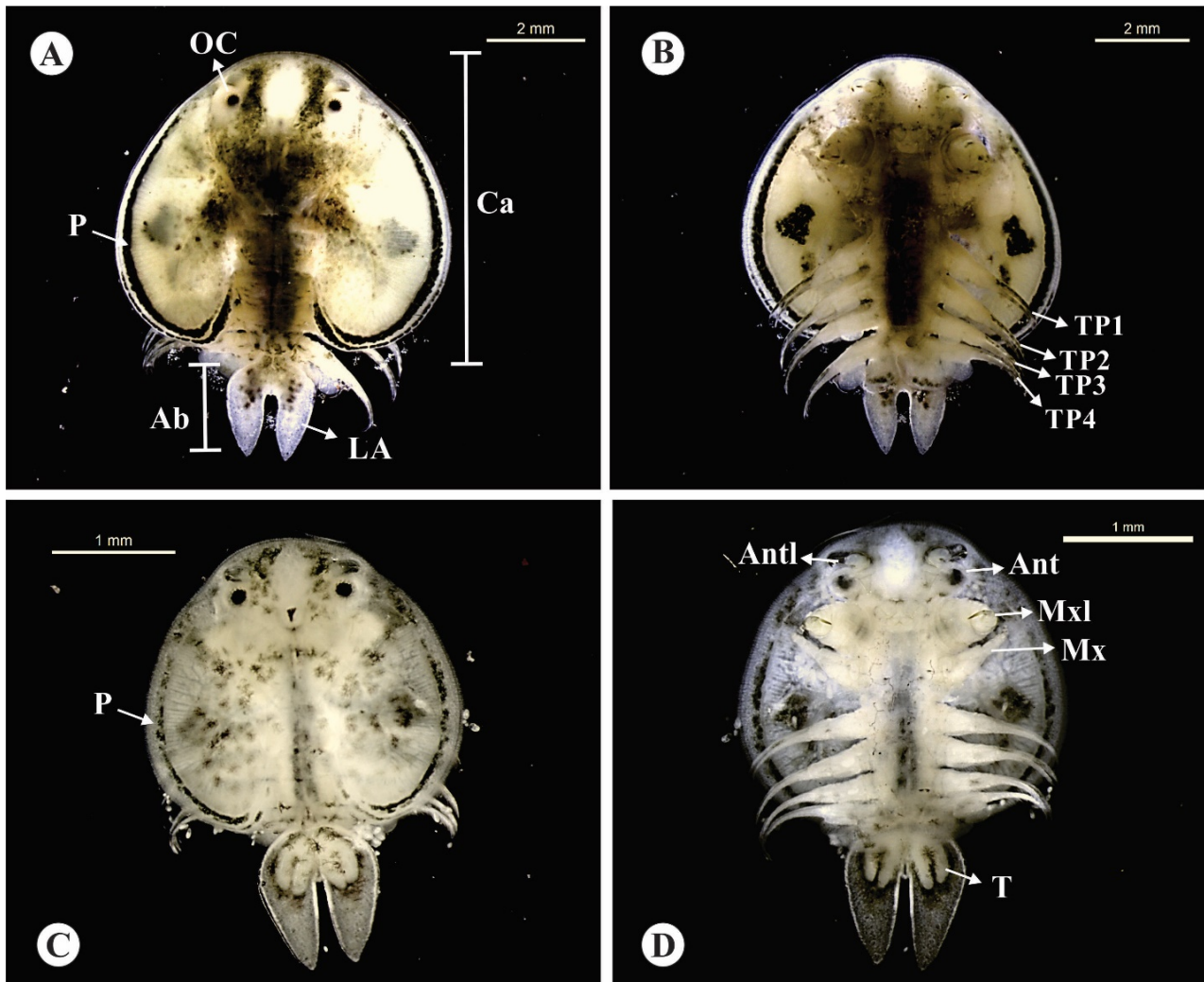


Figura 8. (A–D): *Dolops carvalhoi* Lemos de Castro, 1949 (Crustacea: Branchiura) encontrados na pele de exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliformes: Cichlidae) silvestres e cultivados em uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista geral (dorsal) da fêmea: detalhe da carapaça (Ca), com pontos pigmentares escuros e esparsos, formando um alo mais escuro, pigmentado (P) na extremidade externa; olhos compostos (OC), abdômen (Ab) e lobo abdominal (LA); (B) Vista geral (ventral) da fêmea: detalhe dos quatro pares de toracópodes (TP1–TP4) e ausência de espinhos na carapaça; (C) Vista geral (dorsal) do macho, com detalhe do alo pigmentado (P) da carapaça; (D) Vista geral (ventral) do macho: detalhe da antênula (Antl), antena (Ant), maxílula (Mxl), segundo par de maxila (Mx) e testículo bilobado (forma de ferradura) (T). (A-D) Exemplares preservados em etanol 70% e fotografados em estereomicroscópio. Fonte: Pagliarini (2019).

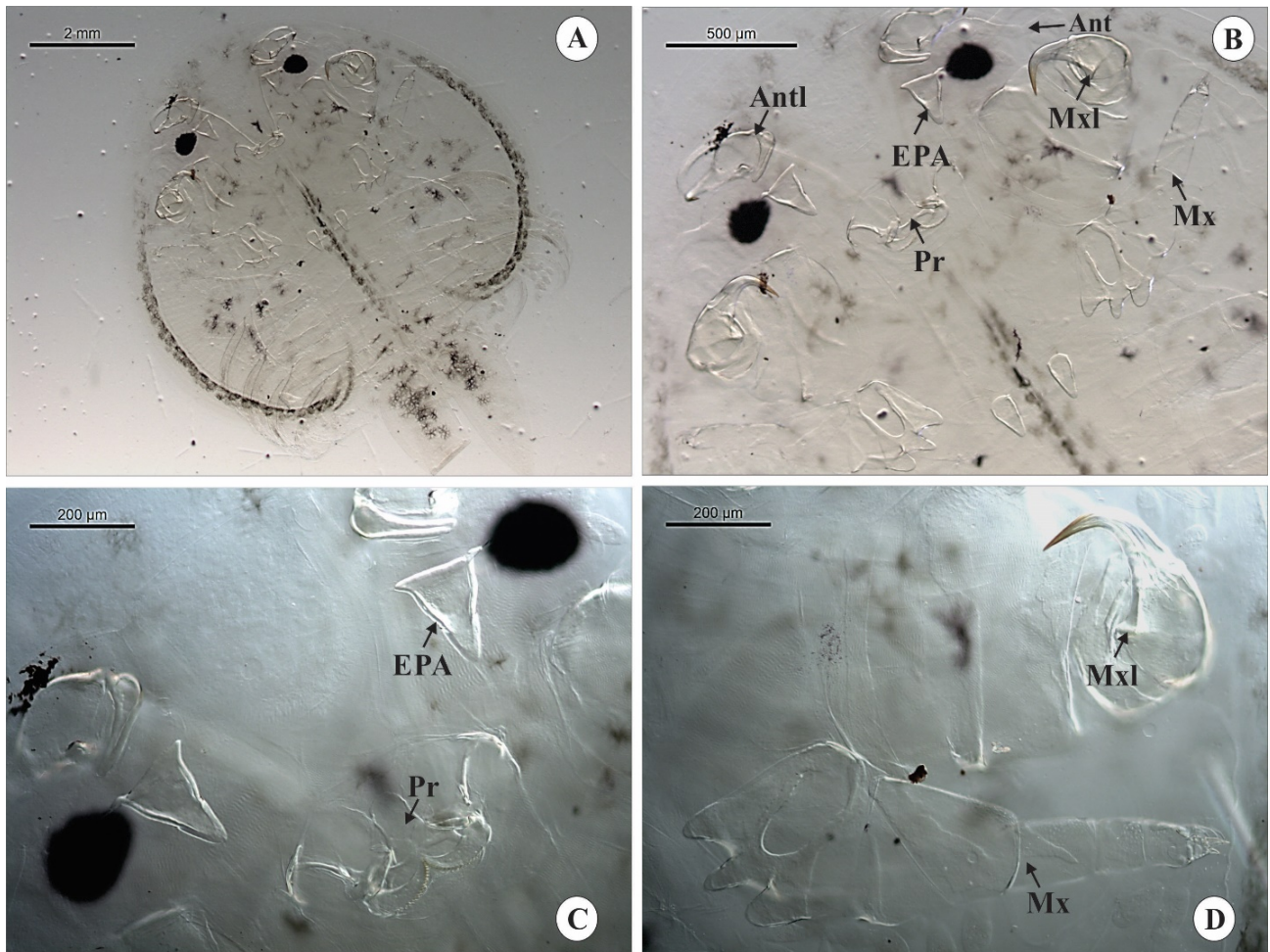


Figura 9. (A–D): *Dolops carvalhoi* Lemos de Castro, 1949 (Crustacea: Branchiura) encontrado na pele de exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliformes: Cichlidae) silvestres e cultivados em uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista geral; (B) Detalhe da antênula (Antl), antena (Ant), maxílula (Mxl), segundo par de maxila (Mx), probóscide (Pr) e espinho pós-antenuar (EPA); (C) Detalhe da morfologia da probóscide (Pr) e espinho pós-antenuar (EPA); (D) Detalhe da maxílula (Mxl) com uma forte garra (gancho) esclerotizada na extremidade distal; segundo par de maxila (Mx) com três espinhos na região basal. (A-D) Exemplar montado em lâmina semipermanente em meio Hoyer e fotografado com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC). Fonte: Pagliarini (2019).

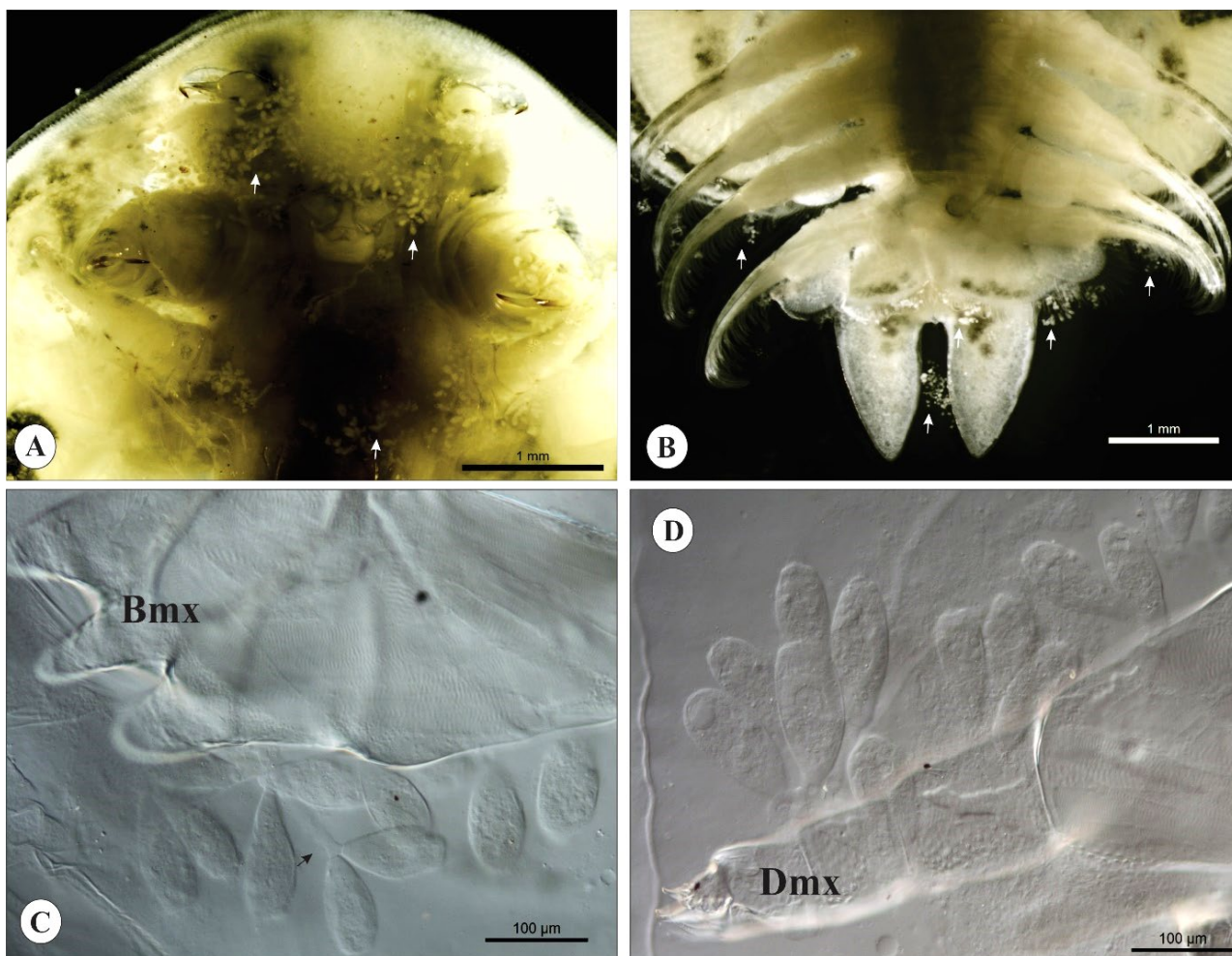


Figura 10. (A–D): Zooides de *Epistylis* sp. (Ciliophora: Epistylididae) em relação epibiônica e aderidos a superfície corporal de *Dolops carvalhoi* Lemos de Castro, 1949 (Crustacea: Branchiura), um ectoparasito de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliformes: Cichlidae) silvestres e cultivados em uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A–B) Colônias de *Epistylis* sp. aderidas a superfície corporal de *D. carvalhoi* (setas); (C–D) Zooides de *Epistylis* sp.: (C) na região basal do segundo par de maxila (Bmx) (detalhe do pedúnculo dicotomicamente ramificado – seta preta); e (D) na porção distal do segundo par de maxila (Dmx) de *D. carvalhoi*. (A–B) Exemplar preservado em etanol 70% e fotografado em microscópio estereoscópio; (C–D) Exemplar montado em lâmina semipermanente em meio Hoyer e fotografado com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC). Fonte: Pagliarini *et al.* (2019).

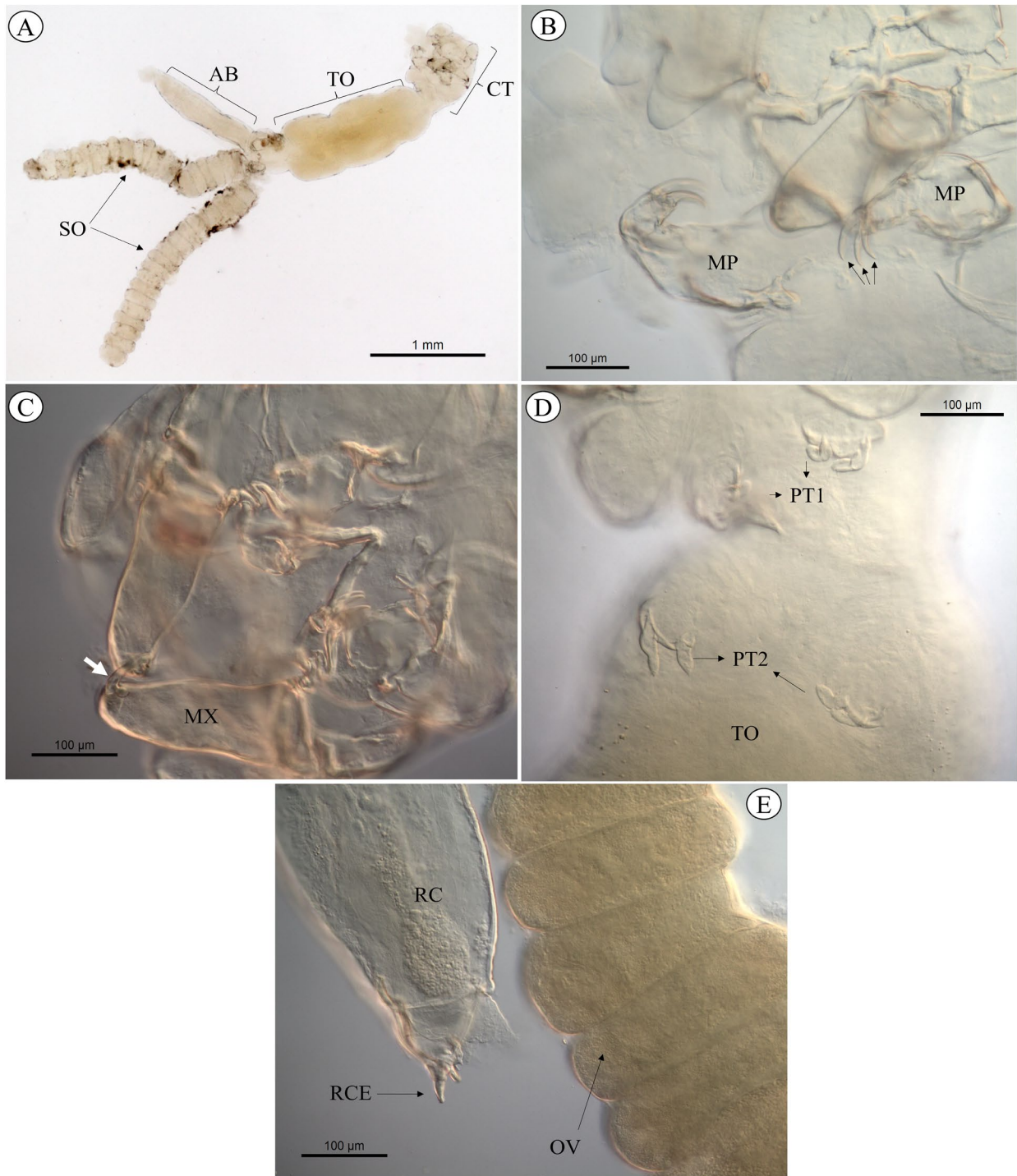


Figura 11. (A–E): *Lamproglana monodi* Capart, 1944 (Crustacea: Lernaeidae) encontrado na pele de exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliformes: Cichlidae) silvestres e cultivados em uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista total com indicação do cefalotórax (CT), tórax (TO), abdômen (AB) e sacos ovíferos (SO); (B) Cefalotórax, com detalhes do maxilípede (MP) terminando em três ganchos (setas); (C) Detalhe da maxila (MX) terminando com garra afiada e curva (seta); (D) Vista ventral da

região anterior do tórax (TO), com detalhes dos primeiros e segundos pares de pernas torácicas (PT1 e PT2); (E) Ramificação caudal do abdômen (RC), mostrando os ramos caudais externos (RCE); e detalhes dos ovos (OV). (A-E) Exemplar montado em lâmina semipermanente em meio Grey & Wess e fotografado com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC).

Tabela 3. Contribuição dos táxons de parasitos para a dissimilaridade média geral (61,7%) entre exemplares de *Oreochromis niloticus* silvestres (n = 50) e cultivados (n = 50) de uma piscicultura em tanques-rede, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. ^{a,b} diferenças significativas entre os grupos de peixes.

Táxons de parasitos	Contribuição (%)	Abundância média	
		Silvestres	Cultivados
<i>Cichlidogyrus cirratus</i>	25,3	186,2	100,7
<i>Cichlidogyrus sclerosus</i>	12,8	38,6	68,3
<i>Trichodina</i> spp.	9,7	40,4	46,5
<i>Scutogyrus longicornis</i>	4,9	31,6	20,5
<i>Cichlidogyrus halli</i>	3,9	9,2	18,7
<i>Cichlidogyrus thurstonae</i>	3,1	19,7	8,4
<i>Cichlidogyrus tilapiae</i>	0,8	4,6	0,6
<i>Lamproglana monodi</i>	0,4	2,0	0,04
<i>Gyrodactylus</i> sp.	0,3	0,2	0,9
<i>Epistylis</i> sp.	0,1	0,3	0,3
<i>Enterogyrus</i> sp. 1	0,1	0,3	0
<i>Enterogyrus</i> sp. 2	0,07	0,2	0
<i>Dolops carvalhoi</i>	0,06	0,3	0,02
Cyclophyllidea fam. gen. sp.	0,04	0,2	0,02
Glossiphoniidae gen. sp.	0,03	0,1	0
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	0,01	0,02	0,06
Ancyrocephalidae gen. sp.	0,01	0,02	0,02
Digenea ord. fam. gen. sp.	0,005	0,02	0
<i>Austrodiplostomum compactum</i>	0,001	0,02	0

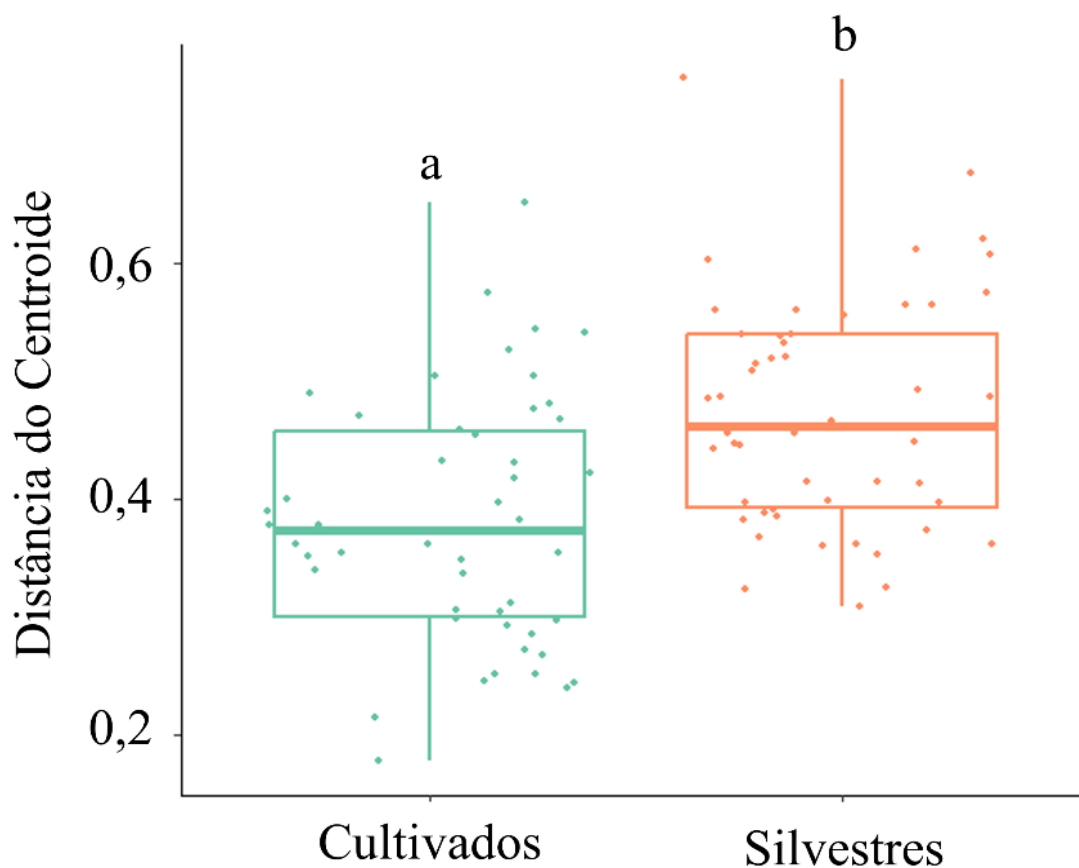


Figura 12. Mediana da composição das comunidades parasitárias de exemplares de *Oreochromis niloticus* silvestres ($n = 50$) e cultivados ($n = 50$) em uma piscicultura em tanques-rede, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. A barra horizontal dentro do Boxplot representa a mediana. Análise de Permutação de Dispersão Multivariada (PERMDISP, $p = 0,001$). ^{a,b} diferenças significativas entre os grupos de peixes.

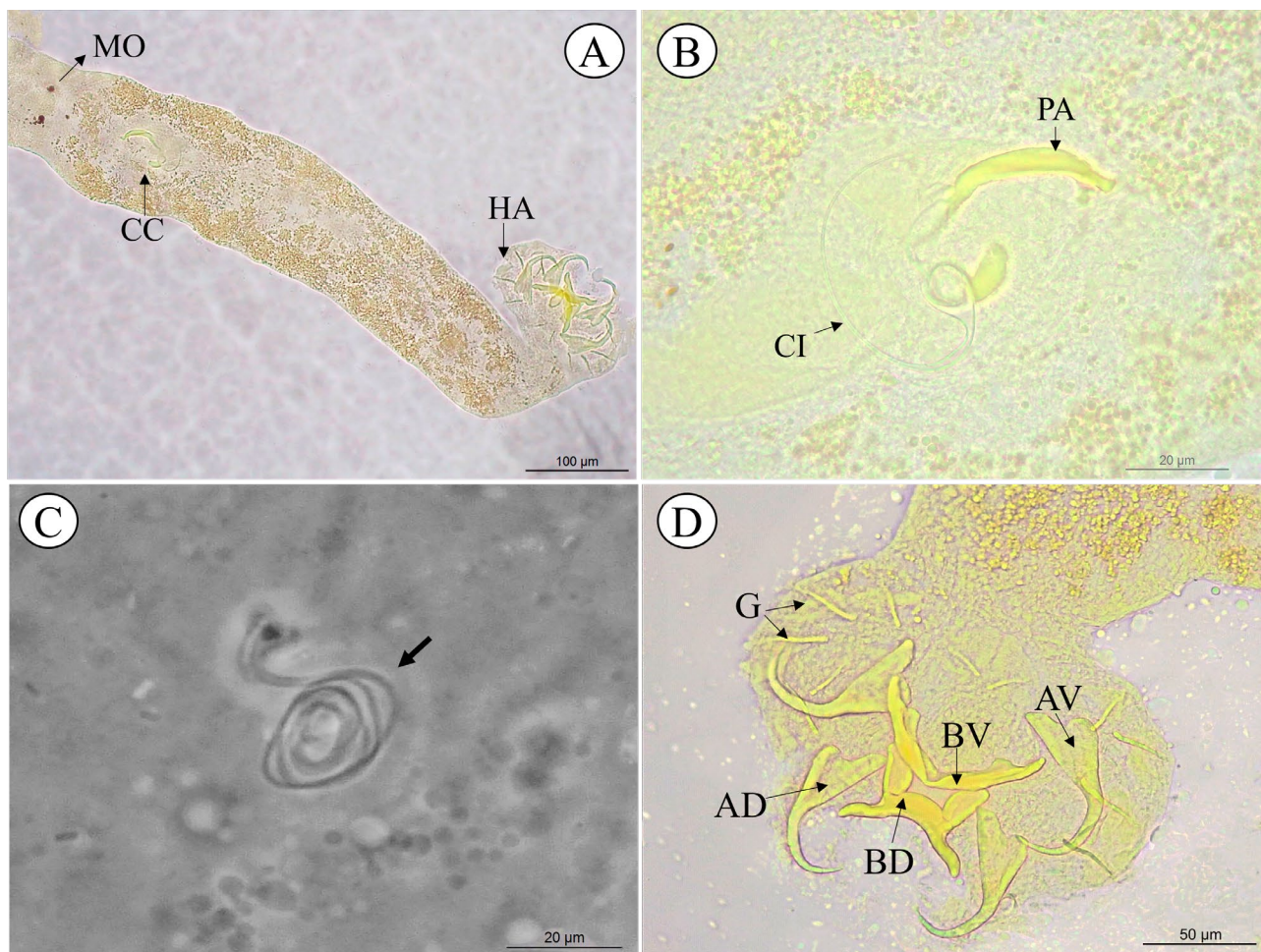


Figura 13. (A–D): *Cichlidogyrus cirratus* Paperna, 1964 (Monogenea: Ancyrocephalidae) encontrados nas brânquias de exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliformes: Cichlidae) silvestres e cultivados em uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista total, com detalhes das manchas ocelares (MO), complexo copulatório (CC) e Haptor (HA); (B) Complexo copulatório, com detalhes da peça acessória (PA) e cirro (CI) (= órgão copulatório masculino); (C) Vagina (seta); (D) Haptor, com detalhes da barra ventral (BV), barra dorsal (BD), âncora ventral (AV), âncora dorsal (AD) e ganchos (G). (A, B e D) Exemplar montado em lâmina semipermanente meio de glicerina com picrato de amônio (GAP). (C) Exemplar montado em lâmina semipermanente meio Hoyer. Todos os exemplares foram fotografados com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC).

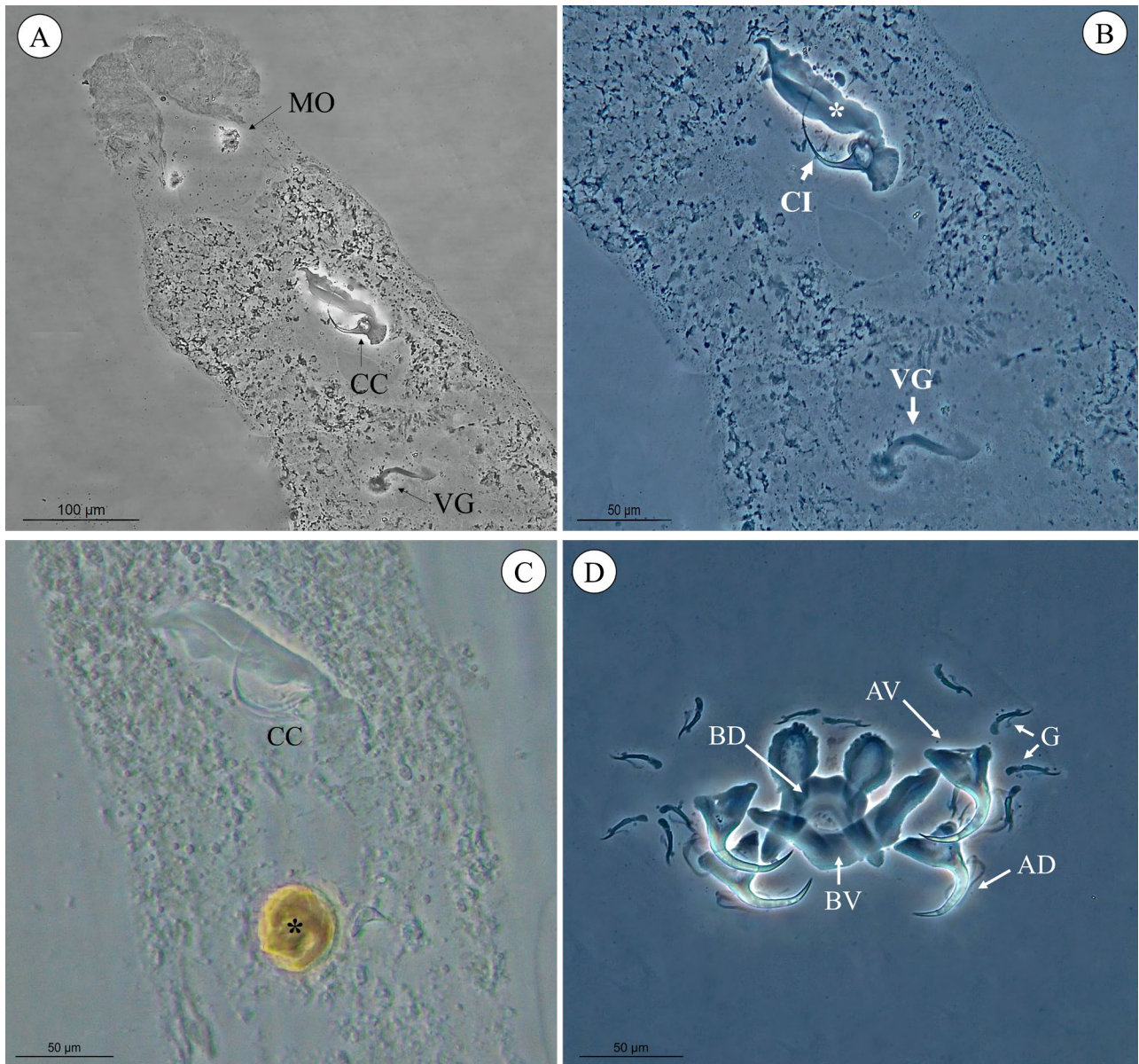


Figura 14. (A–D): *Cichlidogyrus sclerosus* Paperna & Thurston, 1969 (Monogenea: Ancyrocephalidae) encontrados nas brânquias de exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliformes: Cichlidae) silvestres e cultivados em uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Região anterior, com detalhes das manchas ocelares (MO); complexo copulatório (CC) e vagina (VG); (B) Complexo copulatório, com detalhes do cirro (CI) (= órgão copulatório masculino) e peça acessória (*), e vagina (VG); (C) Detalhes do ovo (*) e complexo copulatório (CC); (D) Haptor, com detalhes da barra ventral (BV), barra dorsal (BD), âncora ventral (AV), âncora dorsal (AD) e ganchos (G). (A, B e D) Exemplar montado em lâmina semipermanente em meio Hoyer e (C) Exemplar montado lâmina semipermanente em meio de glicerina com picrato de amônio (GAP). Todos os exemplares foram fotografados utilizando contraste de fases em microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC).

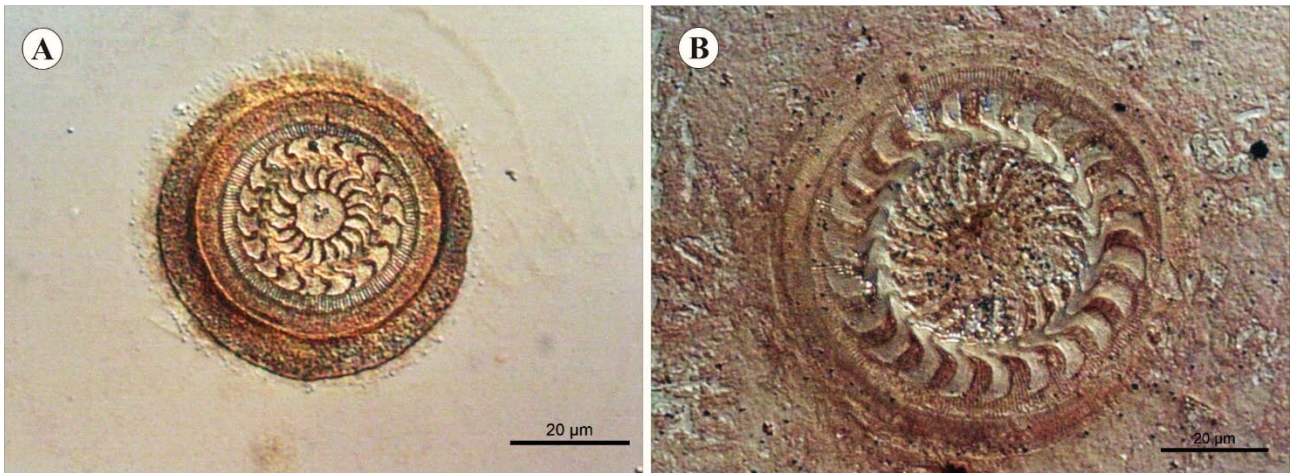


Figura 15. (A–B): *Trichodina compacta* Van As & Basson, 1989 (A) e *Trichodina magna* Van As & Basson, 1989 (B) (Protozoa: Ciliophora: Trichodinidae) encontrados na superfície corporal (muco) de exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliiformes: Cichlidae) silvestres e cultivados em uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A-B) Exemplares montados em lâminas permanentes com nitrato de prata (2%) e fotografados com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC). Fonte: Pagliarini (2019).

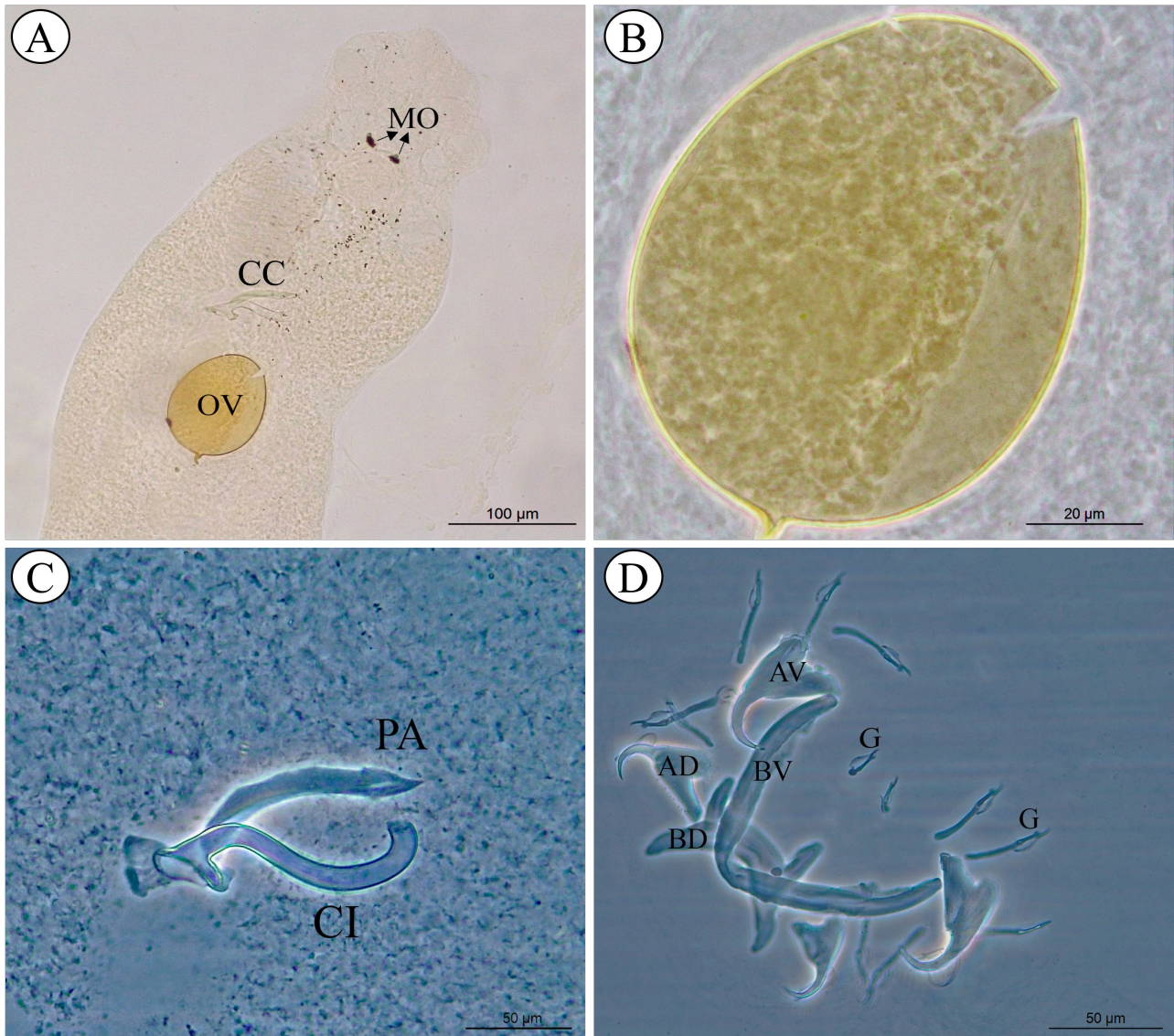


Figura 16. (A–D): *Cichlidogyrus halli* (Price & Kirk, 1967) Paperna, 1979 (Monogenea: Ancyrocephalidae) encontrados nas brânquias de exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliformes: Cichlidae) silvestres e cultivados em uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Região anterior, com detalhes das manchas ocelares (MO); complexo copulatório (CC) e ovo (OV); (B) Detalhe do ovo; (C) Complexo copulatório, com detalhes do cirro (CI) (= órgão copulatório masculino) e peça acessória (PA); (D) Haptor, com detalhes da barra ventral (BV), barra dorsal (BD), âncora ventral (AV), âncora dorsal (AD) e ganchos (G). (A–B) Exemplar montado em lâmina semipermanente em meio de Glicerina com picrato de amônio (GAP); (C–D) Exemplar montado em lâmina semipermanente em meio de Hoyer e fotografado utilizando contraste de fase. Todos os exemplares foram fotografados com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC).

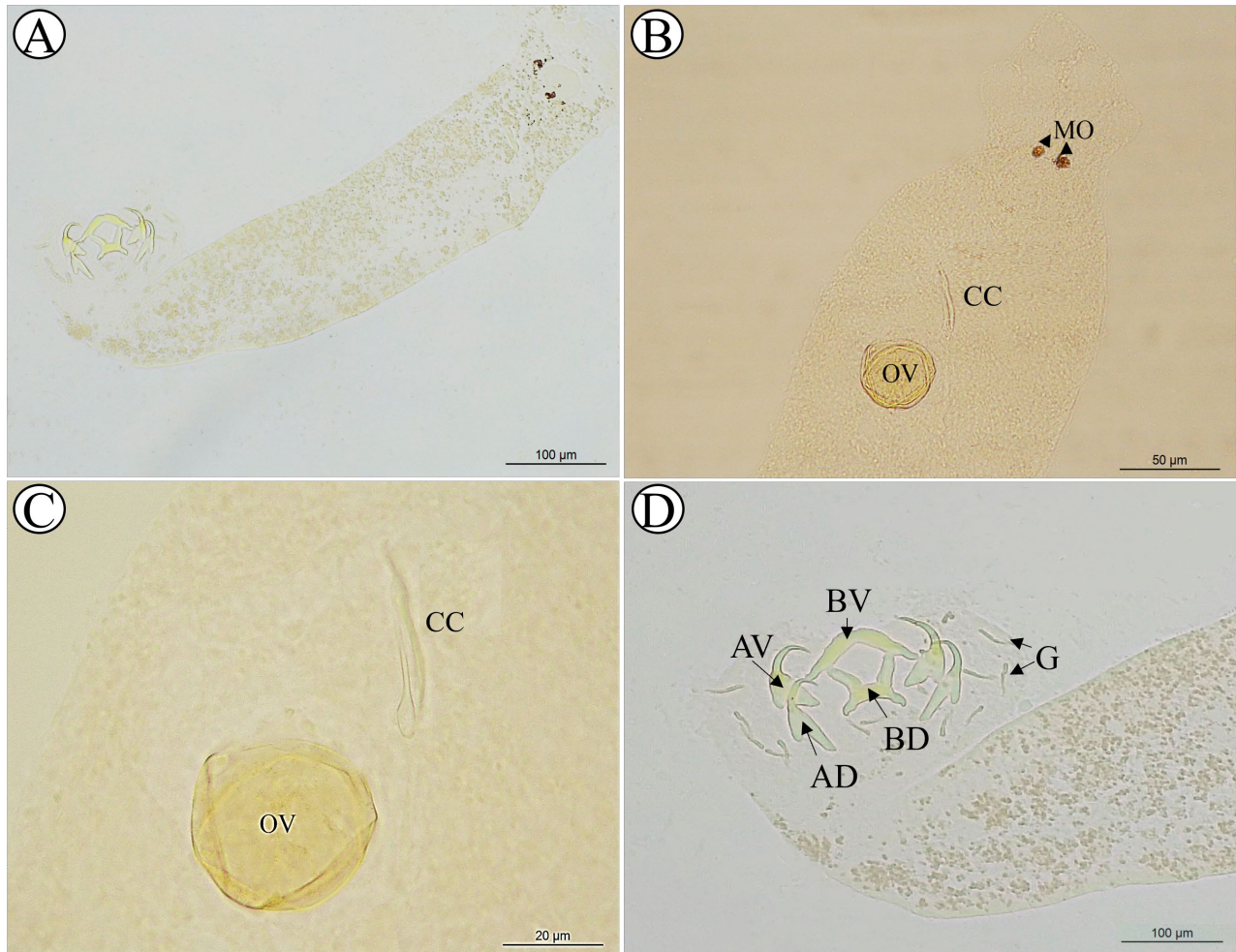


Figura 17. (A–D): *Cichlidogyrus tilapiae* Paperna, 1960 (Monogenea: Ancyrocephalidae) encontrado nas brânquias de exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliformes: Cichlidae) silvestres e cultivados em uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista total; (B) Região anterior, com detalhe das manchas ocelares (MO), complexo copulatório (CC) e ovo (OV); (C) Detalhes do complexo copulatório (CC) e ovo (OV); (D) Haptor, com detalhes da barra ventral (BV), barra dorsal (BD), âncora ventral (AV), âncora dorsal (AD) e ganchos (G). (A–D) Exemplar montado em lâmina semipermanente em meio de glicerina com picrato de amônio (GAP) e fotografado em microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC).

Tabela 4. Teste de significância da prevalência dos táxons de parasitos observados nas comunidades de *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em piscicultura em tanques-rede, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. *táxons que apresentaram diferenças significativas entre as comunidades avaliadas ($p < 0,05$). Teste de proporção G realizado para táxons com prevalência igual ou superior a 5% em ambas as comunidades.

Táxons de parasitos	Significância
<i>Trichodina</i> spp.	$G = 4,25; df = 1; p = 0,03^*$
<i>Cichlidogyrus halli</i>	$G = 13,55; df = 1; p = 0,0002^*$
<i>Cichlidogyrus sclerosus</i>	$G = 29,45; df = 1; p < 0,0001^*$
<i>Cichlidogyrus tilapiae</i>	$G = 3,97; df = 1; p = 0,04^*$
<i>Epistylis</i> sp.	$G = 0; df = 1; p = 1$
<i>Cichlidogyrus cirratus</i>	$G = 0; df = 1; p = 1$
<i>Cichlidogyrus thurstonae</i>	$G = 2,64; df = 1; p = 0,10$
<i>Scutogyrus longicornis</i>	$G = 1,82; df = 1; p = 0,17$
<i>Gyrodactylus</i> sp.	$G = 2,63; df = 1; p = 0,10$

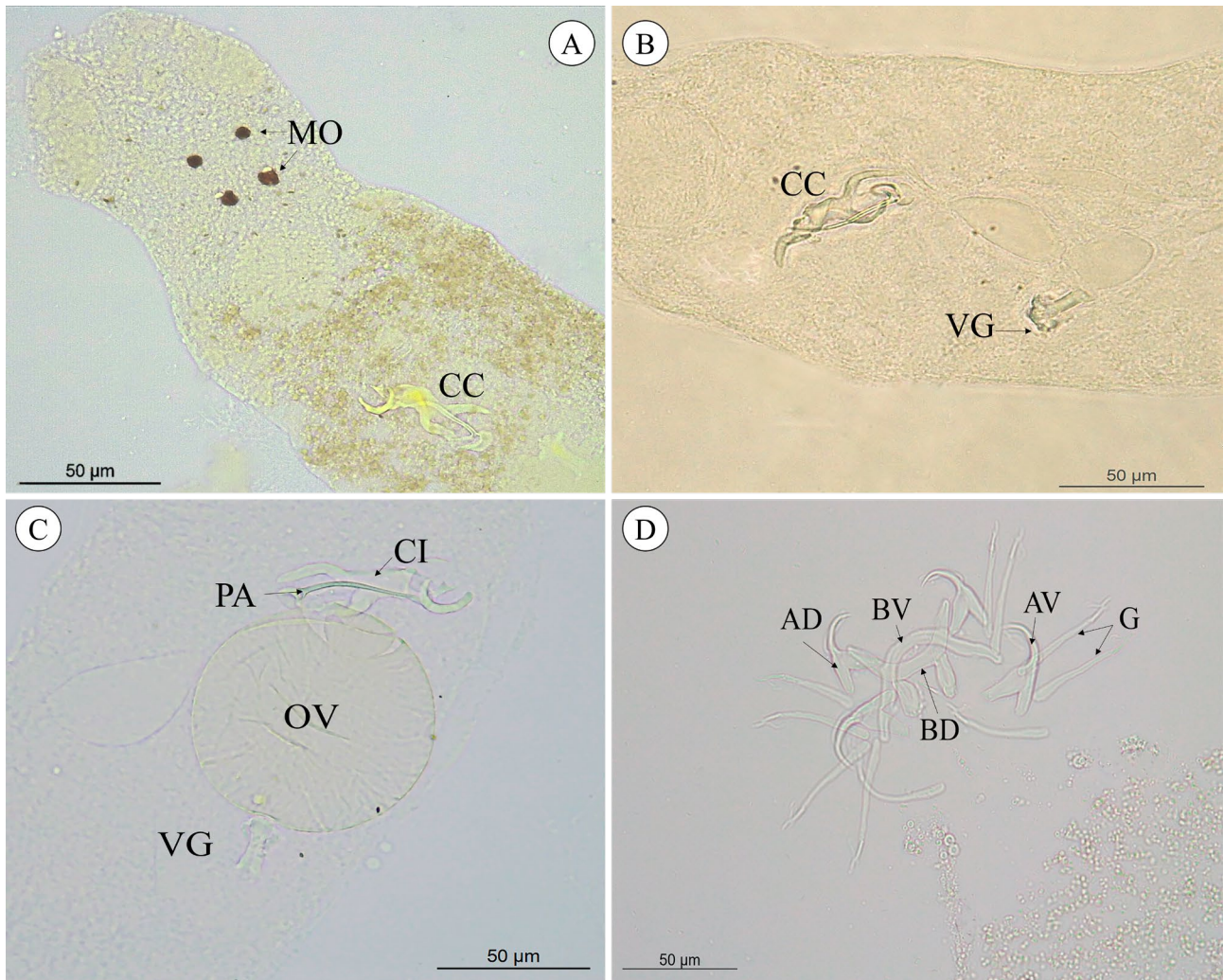


Figura 18. (A–D): *Cichlidogyrus thurstonae* Ergens, 1981 (Monogenea: Ancyrocephalidae) encontrados nas brânquias de exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliformes: Cichlidae) silvestres e cultivados em uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Região anterior, com detalhes das manchas ocelares (MO) e complexo copulatório (CC); (B) Detalhes do complexo copulatório (CC) e vagina (VG); (C) Detalhes do ovo (OV), cirro (CI) (= órgão copulatório masculino) e peça acessória (PA) e vagina (VG); (D) Haptor, com detalhes da barra ventral (BV), barra dorsal (BD), âncora ventral (AV), âncora dorsal (AD) e ganchos (G). (A–C) Exemplar montado em lâminas semipermanentes em meio de glicerina com picrato de amônio (GAP); (D) Exemplar montado em lâmina semipermanente em meio de Hoyer. Todos os exemplares foram fotografados com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC).

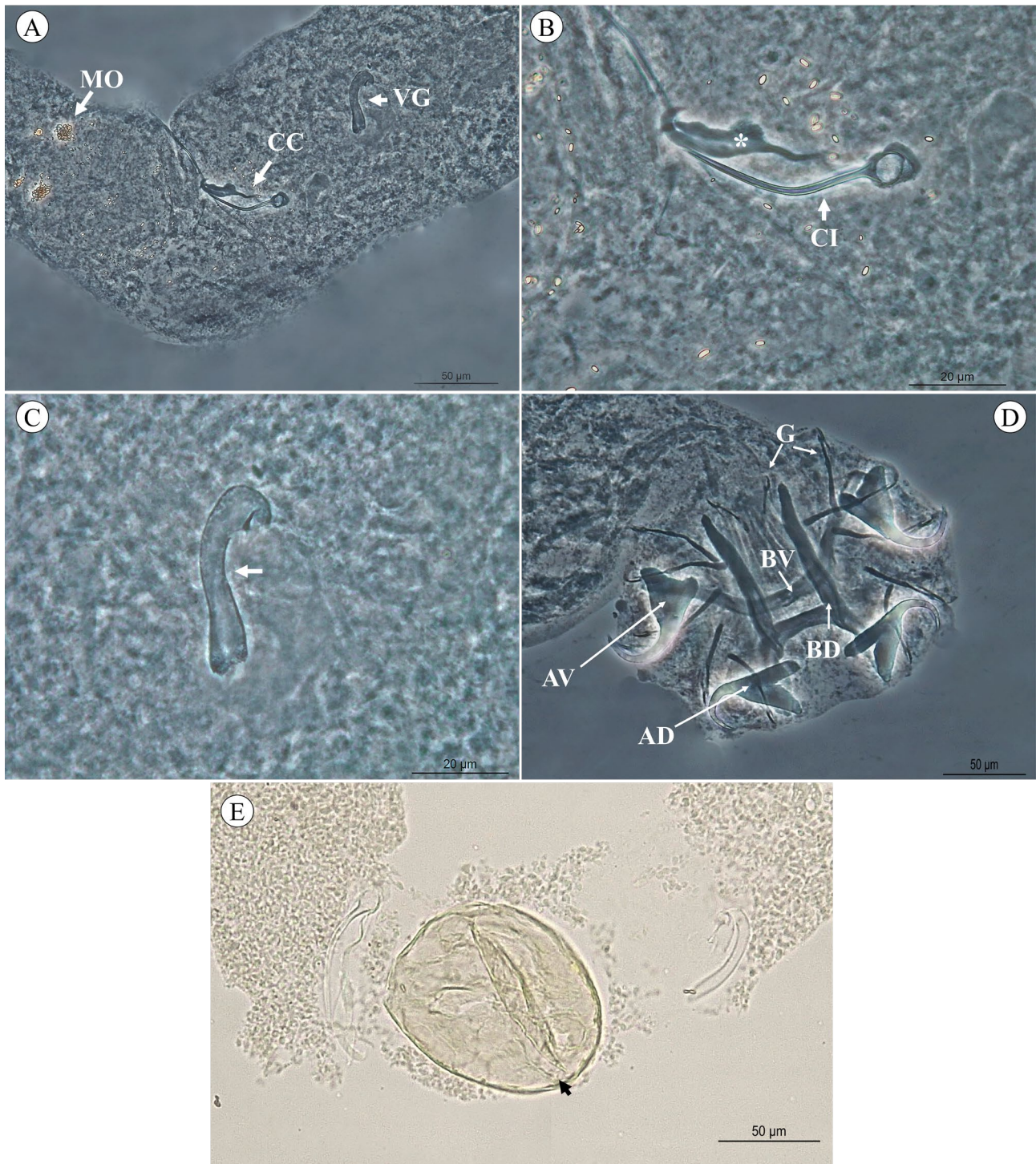


Figura 19. (A–E): *Scutogyrus longicornis* (Paperna & Thurston, 1969) Pariselle & Euzet, 1995 (Monogenea: Ancyrocephalidae) encontrado nas brânquias de exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliformes: Cichlidae) silvestres e cultivados em uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Região anterior, com detalhes das manchas ocelares (MO), complexo copulatório (CC) e vagina (VG); (B) Complexo copulatório, com detalhes do cirro (CI) (= órgão copulatório masculino) e peça acessória (*); (C) Vagina (seta); (D) Haptor, com detalhes da barra ventral (BV), barra dorsal (BD), âncoras (AN) e ganchos (G); (E)

Ovo (seta). (A–E) Exemplar montado em lâmina semipermanente em meio de glicerina com picrato de amônio e fotografados utilizando contraste de fases em microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC).

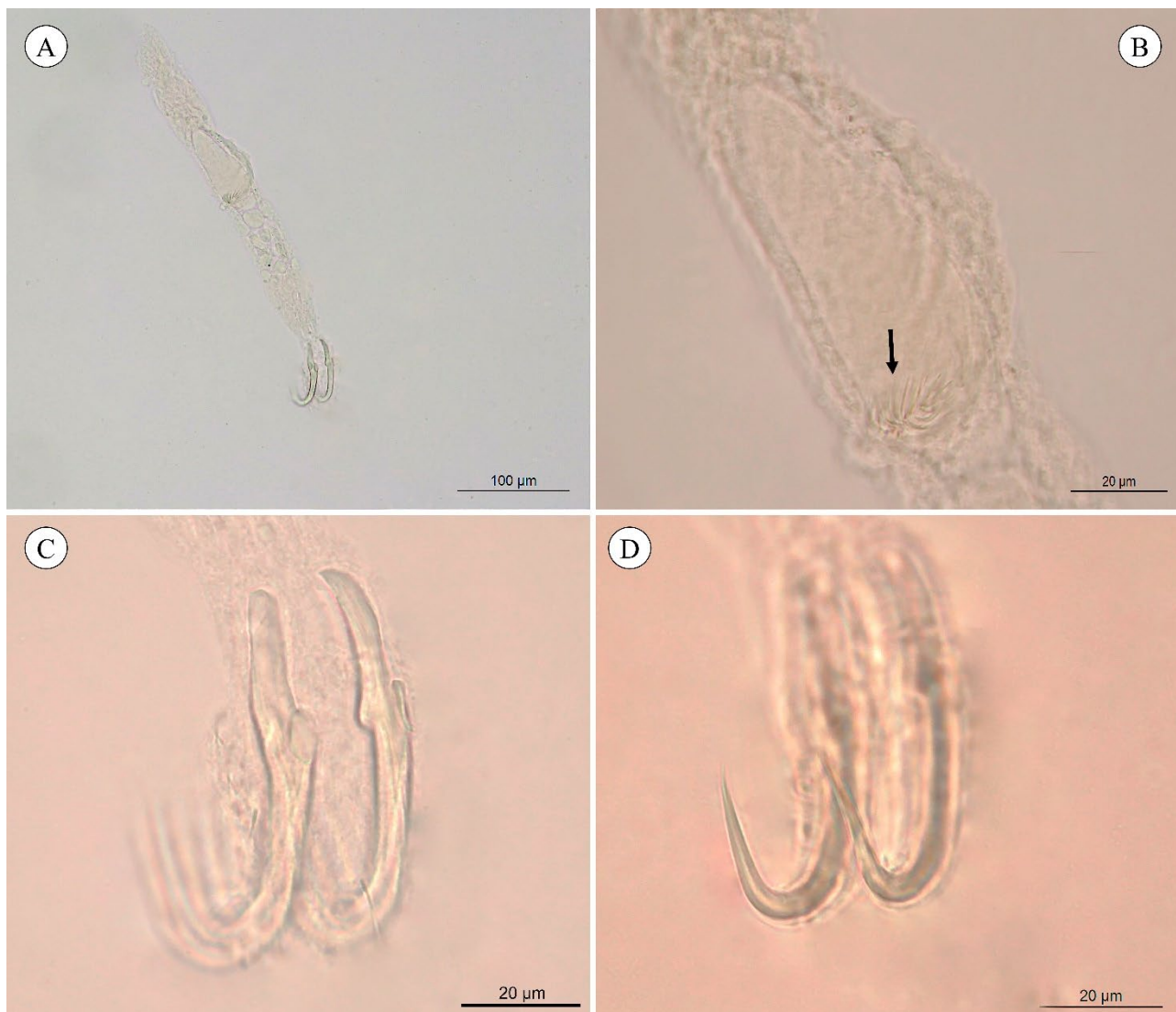


Figura 20. (A–D): *Gyrodactylus* sp. (Monogenea: Gyrodactylidae) encontrado nas brânquias de exemplares de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Cichliiformes: Cichlidae) silvestres e cultivados em uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista total; (B) Âncoras do embrião (seta); (C–D) Região do haptor com detalhes do par de âncoras. (A–D) Exemplar montado em lâmina semipermanente em meio de Grey & Wess e fotografado com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC).

DISCUSSÃO

A primeira hipótese foi corroborada, demonstrando que a diferença na utilização do habitat pode influenciar na composição da comunidade parasitária. A distribuição dos parasitos nas comunidades influencia na sua estrutura, uma vez que, um parasito pode ser mais abundante numa comunidade do que na outra. Nesse estudo, o fato de a diferença ser refletida pela dispersão dos parasitos, coincide com a similaridade da riqueza entre as comunidades, refutando a segunda hipótese. Corroborar ainda com o compartilhamento médio de táxons entre as comunidades, indicando que apesar das comunidades possuírem táxons em comum, o ambiente influencia no padrão de dispersão e consequentemente, nas taxas de infecção/infestação. A diversidade foi menor para a comunidade parasitária dos peixes silvestres, e não corroborou com a hipótese proposta, condizendo com o fato da equabilidade ser um importante determinante da diversidade. A comunidade dos exemplares silvestres, apresentou menor equabilidade, indicando que houve maior dominância. Possivelmente, a alta abundância de *C. cirratus* nessa comunidade, contribuiu com esse resultado, corroborando, ainda, o fato de ter sido um dos táxons responsáveis pela dissimilaridade entre as comunidades analisadas.

Oreochromis niloticus silvestres consomem restos de ração e uma maior diversidade de alimentos, confirmando a exploração de áreas adjacentes aos tanques, zonas de sedimentação e bordas do reservatório, inexploradas pelos exemplares cultivados (PAGLIARINI, 2019). Neste estudo, principalmente os ectoparasitos de ciclo monoxeno e transmitidos por contato direto, são compartilhados entre exemplares silvestres e cultivados, constatando a proximidade desses grupos. Os endoparasitos, infectaram, em especial, exemplares silvestres, podendo ser explicado pelo forrageamento desse grupo e acesso as zonas de sedimentação, que permite a inclusão de moluscos e artrópodes na sua dieta (PAGLIARINI, 2019), além do contato direto com anelídeos (ex. hirudíneos), ovos e larvas de parasitos transmitidos via cadeia trófica ou por penetração ativa. Moluscos e artrópodes, atuam como hospedeiros intermediários, paratênicos ou definitivos de alguns endoparasitos (HURTREZ-BOUSSÈS *et al.*, 2001; SCHOLZ *et al.*, 2004), inferindo-se que o acesso dos peixes silvestres a estes organismos favorece as infecções por alguns endoparasitos com ciclo heteroxeno, tais como cestóides e digenéticos.

Ademais, *O. niloticus* é uma espécie não-nativa invasora em vários ambientes aquáticos no Brasil, e pode se deslocar para outros ambientes, longe das pisciculturas (ORTEGA *et al.*, 2015; FORNECK *et al.*, 2021). Inclusive, registros em ambientes marinhos costeiros no Brasil, já foram compilados para o grupo de tilápias, destacando seu potencial invasor em se espalhar nesses ecossistemas, visto sua ampla capacidade de adaptação a diversos tipos de ambiente (FRANCO *et al.*, 2024). Considerando que a maioria dos parasitos já registrados nesta espécie foram introduzidos em novos ambientes juntamente com seus hospedeiros (SHINN *et al.*, 2023), é possível que

exemplares silvestres avaliados neste estudo, possam introduzir e disseminar parasitos e patógenos em outros ambientes, que conseguirem alcançar, como já evidenciados na literatura (BONDAD-REANTASO; ARTHUR, 1989; VAN AS; BASSON, 1989; BASSON; VAN AS, 1994).

Cichlidogyrus spp., por exemplo, possuem origem africana e são altamente patogênicos (ANSHARY; SRIWULAN; AMRIANA, 2023). Foram disseminados no mundo por co-introdução com tilápias, devido à aquicultura, e já foram encontrados parasitando peixes nativos, principalmente ciclídeos, em locais onde ocorreram suas introduções (GARCÍA-VÁSQUEZ *et al.*, 2021; JIMÉNEZ-GARCÍA; VIDAL-MARTÍNEZ; LÓPEZ-JIMÉNEZ, 2001; SHINN *et al.*, 2023). Esses monogenéticos, são comumente relatados em tilápias no mundo todo (SHINN *et al.*, 2023; PANTOJA *et al.*, 2012; ZHANG *et al.*, 2019; GARCÍA-VÁSQUEZ *et al.*, 2021; BERTAGLIA *et al.*, 2023; KASEMBELE *et al.*, 2023) e podem causar esfoliações, irritações e secreção excessiva de muco, e sendo que em altas infestações podem acarretar a morte dos peixes por asfixia, com grandes prejuízos para os piscicultores (THATCHER, 1981; SHINN *et al.*, 2023).

No presente estudo, espécies de *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 tiveram altas prevalências, tanto para exemplares silvestres como em cultivados, como já observados em outros estudos (MANEEPITAKSANTI; NAGASAWA, 2012; LERSSUTTHICHAWAL; MANEEPITAKSANTI; NAGASAWA, 2016; JUSTO *et al.*, 2020). Especialmente *C. cirratus* (identificada em alguns estudos como *C. mbirizei* Muterezi Bukinga, Vanhove, Van Steenberge & Pariselle, 2012, sendo sinonimizada por ZHANG *et al.*, 2019), teve no presente estudo, 100% de prevalência nos exemplares silvestres e cultivados e alta intensidade de infestação, como também observado na Tailândia, para *Oreochromis* sp. [ver *C. mibrizei*; P = 100%, IMI = 115,2] (LERSSUTTHICHAWAL; MANEEPITAKSANTI; PURIVIROJKUL, 2016).

Protozoários tricodinídeos, também são frequentemente encontrados nas brânquias e pele dos peixes, causando lesões e inflamações nos tecidos, problemas respiratórios, congestão branquial, hiperplasia (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2008; VALLADÃO *et al.*, 2013, 2014; KHALLAF *et al.*, 2020), com consequente morte dos hospedeiros (OBIEKEZIE; EKANEM, 1995). A patogenia ocorre em casos de altas infestações, especialmente quando associadas a desequilíbrios ambientais, como má qualidade de água, alta concentração de matéria orgânica, e a alta densidade de estocagem (ACOSTA *et al.*, 2016), uma vez que são transmitidos pelo contato direto entre os indivíduos. Por isso, os tricodinídeos podem atuar como bioindicadores das condições ambientais e sanidade dos peixes nas pisciculturas (PALM; DOBBERSTEIN, 1996; ADEWOLE *et al.*, 2019).

Os tricodinídeos possuem baixa especificidade parasitária, parasitando uma alta diversidade de organismos aquáticos, além dos peixes (MARTINS; CARDOSO; DE PÁDUA, 2015), como anfíbios (FERNANDES *et al.*, 2011), microcrustáceos (GREEN; SHIEL, 2000; SILVA *et al.*, 2009)

e moluscos (HERTEL *et al.*, 2004; PINTO; WIELOCH; MELO, 2006; SABRY *et al.*, 2013). Considerando que exemplares silvestres de *O. niloticus* se deslocam para outros ambientes, longe das pisciculturas (FORNECK *et al.*, 2021; ORTEGA *et al.*, 2015), é possível introduzir e disseminar parasitos e patógenos em outros ambientes, como já evidenciados na literatura, cuja translocação de tricodinídeos ocorreu juntamente com seus hospedeiros introduzidos (BASSON; VAN AS, 1994; BONDAD-REANTASO; ARTHUR, 1989; SHINN *et al.*, 2023; VAN AS; BASSON, 1989).

Ademais, relações epibiônica entre protozoários e microcrustáceos, são registrados na literatura (PALA *et al.*, 2018; PAGLIARINI *et al.*, 2019; NITTA, 2022; RAHMATI-HOLASOO *et al.*, 2023). Estudos relataram a associação de *Epistylis* spp. com *D. carvalhoi* e *Lernaea cyprinacea* Linnaeus, 1758 em *Megaleporinus obtusidens* (Valenciennes, 1837) (Characiformes: Anostomidae) cultivados (PALA *et al.*, 2018), além, da associação de *Epistylis wuhanensis* Wang, Zhou, Guo, and Gu, 2017 com *L. cyprinacea* em *Rhinogobius similis* Gill, 1859 (Gobiiformes: Gobiidae) (NITTA, 2022) e *Poecilia reticulata* Peters, 1859 (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) (RAHMATI-HOLASOO *et al.*, 2023). No presente estudo, foi observada a relação epibiônica entre *D. carvalhoi* Lemos de Castro, 1949 e protozoários ciliados do gênero *Epistylis* (ver PAGLIARINI *et al.*, 2019), bem como a coocorrência de zoóides de *Epistylis* sp. na pele dos peixes analisados. Tais dados foram publicados como o primeiro relato de epibiose entre *Epistylis* sp. e argulídeos parasitando *O. niloticus* silvestres e cultivados, demonstrando que *Epistylis* sp. podem utilizar os crustáceos como vetores mecânicos para dispersão (PAGLIARINI *et al.*, 2019).

Hirudíneos da família Glossiphoniidae são anelídeos conhecidos popularmente como sanguessugas, e também podem atuar como vetores de patógenos em peixes (BURRESON, 2006). Como parasitos, eles podem causar danos aos hospedeiros devido a atividade espoliativa de sangue, e lesões na pele, devido à fixação de sua probóscide (=faringe eversível), facilitando a ocorrência de infecções secundárias (EIRAS; VELLOSO; PEREIRA JR., 2016). Como vetor, os hirudíneos podem transmitir alguns hematozoários para os peixes, como espécies do gênero *Trypanosoma* Gruby, 1843, os quais são inoculados durante o repasto sanguíneo (D'AGOSTO; SERRA-FREIRE, 1993; BURRESON, 2006; ACOSTA *et al.*, 2016), podendo causar mortalidade nos peixes (JESUS *et al.*, 2018). No presente estudo, os hirudíneos ocorreram apenas nos exemplares silvestres, porém, por possuírem ciclo direto e baixa especificidade parasitária (CÉSAR *et al.* 2009), estão sujeitos a infestarem e transmitirem patógenos para a ictiofauna local, incluindo para *O. niloticus* cultivados.

Duas espécies de monogenéticos endoparasitos do gênero *Enterogyrus* Paperna, 1963, também ocorreram exclusivamente nos exemplares silvestres. Porém, *E. cichlidarum* já foi previamente relatada em *O. niloticus* cultivados no Brasil (JERÔNIMO; SPECK; MARTINS, 2010). Esses parasitos são normalmente encontrados no estômago de ciclídeos (PARISELLE; LAMBERT;

EUZET, 1991), como observado no presente estudo. Contudo, um estudo relatou uma epidemia de *E. cichlidarum* Paperna, 1963 em uma linhagem de *Tilapia mossambica* (Peters, 1852) (NOGA; FLOWERS, 1995), sendo que adultos desses monogenéticos foram encontrados infectando a mucosa intestinal, cavidade peritoneal, fígado, coração, vasos sanguíneos, bexiga natatória e crânio, causando reações inflamatórias nos peixes parasitados, anorexia e alta taxa de mortalidade (NOGA; FLOWERS, 1995).

Espécies de *Enterogyrus* fazem a oviposição no estômago dos hospedeiros e os ovos são eliminados com as fezes, depositando-se no sedimento (NILAKARAWASAM, 1993). Dos ovos eclodem larvas ciliadas (oncomiracidios), capazes de se prenderem às brânquias ou pele dos hospedeiros e, posteriormente, migrarem para o estômago, onde se fixam (PARISELLE; LAMBERT; EUZET, 1991). Por isso, devido ao fato dos exemplares silvestres de *O. niloticus* explorarem zonas de sedimentação, as chances de infecção por tais monogenéticos aumentam, ao contrário dos cultivados. Além disso, por conta desses parasitos já se encontrarem no ambiente natural, os peixes silvestres podem ingerir os ovos acidentalmente por meio da filtração, facilitando o processo de infecção e podendo contribuir com a dispersão dos ovos no ambiente.

Outros grupos de parasitos encontrados apenas em *O. niloticus* silvestres foram metacercárias de digenéticos, incluindo *A. compactum*, que possuem ciclos de vida complexos. Moluscos atuam como primeiro hospedeiro intermediário e abrigam estágios larvais desses parasitos (PAPERNA; DZIKOWSKI, 2006). As cercarias penetram ativamente nos tecidos dos peixes, nas quais se desenvolvem em metacercárias, as quais os peixes abrigam e podem migrar pelos tecidos dos hospedeiros e se alojar em diferentes partes do corpo (SHINN *et al.*, 2023), instalando-se preferencialmente nos olhos (THATCHER, 1981; YAMADA *et al.*, 2008; RAMOS *et al.*, 2016, 2020).

Um estudo comparou a presença de metacercárias de *A. compactum* (= *Diplostomum* (*Austrodiplostomum*) *compactum*) parasitando *O. niloticus* cultivados em tanques escavados, com exemplares silvestres oriundos de duas lagoas, e observaram maiores prevalências nos peixes cultivados (P = 77%), em relação aos silvestres (P = 17%) (VIOLANTE-GONZÁLEZ *et al.*, 2009). Os resultados foram atribuídos ao adensamento dos peixes nos cultivos e alta abundância do gastrópode *Biomphalaria* cf. *havanensis* (Pteiffer, 1839), que pode atuar como primeiro hospedeiro intermediário desse parasito, os quais estavam associados aos tanques escavados (VIOLANTE-GONZÁLEZ *et al.*, 2009). No presente estudo, esse parasito ocorreu apenas em exemplares silvestres, sendo a possível explicação devida à sua capacidade de exploração de habitats que os cultivados não acessam, em busca de alimento. Por isso, o forrageamento aumenta as chances de contato dos peixes com os moluscos gastrópodes, e consequentemente as chances de infecções também aumentam

(MARCOGLIESE, 2002).

Cestoides em fase larval (metacestoides) da ordem Cyclophyllidea foram relatados em ambos os grupos de hospedeiros avaliados. Artrópodes comumente atuam como primeiros hospedeiros intermediários desses parasitos, enquanto peixes podem atuar como segundo hospedeiro intermediário ou paratênicos, albergando formas larvais que podem se alojar em vários órgãos, ou ainda, atuam como hospedeiros definitivos, albergando as formas adultas no intestino delgado (SHINN *et al.*, 2023). Infecções por metacestoides podem retardar o crescimento e ganho de massa do animal, causar hemorragias pontuais, necroses e outros sinais clínicos no intestino (SCHOLZ *et al.*, 2004). No presente estudo, os metacestoides de Cyclophyllidea foram encontrados encistados na parede intestinal, em ambos os grupos de peixes, com maior prevalência observada nos exemplares silvestres ($P = 18\%$ silvestres e $P = 2\%$ cultivados). Os cestoides são transmitidos via cadeia trófica (ACOSTA *et al.*, 2016), explicando as maiores prevalências nos exemplares silvestres, visto que diversos artrópodes compõem a dieta desses exemplares (PAGLIARINI, 2019).

Algumas espécies de cestoides que parasitam peixes apresentam importância para a saúde pública por serem agentes etiológicos de zoonoses (SCHOLZ *et al.*, 2009; PAVANELLI *et al.*, 2015). Tênia do gênero *Diphylobothrium*, por exemplo, causam a difilobotríase, doença que acomete os seres humanos, transmitida pelo consumo de carne de peixe crua, malpassada ou processada inadequadamente (PAVANELLI *et al.*, 2015). Diversas espécies de cestoides da ordem Cyclophyllidea já foram relatadas em peixes (SCHOLZ; SALGADO-MALDONADO, 2001; SCHOLZ *et al.*, 2002; SCHOLZ; HARRIS, 2006; PINTO *et al.*, 2011), incluindo *O. niloticus* e híbridos de tilápia (SCHOLZ *et al.*, 2004, 2021; SHINN *et al.*, 2023). Um estudo realizado em Israel relatou a ocorrência de metacestoide de *Amirthaligamia macracantha* (Joyeux & Baer, 1935) Bray, 1974 parasitando fígado de tilápia híbrida (*Oreochromis aureus* × *O. niloticus*) cultivada em tanques escavados, cuja prevalência variou de 1,6 para 3,3% (SCHOLZ *et al.*, 2021), semelhante aos resultados do presente estudo para exemplares cultivados.

No Brasil, metacestoide de Cyclophyllidea, *Parvitaenia macropeos* (Wedl, 1855), foi observado em *Australoheros facetus* (Jenyns, 1842) (Pisces: Cichlidae), sendo o primeiro relato de metacestoide deste gênero no Brasil, e de *P. macropeos* na América do Sul (PINTO; MELO, 2011a). Em outro estudo, *Glossocercus auritus* (Rudolphi, 1818) (Cyclophyllidea) foi encontrado parasitando *Poecilia reticulata* Peters, 1859 (Pisces: Poeciliidae), indicando ser o primeiro registro de metacestoide de *G. auritus* para a América do Sul e o registro em *P. reticulata* como novo hospedeiro (PINTO; MELO, 2011b). No entanto, em uma revisão global recentemente publicada para tilápias cultivadas, não consta nenhum relato de metacestoides de Cyclophyllidea parasitando espécies de tilápias no Brasil (ver Tabela Suplementar 2, SHINN *et al.*, 2023). Isso demonstra que os achados do

presente estudo são o primeiro relato de metacestoides dessa ordem parasitando *O. niloticus* silvestres e cultivados no país.

Conclui-se então, que este estudo caracteriza a comunidade parasitária de *O. niloticus* silvestres e cultivados, mostrando que sua estrutura é determinada pelas diferenças na utilização do habitat. Ectoparasitos foram os organismos que mais acometeram *O. niloticus* silvestres e cultivados, devido a facilidade de transmissão, que ocorre diretamente pelo contato entre os potenciais hospedeiros. Por outro lado, exemplares silvestres estão mais propensos a se infectarem por endoparasitos, devido à exploração de zonas de sedimentação e bordas do reservatório, que possibilita o contato direto com ovos e larvas de parasitos, transmitidos via cadeia trófica ou por penetração ativa. Este estudo apresenta, ainda, duas interações parasitárias importantes, a associação epibiônica entre *D. carvalhoi* e *Epistylis* sp., ambos parasitando *O. niloticus* silvestres e cultivados (já publicado); além do primeiro relato de metacestoide da Cyclophyllidea parasitando *O. niloticus* silvestres e cultivados no Brasil. Ressalta-se que avaliações periódicas de peixes silvestres, tanto de espécies com potencial de cultivo, quanto outras espécies silvestres que habitam as adjacências dos tanques, podem contribuir para prevenção e melhor controle de infecções/infestações parasitárias nos sistemas de cultivo, bem como para prevenção da dispersão de parasitos e outros patógenos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABDEL-GHANY, H. M. *et al.* Effects of different levels of dietary lipids on growth performance, liver histology and cold tolerance of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Journal of Thermal Biology**, v. 96, p. 102833, 2021.
- ACOSTA, A. A. *et al.* Aspectos parasitológicos dos peixes. Em: **Integridade ambiental da represa de Jurumirim: ictiofauna e relações ecológicas**. São Paulo: Editora Unesp, p. 115–192, 2016.
- ADEWOLE, S. O. *et al.* Parasites as bioindicator for health status and environmental quality of freshwater fish species in Ekiti State, Nigeria. **Journal of Biomedical Engineering and Medical Imaging**, v. 6, n. 2, p. 1–7, 2019.
- AGIUS, C.; ROBERTS, R. J. Melano-macrophage centres and their role in fish pathology. **Journal of Fish Diseases**, v. 26, p. 499–509, 2003.
- AGOSTINHO, A. A.; VITORINO JR, O. B.; PELICICE, F. Nota Técnica: Riscos ambientais do cultivo de tilápia em tanques redes. **Boletim Sociedade Brasileira de Ictiologia**, n. 124, p. 44, 2017.
- AÏZONOU, R. *et al.* Zootechnical knowledge of floating cage aquaculture in freshwaters ecosystems and load capacity determination: review. **Egyptian Journal of Aquatic Research**, v. 47, p. 81–86, 2021.
- AL-BULISH, M. S. M. *et al.* Docosahexaenoic acid-rich fish oil alleviates hepatic steatosis in association with regulation of gut microbiome in ob/ob mice. **Food Research International**, v. 157, p. 111373, 2022.
- ALESCI, A. *et al.* Histological and chemical analysis of heavy metals in kidney and gills of boops boops: melanomacrophages centers and rodlet cells as environmental biomarkers. **Toxics**, v. 10, p. 1–14, 2022.
- ALFONSO, S.; GESTO, M.; SADOUL, B. Temperature increase and its effects on fish stress physiology in the context of global warming. **Journal of Fish Biology**, v. 98, p. 1496–1508, 2021.
- ALMEIDA, S. S. N. *et al.* Descrição histológica de órgãos viscerais de tilápia (*Oreochromis niloticus*). **Enciclopédia Biosfera, Centro Científico Conhecer**, v. 11, n. 22, p. 3582–3591, 2015.
- ALVI, M. A. *et al.* Global review of human taeniasis. In: AGUILAR-MARCELINO, L. *et al.* (Eds.). **One Health Triad, Unique Scientific Publishers**. 1. ed. Pakistan: Faisalabad, v. 3, p. 86–91, 2023.
- ANDERSON, M. J. A new method for non-parametric multivariate analysis of variance. **Austral Ecology**, v. 26, p. 32–46, 2001.
- ANDERSON, M. J. Distance-based tests for homogeneity of multivariate dispersions. **Biometrics**, v. 62, n. 1, p. 245–253, 2006.
- ANSHARY, H.; SRIWULAN, S.; AMRIANA, A. High prevalence and mean intensity of trichodinids and monogeneans on Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in Indonesian hatcheries. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 43, p. 100898, 2023.
- ARDESHIR, R. A.; MOVAHEDINIA, A.; RASTGAR, S. Fish liver biomarkers for heavy metal

pollution: a review article. **American Journals of Toxicology**, v. 1, n. 1, p. 1–8, 2017.

ARECHAVALA-LOPEZ, P. *et al.* Reared fish, farmed escapees and wild fish stocks - A triangle of pathogen transmission of concern to Mediterranean aquaculture management. **Aquaculture Environment Interactions**, v. 3, p. 153–161, 2013.

ATTAYDE, J. L. *et al.* Impactos da introdução da tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus*, sobre a estrutura trófica dos ecossistemas aquáticos do bioma Caatinga. **Oecologia Brasiliensis**, v. 11, n. 3, p. 450–461, 2007.

ATTAYDE, J. L.; BRASIL, J.; MENESCAL, R. A. Impacts of introducing Nile tilapia on the fisheries of a tropical reservoir in North-eastern Brazil. **Fisheries Management and Ecology**, v. 18, n. 6, p. 437–443, 2011.

AZEVEDO-SANTOS, V. M.; RIGOLIN-SÁ, O.; PELICICE, F. M. Growing, losing or introducing? Cage aquaculture as a vector for the introduction of non-native fish in Furnas Reservoir, Minas Gerais, Brazil. **Neotropical Ichthyology**, v. 9, n. 4, p. 915–919, 2011.

AZIZA, A. E.; AWADIN, W. F.; ORMA, A. M. Effect of dietary substitution of cod liver oil by vegetable oils on growth performance, body composition, lipid peroxidation, liver and muscle histopathological state in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Journal of fisheries and Aquaculture**, v. 4, n. 2, p. 87–94, 2013.

BALLESTER-MOLTÓ, M.; SANCHEZ-JEREZ, P.; AGUADO-GIMÉNEZ, F. Consumption of particulate wastes derived from cage fish farming by aggregated wild fish. An experimental approach. **Marine Environmental Research**, v. 130, p. 166–173, 2017.

BARRETT, L. T.; SWEARER, S. E.; DEMPSTER, T. Impacts of marine and freshwater aquaculture on wildlife: a global meta-analysis. **Reviews in Aquaculture**, v. 11, n. 4, p. 1–23, 2018.

BARTON, B. A. Stress in fishes: A diversity of responses with particular reference to changes in circulating corticosteroids. **Integrative and Comparative Biology**, v. 42, p. 517–525, 2002.

BARTON, B. A.; IWAMA, G. K. Physiological changes in fish from stress in aquaculture with emphasis on the response and effects of corticosteroids. **Annual Review of Fish Diseases**, v. 1, p. 3–26, 1991.

BASELGA, A. Partitioning the turnover and nestedness components of beta diversity. **Global Ecology and Biogeography**, v. 19, p. 134–143, 2010.

BASELGA, A. The relationship between species replacement, dissimilarity derived from nestedness, and nestedness. **Global Ecology and Biogeography**, v. 21, p. 1223–1232, 2012.

BASELGA, A. Separating the two components of abundance-based dissimilarity: balanced changes in abundance vs. abundance gradients. **Methods in Ecology and Evolution**, v. 4, p. 552–557, 2013.

BASSON, L.; VAN AS, J. G. Trichodinid ectoparasites (Ciliophora: Peritrichida) of wild and cultured freshwater fishes in Taiwan, with notes on their origin. **Systematic Parasitology**, v. 28, p. 197–222, 1994.

BELL, M. V.; TOCHER, D. R. Biosynthesis of Polyunsaturated Fatty Acids in Aquatic Ecosystems: General Pathways and New Directions. In: KAINZ, M. J.; BRETT, M. T.; ARTS, M. T. (org.). **Lipids in Aquatic Ecosystems**. Springer Science+Business Media, LLC, 2009. p. 211–236.

BELLARD, C.; CASSEY, P.; BLACKBURN, T. M. Alien species as a driver of recent extinctions. **Biology Letters**, v. 12, p. 20150623, 2016.

BERNET, D. *et al.* Gonadal alterations in male whitefish *Coregonus fatioides*: no evidence for genetic damage reducing viability in early life stages. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 22, p. 25–34, 1999.

BERTAGLIA, E. A. *et al.* Influence of seasonality and culture stage of farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) with Monogenean parasitic infection. **Animals**, v. 13, p. 1525, 2023.

BIDINOTTO, P. M.; MORAES, G.; SOUZA, R. H. S. Hepatic glycogen and glucose in eight tropical freshwater teleost fish: A procedure for field determinations of microsamples. **Boletim Técnico do CEPTA**, v. 10, p. 53–60, 1997.

BILEN, A. M.; BILEN, S. Effect of diet on the fatty acids composition of cultured sea bass (*Dicentrarchus labrax*) liver tissues and histology compared with sea bass caught in Egean Sea. **Marine Science and Technology Bulletin**, v. 2, n. 1, p. 15–21, 2013.

BITTENCOURT, L. S. *et al.* Impact of the invasion from Nile tilapia on natives Cichlidae species in tributary of Amazonas river, Brazil. **Biota Amazônia**, v. 4, n. 3, p. 88–94, 2014.

BLAHOUA, K. G. *et al.* Parasite community of *Oreochromis niloticus* from man-made Lake Ayame I, Côte d'Ivoire. **International Journal of Biosciences**, v. 16, n. 4, p. 193–205, 2020.

BONAFÉ, E. G. *et al.* Incorporation and profile of fatty acids in tilapia fillets (*Oreochromis niloticus*) fed with tung oil. **Food Science and Technology**, v. 33, n. Suppl.1, p. 47–51, 2013.

BONDAD-REANTASO, M. G.; ARTHUR, J. R. Trichodinids (Protozoa: Ciliophora: Peritrichida) of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in the Philippines. **Asian Fisheries Science**, v. 3, 1989.

BONGA, S. E. W. The stress response in fish. **Physiological Reviews**, v. 77, n. 3, p. 591–625, 1997.

BOTARO, D. *et al.* Redução da proteína da dieta com base no conceito de proteína ideal para tilápias-do-nilo (*Oreochromis niloticus*) criadas em tanques-rede. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 36, n. 3, p. 517–525, 2007.

BOUWMEESTER, M. M. *et al.* Collateral diseases: aquaculture impacts on wildlife infections. **Journal of Applied Ecology**, v. 58, p. 453–464, 2021.

BRANDÃO, H. *et al.* Fish-food interaction network around cage fish farming in a neotropical reservoir. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 33, p. e18, 2021.

BRANNON, P. M. Adaptation of the exocrine pancreas to diet. **Annual Review of Nutrition**, v. 10, p. 85–105, 1990.

BUERGER, A. N. *et al.* Impacts of diethylhexyl phthalate and overfeeding on physical fitness and lipid mobilization in *Danio rerio* (zebrafish). **Chemosphere**, v. 295, p. 133703, 2022.

BURRESON, E. M. Phylum Annelida: Hirudinea as vectors and disease agents. In: WOO, P. I. K. (Ed.). **Fish Diseases and Disorders**. 2. ed. Oxon: CAB International, v. 1, p. 566–591, 2006.

BUSH, A. O. *et al.* Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* Revisited. **The Journal of Parasitology**, v. 83, n. 4, p. 575–583, 1997.

CACHO, J. C. S.; MOURA, R. S. T.; HENRY-SILVA, G. G. Influence of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fish farming in net cages on the nutrient and particulate matter sedimentation rates in Umari reservoir, Brazilian semi-arid. **Aquaculture Reports**, v. 17, p. 100358, 2020.

CAMARGO, M. M. P.; MARTINEZ, C. B. R. Histopathology of gills, kidney and liver of a Neotropical fish caged in an urban stream. **Neotropical Ichthyology**, v. 5, n. 3, p. 327–336, 2007.

CANONICO, G. C. *et al.* The effects of introduced tilapias on native biodiversity. **Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems**, v. 15, n. 5, p. 463–483, 2005.

CAO, X. F. *et al.* High-fat diet induces aberrant hepatic lipid secretion in blunt snout bream by activating endoplasmic reticulum stress-associated IRE1/XBP1 pathway. **Biochimica et Biophysica Acta Molecular and Cell Biology of Lipids**, v. 1864, p. 213–223, 2019.

CARRERAS-COLOM, E. *et al.* Natural variability and potential use of melanomacrophage centres as indicators of pollution in fish species from the NW Mediterranean Sea. **Marine Pollution Bulletin**, v. 176, p. 113441, 2022.

CASIMIRO, A. C. R. *et al.* Escapes of non-native fish from flooded aquaculture facilities: The case of Paranapanema river, southern Brazil. **Zoologia**, v. 35, p. 2011–2016, 2018.

CATANZARO, R. *et al.* Exploring the metabolic syndrome: Nonalcoholic fatty pancreas disease. **World Journal of Gastroenterology**, v. 22, n. 34, p. 7660–7675, 2016.

CENDROWICZ, E. *et al.* The role of macrophages in cancer development and therapy. **Cancers**, v. 13, p. 1946, 2021.

CÉSAR, I. I. *et al.* Biodiversity and ecology of Hirudinea (Annelida) from the Natural Reserve of Isla Martín García, Río de la Plata, Argentina. **Brazilian Journal of Biology**, v. 69, n. 4, p. 1107–1113, 2009.

CHEN, Q. *et al.* Endoplasmic reticulum stress induces hepatic steatosis by transcriptional upregulating lipid droplet protein perilipin2. **Federation of American Society of Experimental Biology**, v. 35, p. 1–16, 2021.

CHRISTIE, W. W. **Lipids analysis**. Bridgwater, The Oily Press, 2003.

CIJI, A.; AKHTAR, M. S. Stress management in aquaculture: a review of dietary interventions. **Reviews in Aquaculture**, v. 13, p. 1–58, 2021.

CLARKE, K. R. Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. **Australian journal of ecology**, v. 18, n. 1, p. 117–143, 1993.

COELHO, P. N.; HENRY, R. The small foreigner: new laws will promote the introduction of non-native zooplankton in Brazilian aquatic environments. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 29, p. e7, 2017.

CUCHEROUSSET, J.; OLDEN, J. D. Ecological impacts of non-native freshwater fishes. **Fisheries**, v. 36, n. 5, p. 215–230, 2011.

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, p. 68–87, 2010.

D'AGOSTO, M.; SERRA-FREIRE, N. M. Estágios evolutivos de *Tripanossomas* de *Hipostomus punctatus* Valenciennes (Osteichthyes, Loricariidae) em infecção natural de *Batrachobdella gemmata* Blanchard (Hirudinea, Glossiphoniidae). **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 10, n. 3, p. 414–426, 1993.

DABROWSKI, K.; GUDERLEY, H. Intermediary metabolism. In: HALVER, J. E.; HARDY, R. W. (Eds.). **Fish Nutrition**. 3. ed. California, Academic Press, p. 309–365, 2002.

DAVID, G. S. *et al.* Ecological carrying capacity for intensive tilapia (*Oreochromis niloticus*) cage aquaculture in a large hydroelectrical reservoir in Southeastern Brazil. **Aquacultural Engineering**, v. 66, p. 30–40, 2015.

DAVID, F. S.; PROENÇA, D. C.; VALENTI, W. C. Phosphorus budget in integrated multitrophic aquaculture systems with Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*, and Amazon river Prawn, *Macrobrachium amazonicum*. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 48, n. 3, p. 402–414, 2017.

DAVID, L. H. *et al.* Tilapia farming based on periphyton as a natural food source. **Aquaculture**, v. 547, n. July 2021, p. 737544, 2022.

DELGADO-COELLO, B. Liver regeneration observed across the different classes of vertebrates from an evolutionary perspective. **Heliyon**, v. 7, p. e06449, 2021.

DELASPRE, F. *et al.* Centroacinar cells are progenitors that contribute to endocrine pancreas regeneration, **Diabetes**, v. 64, p. 3499–3509, 2015.

DELLA CORTE, C. *et al.* Nonalcoholic fatty pancreas disease and nonalcoholic fatty liver disease: more than ectopic fat. **Clinical Endocrinology**, v. 83, n. 5, p. 656–662, 2015.

DEMÉTRIO, J. A. *et al.* Influence of net cage farming on the diet of associated wild fish in a Neotropical reservoir. **Aquaculture**, v. 330–333, p. 172–178, 2012.

DIAS JUNIOR, W. *et al.* Lipolytic response of adipose tissue and metabolic adaptations to long periods of fasting in red tilapia (*Oreochromis* sp., Teleostei: Cichlidae). **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 88, 3 Suppl., p. 1743–1754, 2016.

DRAY, S. *et al.* **Multivariate Multiscale Spatial Analysis. Ecological Monographs**. Version 0.3-21, 2023. Disponível em: <https://github.com/sdray/adesspatial>. Acesso em: 17 set. 2023.

DUBOIS, M. *et al.* Colorimetric method for determination of sugars and related substances.

Analytical Chemistry, v. 28, n. 3, p. 350–356, 1956.

EDWARDS, P. Aquaculture environment interactions: past, present and likely future trends. **Aquaculture**, v. 447, p. 36, 2015.

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

EIRAS, J. C.; VELLOSO, A. L.; PEREIRA JR., J. **Parasitos de peixes marinhos da América do Sul**. Rio Grande, FURG, 445 p., 2016.

EISSA, AL. E. *et al.* Streptococcus, *Centrocestus formosanus* and *Myxobolus tilapiae* concurrent infections in farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Microbial Pathogenesis**, v. 158, p. 105084, 2021.

EL-SAYED, A. F. M. **Tilapia Culture**. 2ed. Alexandria, Egypt, Academic Press, 293 p., 2020.

EMBRAPA, EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA E AGROPECUÁRIA **Brasil inicia o maior projeto de pesquisa já elaborado**. 2018. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/35429495/brasil-inicia-o-maior-projeto-de-pesquisa-ja-elaborado-para-desenvolver-a-aquicultura>>. Acesso em: 15 maio. 2023.

EMBRAPA, EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA E AGROPECUÁRIA. **Estudo conclui que tilápias crescem mais alimentadas com 32% de proteína**. 2019. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/46358026/estudo-conclui-que-tilapias-crescem-mais-alimentadas-com-32-de-proteina>>. Acesso em: 03 abril. 2024.

EMBRAPA, EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA E AGROPECUÁRIA. **Piscicultura em tanques-rede**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2009.

ERGENS, R. The suitability of ammonium picrateglycerin in preparing slides of lower Monogenoidea. **Folia Parasitologica**, v. 16, p. 320–320, 1969.

FAO, FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. **Nile tilapia - Nutritional requirements**. 2023. Disponível em: <https://www.fao.org/fishery/affris/species-profiles/nile-tilapia/nutritional-requirements/en/>. Acesso em: 8 ago. 2023

FAO, FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. **The state of world fisheries and aquaculture**. Rome, Sustainability in action, 224. p., 2020.

FERNANDES, N. M. *et al.* Quantitative study of *Trichodina heterodentata* (Ciliophora: Mobilis) infrapopulations infesting tadpoles of a Brazilian endemic toad *Rhinella pombali* (Anura: Bufonidae). **Zoologia**, v. 28, n. 6, p. 777–783, 2011.

FIGUEREDO, C. C.; GIANI, A. Ecological interactions between Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*, L.) and the phytoplanktonic community of the Furnas reservoir (Brazil). **Freshwater Biology**, v. 50, p. 1391–1403, 2005.

FISHBASE. ***Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758)**. 2023. Disponível em: <<https://www.fishbase.se/summary/oreochromis-niloticus.html>>. Acesso em: 8 ago. 2023.

FISHER, R. A.; CORBET, A. S.; WILLIAMS, C. B. The relation between the number of species and the number of individuals in a random sample of an animal population. **Journal of Animal Ecology**, v. 12, n. 1, p. 42–58, 1943.

FOLCH, J.; LEES, M.; STANLEY, G. H. S. A simple method for the isolation and purification of total lipides from animal tissues. **Journal of Biological Chemistry**, v. 226, n. 1, p. 497–509, 1956.

FORNECK, S. C. *et al.* Aquaculture facilities drive the introduction and establishment of non-native *Oreochromis niloticus* populations in Neotropical streams. **Hydrobiologia**, v. 848, n. 9, p. 1955–1966, 2021.

FRANCO, A. C. S. *et al.* Tilapia venturing into high-salinity environments: a cause for concern? **Aquatic Ecology**, v. 58, p. 47-55, 2024.

FRINGS, C. S. *et al.* Improved determination of total serum lipids by the sulfo-phospho-vanillin reaction. **Clinical Chemistry**, v. 18, n. 7, p. 673–674, 1972.

FURUYA, W. M. **Tabelas brasileiras para a nutrição de tilápias**. Toledo: GFM, 101 p., 2010.

GANASSIN, M. J. M. *et al.* The invasion of an alien characiform fish and the decline of a native congener in a Neotropical river-floodplain system. **Hydrobiologia**, v. 848, p. 2189–2201, 2021.

GARCIA, F. *et al.* The potential of periphyton-based cage culture of Nile tilapia in a Brazilian reservoir. **Aquaculture**, v. 464, p. 229–235, 2016.

GARCIA, F. *et al.* Periphyton-based cage culture of Nile tilapia: An interesting model for small-scale farming. **Aquaculture**, v. 479, p. 838–844, 2017.

GARCÍA-MEILÁN, I. *et al.* Effects of dietary protein-to-lipid ratio on digestive and absorptive processes in sea bass fingerlings. **Aquaculture**, v. 463, p. 163–173, 2016.

GARCÍA-VÁSQUEZ, A. *et al.* Morpho-molecular characterization of *Gyrodactylus* parasites of farmed tilapia and their spillover to native fishes in Mexico. **Scientific Reports**, v. 11, p. 13957, 1 dez. 2021.

GHAYE, A. P. *et al.* Progenitor potential of nkx6.1-expressing cells throughout zebrafish life and during beta cell regeneration. **BMC Biology**, v. 13, p. 1–24, 2015.

GÓMEZ-REQUENI, P. *et al.* Effects of increasing the dietary lipid levels on the growth performance, body composition and digestive enzyme activities of the teleost pejerrey (*Odontesthes bonariensis*). **Aquaculture**, v. 416–417, p. 15–22, 2013.

GONZALEZ-ALCAIDE, G. *et al.* Global research on cysticercosis and neurocysticercosis: A bibliometric analysis. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 10, p. 1–13, 2023.

GRAÇA, W. J.; PAVANELLI, C. S. **Peixes da planície de inundação do alto Rio Paraná e áreas adjacentes**. Maringá: EDUEM, 241 p., 2007.

GREEN, J. D.; SHIEL, R. J. Mobiline peritrich riders on Australian calanoid copepods.

Hydrobiologia, v. 437, p. 203–212, 2000.

HE, J. *et al.* Effect of feeding-intensity stress on biochemical and hematological indices of gift tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 15, p. 303–310, 2015.

HENRY-SILVA, G. G. *et al.* Economic, social, and environmental assessment of farming Nile tilapia in net-cages in a reservoir in hot semi-arid region during an extended drought event. **Environmental Science and Pollution Research**, p. 12, 2022.

HERTEL, L. A. *et al.* Molecular identification of symbionts from the pulmonate snail *Biomphalaria glabrata* in Brazil. **Journal of Parasitology**, v. 90, n. 4, p. 759–763, 2004.

HONORATO, C. A. *et al.* Histologia do fígado de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) alimentados com dietas contendo silagem biológica de pescado. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 34, n. Supl.1, p. 64–68, 2014.

HOSSAIN, M. A. *et al.* Toxic effects of chlorpyrifos on the growth, hematology, and different organs histopathology of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. **Saudi Journal of Biological Sciences**, v. 29, p. 103316, 2022.

HURTREZ-BOUSSÈS, S. *et al.* Dynamics of host-parasite interactions: the example of population biology of the liver fluke (*Fasciola hepatica*). **Microbes and Infection**, v. 3, p. 841–849, 2001.

IBGE, INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Produção da Pecuária Municipal 2023**. Rio de Janeiro. Disponível em: <https://biblioteca.ibge.gov.br/index.php/biblioteca-catalogo?view=detalhes&id=784>. Acesso em: 01 jan. 2024.

IBAMA, INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS. **Estratégia nacional para espécies exóticas invasoras. Projeto Pró-Espécies: todos contra a extinção**. 2022. Disponível em: <<https://www.gov.br/ibama/pt-br/assuntos/biodiversidade/especies-exoticas-invasoras/sobre-as-especies-exoticas-invasoras#2--estrategia-nacional-para-especies-exoticas-invasoras---projeto-pr-esp-cies--todos-contra-a-extin--o>>. Acesso em: 11 jun. 2023.

JENSEN, O. *et al.* Escapes of fishes from Norwegian sea-cage aquaculture: Causes, consequences and prevention. **Aquaculture Environment Interactions**, v. 1, p. 71–83, 2010.

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.

JESUS, R. B. *et al.* Trypanosomiasis causing mortality outbreak in Nile tilapia intensive farming: identification and pathological evaluation. **Aquaculture**, v. 491, p. 169–176, 2018.

JIA, R. *et al.* Effects of high-fat diet on steatosis, endoplasmic reticulum stress and autophagy in liver of tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Frontiers in Marine Science**, v. 7, p. 363, 2020a.

JIA, R. *et al.* Effects of high-fat diet on antioxidative status, apoptosis and inflammation in liver of tilapia (*Oreochromis niloticus*) via Nrf2, TLRs and JNK pathways. **Fish and Shellfish Immunology**,

v. 104, p. 391–401, 2020b.

JIA, R. *et al.* Alterations at biochemical, proteomic and transcriptomic levels in liver of tilapia (*Oreochromis niloticus*) under chronic exposure to environmentally relevant level of glyphosate. **Chemosphere**, v. 294, p. 133818, 2022.

JIANG, Q. *et al.* Environmental sustainability and footprints of global aquaculture. **Resources, Conservation and Recycling**, v. 180, p. 106183, 2022.

JIMÉNEZ-GARCÍA, M. I.; VIDAL-MARTÍNEZ, V. M.; LÓPEZ-JIMÉNEZ, L. S. Monogeneans in introduced and native cichlids in México: evidence for transfer. **Journal of Parasitology**, v. 87, n. 4, p. 907–909, 2001.

JUSTO, M. C. N. *et al.* Monogenoidea parasites of *Oreochromis niloticus* submitted to ractopamine supplemented diet from cultivated system. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 72, n. 5, p. 1980–1988, 2020.

KAN, N. G.; JUNGHANS, D.; BELMONTE, J. C. I. Compensatory growth mechanisms regulated by BMP and FGF signaling mediate liver regeneration in zebrafish after partial hepatectomy. **The FASEB Journal**, v. 23, p. 3516–3525, 2009.

KARVONEN, A. *et al.* Dynamics of *Diplostomum spathaceum* infection in snail hosts at a fish farm. **Parasitology Research**, v. 99, p. 341–345, 2006.

KASEMBELE, G. K. *et al.* First record of monogenean fish parasites in the Upper Lufira River Basin (Democratic Republic of Congo): dactylogyrids and gyrodactylids infesting *Oreochromis mweruensis*, *Coptodon rendalli* and *Serranochromis macrocephalus* (Teleostei: Cichlidae). **Parasites and Vectors**, v. 16, p. 1–15, 2023.

KAYA, D.; PULATSÜ, S. Sediment-focused environmental impact of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum, 1792) Cage farms: Almus Reservoir (Tokat). **Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 17, p. 345–352, 2017.

KHALLAF, M. *et al.* Prevalence and histopathological Studies of *Trichodina* spp. infecting *Oreochromis niloticus* in Behera Governorate, Egypt. **Journal of Current Veterinary Research**, v. 2, n. 1, p. 1–7, 2020.

KITSON, F. G.; LARSEN, B. S.; MCEWEN, C. N. **Gas chromatography and mass spectrometry: a practical guide**. New York: Academic Press, 1996.

KLIEMANN, B. C. K. **Ecologia trófica e biomarcadores isotópicos e fisiológicos de espécies de peixes silvestres associados a pisciculturas em tanques-rede**. 2023. 165 f. Universidade Estadual Paulista, Botucatu, São Paulo. 2023.

KLIEMANN, B. C. K. *et al.* Dietary changes and histophysiological responses of a wild fish (*Geophagus cf. proximus*) under the influence of tilapia cage farm. **Fisheries Research**, v. 204, p. 337–347, 2018.

KLIEMANN, B. C. K. *et al.* Do cage fish farms promote interference in the trophic niche of wild fish in neotropical reservoir? **Fisheries Research**, v. 248, p. 106198, 2022.

KOPF, A.; KIERMAIER, E. Dynamic microtubule arrays in leukocytes and their role in cell migration and immune synapse formation. **Frontiers in Cell and Developmental Biology**, v. 9, p. 635511, 2021.

KREBS, C. J. **Ecological methodology**. 3. ed. Harper Collins, 2014.

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

KUMAR, V.; ABBAS, A. K.; ASTER, J. C. **Patologia Básica, Robbins**. 9. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2013.

LANDGRAF, K. *et al.* Short-term overfeeding of zebrafish with normal or high-fat diet as a model for the development of metabolically healthy versus unhealthy obesity. **BMC Physiology**, v. 17, n. 4, p. 1–10, 2017.

LEMAIRE, P. *et al.* Changes with different diets in plasma enzymes (GOT, GPT, LDH, ALP) and plasma lipids (cholesterol, triglycerides) of sea-bass (*Dicentrarchus labrax*). **Aquaculture**, v. 93, p. 63–75, 1991.

LERSSUTTHICHAWAL, T.; MANEEPITAKSANTI, W.; PURIVIROJKUL, W. Gill Monogeneans of potentially cultured tilapias and first record of *Cichlidogyrus mbirizei* Bukinga *et al.*, 2012, in Thailand. **Agriculture Technology and Biological Sciences**, v. 13, n. 7, p. 543–553, 2016.

LI, L. *et al.* Oxidative stress induced by nanoplastics in the liver of juvenile large yellow croaker *Larimichthys crocea*. **Marine Pollution Bulletin**, v. 170, p. 112661, 2021.

LIMA, L. B. *et al.* Expansion of aquaculture parks and the increasing risk of non-native species invasions in Brazil. **Reviews in Aquaculture**, v. 10, p. 111–122, 2018.

LIN, J. J. *et al.* Hepatoprotective mechanism of freshwater clam extract alleviates non-alcoholic fatty liver disease: Elucidated: In vitro and in vivo models. **Food and Function**, v. 9, p. 6315–6325, 2018.

LIU, Y. *et al.* Comparison of effects of dietary-specific fatty acids on growth and lipid metabolism in Nile tilapia. **Aquaculture Nutrition**, p. 1–11, 2019.

LLOPIS-BELENGUER, C. *et al.* Native and invasive hosts play different role in host-parasite networks. **Ecography**, v. 43, p. 559–568, 2020.

LOWRY, O. H. *et al.* Protein measurement with the folin phenol reagent. **Journal of Biological Chemistry**, v. 193, n. 1, p. 265–275, 1951.

LOZANO-VILANO, M. DE L.; RAMÍREZ, M. E. G. Peces invasores en el noreste de México. In: MENDOZA, R.; KOLEFF, P. (Eds.). **Especies acuáticas invasoras en México**. México: Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, p. 401–412, 2014.

LUKAS, J. *et al.* Diurnal Changes in Hypoxia Shape Predator-Prey Interaction in a Bird-Fish System. **Frontiers in Ecology and Evolution**, v. 9, p. 1–13, 2021.

- LUQUE, J. L. Biologia, epidemiologia e controle de parasitos de peixes. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13, p. 161–164, 2004.
- MACARTHUR, R. H.; PIANKA, E. R. On optimal use of a patchy environment. **The American Naturalist**, v. 100, p. 603–609, 1966.
- MARCOGLIESE, D. J. Food webs and the transmission of parasites to marine fish. **Parasitology**, v. 124, p. S83–S99, 2002.
- MANEEPITAKSANTI, W.; NAGASAWA, K. Monogeneans of *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Dactylogyridae), gill parasites of tilapias, from Okinawa Prefecture, Japan. **Biogeography**, v. 14, p. 111–119, 2012.
- MARENGONI, N. G. *et al.* Monogenoidea (Dactylogyridae) em tilápias-do-nilo cultivadas sob diferentes densidades de estocagem em tanques-rede. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 61, p. 393–400, 2009.
- MARGALEF, D. R. La teoria de la information en ecologia. **Memorias de la real academia de ciencias y artes de Barcelona**, v. 32, n. 13, p. 78, 1957.
- MARTIN, C. W.; VALENTINE, M. M.; VALENTINE, J. F. Competitive interactions between invasive Nile tilapia and native fish: The potential for altered trophic exchange and modification of food webs. **PLoS ONE**, v. 5, n. 12, p. e14395, 2010.
- MARTINS, M. L.; CARDOSO, L.; DE PÁDUA, S. B. Protozoan infections in farmed fish from Brazil: diagnosis and pathogenesis. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 24, n. 1, p. 1–20, 2015.
- MATTHEWS, R. A. *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet and ichthyophthiriosis in freshwater teleosts. In: BAKER, J. R.; MULLER, R. R. D. (Eds.). **Advances in Parasitology**. Academic Press, v. 59, p. 159–241, 2005.
- MATTIUCCI, S. *et al.* Anisakiasis and gastroallergic reactions associated with *Anisakis pegreffii* infection, Italy. **Emerging Infectious Diseases**, v. 19, n. 3, p. 496–499, 2013.
- MERCANTE, C. T. J. *et al.* Potential toxic effect of ammonia in reservoirs with Tilapia culture in cages. **International Journal of Fisheries and Aquatic Studies**, v. 6, n. 5, p. 256–261, 2018.
- MESEGUER, J.; LÓPEZ-RUIZ, A.; ESTEBAN, M. A. Melano-macrophages of the seawater teleosts, sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and gilthead seabream (*Sparus aurata*): morphology, formation and possible function. **Cell & Tissue Research**, v. 277, p. 1–10, 1994.
- MISHRA, S. P. Significance of fish nutrients for human health. **International Journal of Fisheries and Aquatic Research**, v. 5, p. 47–49, 2020.
- MILLIGAN, C. L.; GIRARD, S. S. Lactate Metabolism in Rainbow Trout. **Journal of Experimental Biology**, v. 180, p. 175–193, 1993.
- MJOUN K.; ROSENTRATER, K.; BROWN, M. L. Tilapia: environmental biology and nutritional

requirements south Dakota cooperative extension service. **Fact Sheets**, paper 164, 8 p., 2010.

MOHAMED, A. R. M.; AL-WAN, S. M. Biological aspects of an invasive species of *Oreochromis niloticus* in the Garmat Ali River, Basrah, Iraq. **Journal of Agriculture and Veterinary Science**, v. 13, n. 2, p. 15–26, 2020.

MOHAMED, F. A. S. Histopathological studies on *Tilapia zillii* and *Solea vulgaris* from Lake Qarun, Egypt. **World Journal of Fish and Marine Sciences**, v. 1, n. 1, p. 29–39, 2009.

MOI, D. A. *et al.* Non-native fishes homogenize native fish communities and reduce ecosystem multifunctionality in tropical lakes over 16 years. **Science of the Total Environment**, v. 769, p. 144524, 2021.

MONROIG, O.; TOCHER, D. R.; CASTRO, L. F. C. Polyunsaturated Fatty acid biosynthesis and metabolism in fish. In: BURDGE, G. C. (Ed.). **Polyunsaturated Fatty Acid Metabolism**. Porto, Portugal: Elsevier, p. 31–60, 2018.

MONTANHINI NETO, R.; OSTRENSKY, A. Nutrient load estimation in the waste of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) reared in cages in tropical climate conditions. **Aquaculture Research**, v. 46, n. 6, p. 1309–1322, 2015.

MOREIRA, N. M.; CURTI, R.; MANCINI-FILHO, J. Ácidos graxos: uma revisão. **Nutrire Revista da Sociedade Brasileira de Alimentação e Nutrição**, v. 24, p. 105–123, 2002.

MOSS, J. B. *et al.* Regeneration of the pancreas in adult zebrafish. **Diabetes**, v. 58, p. 1844–1851, 2009.

MOURA, G. S.; OLIVEIRA, M. G. A.; LANNA, E. A. T. Desempenho e atividade de lipase em tilápias do nilo. **Archivos de Zootecnia**, v. 61, n. 235, p. 367–374, 2012.

NABIRYE, H. *et al.* The evaluation of cage fish farming effects on water quality using selected benthic macro-invertebrate community parameters in the napoleon gulf, northern Lake Victoria. **International Journal of Fisheries and Aquatic Studies**, v. 4, n. 1, p. 42–50, 2016.

NAYLOR, R. L. *et al.* A 20-year retrospective review of global aquaculture. **Nature**, v. 591, n. 7851, p. 551–563, 2021.

NELSON, D. L.; COX, M. M. **Princípios de bioquímica de Lehninger**. 7 ed. Porto Alegre: Artmed, 1260 p., 2019.

NEVES, M. P.; AMORIM, J. P. A.; DELARIVA, R. L. Influence of land use on the health of a detritivorous fish (*Ancistrus mullerae*) endemic to the Iguassu ecoregion: relationship between agricultural land use and severe histopathological alterations. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 25, n. 12, p. 11670–11682, 2018.

NG, W. K. *et al.* Effects of dietary fish and vegetable oils on the growth, tissue fatty acid composition, oxidative stability and vitamin E content of red hybrid tilapia and efficacy of using fish oil finishing diets. **Aquaculture**, v. 372–375, p. 97–110, 2013.

NILAKARAWASAM, N. **Ecological studies on the parasites of *Etroplus suratensis* (Bloch)**

(Pisces: Cichlidae) with special reference to Enterogyrus spp. (Monogenea: Ancyrocephalidae). 1993. 440 f. Doctoral Thesis University of Stirling, 1993.

NIMET, J.; AMORIM, J. P. A. A.; DELARIVA, R. L. Histopathological alterations in *Astyanax bifasciatus* (Teleostei: Characidae) correlated with land uses of surroundings of streams. **Neotropical Ichthyology**, v. 16, n. 1, p. e170129, 2018.

NING, L. *et al.* Nutritional background changes the hypolipidemic effects of fenofibrate in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Nature Publishing Group**, p. 1–11, 2017.

NITTA, M. First Japanese Record of *Epistylis wuhanensis* (Ciliophora: Epistylididae) Attached to *Lernaea cyprinacea* (Copepoda), with a List of Epistylis Species Attached to Metazoans in Japan. **Species Diversity**, v. 27, n. 1, p. 61–69, 2022.

NOBILE, A. B. *et al.* Cage fish farm act as a source of changes in the fish community of a Neotropical reservoir. **Aquaculture**, v. 495, p. 780–785, 2018.

NOBILE, A. B. *et al.* Status and recommendations for sustainable freshwater aquaculture in Brazil. **Reviews in Aquaculture**, v. 12, n. 3, p. 1495–1517, 2020.

NOGA, E. J.; FLOWERS, J. R. Invasion of *Tilapia mossambica* (Cichlidae) viscera by the Monogenean *Enterogyrus cichlidarum*. **The Journal of Parasitology**, v. 81, n. 5, p. 815–817, 1995.

OBA, E. O.; MARIANO, W. S.; SANTOS, L. R. B. Estresse em peixes cultivados: agravantes e atenuantes para o manejo rentável. Em: TAVARES-DIAS, M. (Ed.). **Manejo e Sanidade de Peixes em Cultivo**. Macapá: Embrapa Amapá, p. 226–247, 2009.

OBEN, J. A. *et al.* Maternal obesity programmes offspring development of non-alcoholic fatty pancreas disease. **Biochemical and Biophysical Research Communications**, v. 394, p. 24–28, 2010.

OBIEKEZIE, A.; EKANEM, D. Experimental infection of *Heterobranchus longijilis* (Teleostei, Clariidae) with *Trichodina maritinkae* (Ciliophora, Peritrichida). **Aquatic Living Resources**, v. 8, p. 439–443, 1995.

OKAMOTO, K.; MORIO, T. Inborn errors of immunity with eosinophilia. **Allergology International**, v. 70, p. 415–420, 2021.

OKSANEN, J. *et al.* **Community Ecology Package: Package vegan**. Version, 2.6-4. 2022. Disponível em: <https://github.com/vegandevs/vegan>. Acesso em 9 set. 2023.

OKUN, N. *et al.* Omnivory does not prevent trophic cascades in pelagic food webs. **Freshwater Biology**, v. 53, p. 129–138, 2008.

OLSEN, R. E.; HENDERSON, R. J.; MCANDREW, B. J. The conversion of linoleic acid and linolenic acid to longer chain polyunsaturated fatty acids by Tilapia (*Oreochromis*) nilotica in vivo. **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 8, n. 3, p. 261–270, 1990.

ONU, ORGANIZAÇÃO DAS NAÇÕES UNIDAS. **Transformando nosso mundo: a agenda 2030 para o Desenvolvimento Sustentável**. 2015. Disponível em:

<https://nacoesunidas.org/pos2015/agenda2030/>. Acesso em: 5 ago. 2023.

ORLANDI NETO, A. *et al.* Biology of non-native species (*Rhaphiodon vulpinus* Agassiz, 1829) (Characiformes, Cynodontidae) in a cage fish farm area, Upper Paraná River Basin, Brazil. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 31, p. e9, 2019.

ORLANDI NETO, A. *et al.* Structure and composition of ichthyofauna associated with cage fish farming and compared to a control area after severe drought in a Neotropical reservoir. **Neotropical Ichthyology**, v. 20, n. 3, p. 1–17, 2022.

ORSI, M. L.; AGOSTINHO, A. A. Introdução de espécies de peixes por escapes acidentais de tanques de cultivo em rios da Bacia do Rio Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 16, n. 2, p. 557–560, 1999.

ORTEGA, J. C. G. *et al.* Fish farming as the main driver of fish introductions in Neotropical reservoirs. **Hydrobiologia**, v. 746, n. 1, p. 147–158, 2015.

OSTRENSKY, A.; BOEGER, W. **Piscicultura: fundamentos e técnicas de manejo**. Guaíba: Agropecuária, 1998.

OTA, R. R. *et al.* Peixes da planície de inundação do alto rio Paraná e áreas adjacentes: Revised, annotated and updated. **Neotropical Ichthyology**, v. 16, n. 2, p. e170094, 2018.

ÖZDEMİR, N. S. *et al.* Neutral and polar lipid fatty acids in five families of demersal and pelagic fish from the deep Northwest Atlantic. **ICES Journal of Marine Science**, v. 76, n. 6, p. 1807–1815, 2019.

PÁDUA, S. B. *et al.* Brazilian catfish parasitized by *Epistylis* sp. (Ciliophora, Epistylidae), with description of parasite intensity score. **Parasitology Research**, v. 112, n. 1, p. 443–446, 2013.

PAGLIARINI, C. D. **Dieta, aspectos metabólicos e parasitológicos de *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, SP**. 2019. 102 f. Universidade Estadual Paulista, Botucatu, São Paulo. 2019.

PAGLIARINI, C. D. *et al.* *Dolops carvalhoi* as a vector of *Epistylis* sp. between cultivated and wild specimens of *Oreochromis niloticus* in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 28, n. 2, p. 325–329, 2019.

PAL, J. *et al.* A review on role of fish in human nutrition with special emphasis to essential fatty acid. **International Journal of Fisheries and Aquatic Studies**, v. 6, n. 2, p. 427–430, 2018.

PALA, G. *et al.* Association of *Epistylis* spp. (Ciliophora: Peritrichia) with parasitic crustaceans in farmed piava *Megaleporinus obtusidens* (Characiformes: Anostomidae). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 27, n. 3, p. 348–353, 2018.

PALM, H. W.; DOBBERSTEIN, R. C. Occurrence of trichodinid ciliates (Peritricha: Urceolariidae) in the Kiel Fjord, Baltic Sea, and its possible use as a biological indicator. **Parasitology Research**, v. 85, p. 723–732, 1996.

PANTOJA, W. 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.; DZIKOWSKI, R. Digenea (Phylum Platyhelminthes). In: WOO, P. T. K. (Ed.). **Fish Diseases and Disorders**. 2. ed. Canada: CAB International, p. 345–390, 2006.

PARISELLE, A.; LAMBERT, A.; EUZET, L. A new type of haptor in mesoparasitic monogeneans of the genus *Enterogyrus* Paperna, 1963, with a description of *Enterogyrus foratus* n. sp. and *E. coronatus* n. sp, stomach parasites of cichlids in West Africa. **Systematic Parasitology**, v. 20, p. 211–220, 1991.

PARK, S. M. *et al.* Ultra-thin, aligned, free-standing nanofiber membranes to recapitulate multi-layered blood vessel/tissue interface for leukocyte infiltration study. **Biomaterials**, v. 169, p. 22–34, 2018.

PARK, S. G. *et al.* Characteristics of the flow field inside and around a square fish cage considering the circular swimming pattern of a farmed fish school: Laboratory experiments and field observations. **Ocean Engineering**, v. 261, p. 112097, 2022.

PARRISH. Essential fatty acids in aquatic food webs. In: KAINZ, M.; BRETT, M. T.; ARTS, M. T. (Eds.). **Lipids in Aquatic Ecosystems**. Springer Science+Business Media, LLC, p. 309–326, 2009.

PASCHOALINI, A. L. *et al.* Heavy metals accumulation and endocrine disruption in *Prochilodus argenteus* from a polluted neotropical river. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 169, p. 539–550, 2019.

PAUL, J.; SHIHAZ, A. V. H. Pancreatic steatosis: A new diagnosis and therapeutic challenge in gastroenterology. **Arquivos de Gastroenterologia**, v. 57, n. 2, p. 216–220, 2020.

PAULINO, M. G. *et al.* The impact of organochlorines and metals on wild fish living in a tropical hydroelectric reservoir: Bioaccumulation and histopathological biomarkers. **Science of the Total Environment**, v. 497–498, p. 293–306, 2014.

PAVANELLI, G. C. *et al.* **Zoonoses Humanas Transmissíveis por Peixes no Brasil**. Maringá: UniCesumar, 2015.

PAVANELLI, G. C.; EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M. **Doenças de Peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento**. 3ed. Maringá: Eduem, 2008.

PEELER, E. J.; FEIST, S. W. Human intervention in freshwater ecosystems drives disease emergence. **Freshwater Biology**, v. 56, p. 705–716, 2011.

PIELOU, E. C. The measurement of diversity in different types of biological collections. **Journal of Theoretical Biology**, v. 13, p. 131–144, 1966.

PILECKY, M. *et al.* Omega-3 PUFA profoundly affect neural, physiological, and behavioural competences – implications for systemic changes in trophic interactions. **Biological Reviews**, v. 96, p. 2127–2145, 2021.

PINTO, H.A., MELO, A.L. Metacestodes of *Parvitaenia macropeos* (Cyclophyllidae, Gryporhynchidae) in *Australoheros facetus* (Pisces, Cichlidae) in Brazil. Neotropical Helminthological

5, 279–283, 2011a.

PINTO, H.A., MELO, A.L. Metacestodes of *Glossocercus auritus* (Cyclophyllidea, Gryporhynchidae) in *Poecilia reticulata* (Pisces, Poeciliidae) from Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária* 20, 161–164, 2011b.

PINTO, H. A.; WIELOCH, A. H.; DE MELO, A. L. Uma nova espécie de *Trichodina* Ehrenberg, 1838 (Ciliophora: Trichodinidae) em *Biomphalaria schrammi* (Crosse, 1864) (Mollusca: Planorbidae). *Lundiana*, v. 7, n. 2, p. 121–124, 2006.

POLEKSIC, V.; MITROVIC-TUTUNDZIC, V. Fish gills as a monitor of sublethal and chronic effects of pollution. In: MULLER, R.; LLOYD, R. (Eds.). **Sublethal and chronic effects of pollutants on freshwater fish**. Oxford. p. 339–352, 1994.

PORTINHO, J. L. *et al.* The pathways influence of agricultural expansion on water quality of fish farming in Ilha Solteira reservoir, São Paulo, Brazil. *Aquaculture*, v. 536, 2021.

RABITTO, I. S. *et al.* Effects of dietary Pb(II) and tributyltin on neotropical fish, *Hoplias malabaricus*: Histopathological and biochemical findings. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 60, p. 147–156, 2005.

RAHMATI, A. R. *et al.* World-wide prevalence of Anisakis larvae in fish and its relationship to human allergic anisakiasis: a systematic review. **Parasitology Research**, v. 119, p. 3585–3594, 2020.

RAHMATI-HOLASOO, H. *et al.* Clinico-histopathological and phylogenetic analysis of protozoan epibiont *Epistylis wuhanensis* associated with crustacean parasite *Lernaea cyprinacea* from ornamental fish in Iran. **Scientific reports**, v. 13, n. 1, p. 14065, 2023.

RAMOS, I. P., VIDOTTO-MAGNONI, A.P. CARVALHO, E.D. Influence of cage fish farming on the diet of dominant fish species of a Brazilian reservoir (Tietê River, High Paraná River basin). **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 20, p. 245–252, 2008.

RAMOS, I. P. *et al.* Impactos ambientais de pisciculturas em tanques-rede sobre águas continentais brasileiras: revisão e opinião. pp. 87–98. In: Cyrino, J.E.P. *et al.* (Eds) **Tópicos especiais em biologia aquática e aquicultura** III. São Paulo, Sociedade Brasileira de Biologia Aquática, 2010.

RAMOS, I. P. *et al.* Interference of cage fish farm on diet, condition factor and numeric abundance on wild fish in a Neotropical reservoir. **Aquaculture**, v. 414–415, p. 56–62, 2013.

RAMOS I. P. *et al.* The influence of cage farming on infection of the corvine fish *Plagioscion squamosissimus* (Perciformes: Sciaenidae) with metacercariae of *Austrodiplostomum compactum* (Digenea: Diplostomidae) from the Chavantes reservoir, São Paulo State, **Brazilian Journal Helminthology**, v. 88, p. 342–348, 2014.

RAMOS, I. P. *et al.* Metacercárias de *Austrodiplostomum compactum* (Digenea: Diplostomidae) em *Schizodon intermedius* (Characiformes: Anostomidade) do reservatório de Jurumirim, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 25, n. 2, p. 240–243, 2016.

RAMOS, I. P. *et al.* Metacercariae of *Austrodiplostomum compactum* (Trematoda, Diplostomidae) in non-native fish species in Brazil: a possible explanation for the high rate of parasitic infection.

Anais da Academia Brasileira de Ciências, v. 92, n. suppl. 2, p. 1–10, 2020.

RASKOVIC, B. *et al.* Histological methods in the assessment of different feed effects on liver and intestine of fish. **Journal of Agricultural Sciences, Belgrade**, v. 56, n. 1, p. 87–100, 2011.

ROBERTS, R. J. **Fish pathology**. 4. ed. Oxford: Garsington Road, 2012.

ROH, H. J. *et al.* Overfeeding-induced obesity could cause potential immuno-physiological disorders in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). **Animals**, v. 10, p. 1–15, 2020.

ROTTA, M. A. **Aspectos gerais da fisiologia e estrutura do sistema digestivo dos peixes relacionados à piscicultura**. Embrapa, Corumbá. 49 p., 2003.

RSTUDIO TEAM. **RStudio: integrated development environment for R**. Boston, PBC. R version 4.3.0. 2022.

SABRY, R. C. *et al.* Parasitological survey of mangrove oyster, *Crassostrea rhizophorae*, in the Pacoti River Estuary, Ceará State, Brazil. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 112, n. 1, p. 24–32, 2013.

SANCHES, F. H. C. *et al.* Aggressiveness overcomes body-size effects in fights staged between invasive and native fish species with overlapping niches. **PLoS ONE**, v. 7, n. 1, p. e29746, 2012.

SANTOS, R. D. *et al.* **I Diretriz brasileira de hipercolesterolemia familiar**. ProL Editio ed. Rio de Janeiro: SBC - Núcleo Interno de Publicações Produção, v. 99, 2012.

SANTOS, W. M. *et al.* Dietary protein modulates digestive enzyme activities and gene expression in red tilapia juveniles. **Animal**, v. 14, n. 9, p. 1802–1810, 2020.

SAYANOVA, O. V.; NAPIER, J. A. Eicosapentaenoic acid: Biosynthetic routes and the potential for synthesis in transgenic plants. **Phytochemistry**, v. 65, p. 147–158, 2004.

SCHOLZ, T., HARRIS, C.E. First report of Metacestodes of *Cyclusterella ralli* (Underwood and Dronen, 1986) (Cestoda: Cyclophyllidae) from the fish intermediate host *Fundulus heteroclitus* (Linnaeus, 1766) (Cyprinodontiformes: Fundulidae) from Virginia, U.S.A. **Comparative Parasitology**, v. 73, p. 130–133, 2006.

SCHOLZ, T., KUCHTA, R., SALGADO-MALDONADO, G. Cestodes of the family Dilepididae (Cestoda: Cyclophyllidae) from fish-eating birds in Mexico: a survey of species. **Systematic Parasitology**, v. 52, p. 171–182, 2002.

SCHOLZ, T., SALGADO-MALDONADO, G. Metacestodes of the family Dilepididae (Cestoda: Cyclophyllidae) parasitising fishes in Mexico. **Systematic Parasitology**, v. 49, p. 23–40, 2001.

SCHOLZ, T. *et al.* Larvae of gryporhynchid cestodes (Cyclophyllidae) from fish: a review. **Folia Parasitologica**, v. 51, p. 131–152, 2004.

SCHOLZ, T. *et al.* Update on the human broad tapeworm (genus *Diphyllobothrium*), including clinical relevance. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 22, p. 146–160, 2009.

SCHOLZ, T. *et al.* Invasive *Amirthingamia macracantha* (Cestoda: Cyclophyllidae) larvae infecting tilapia hybrids in Israel: a potential threat for aquaculture. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 145, p. 185–190, 2021.

SCHULTER, E. P.; VIEIRA FILHO, J. E. R. **Evolução Da Piscicultura No Brasil: Diagnóstico E Desenvolvimento Da Cadeia Produtiva De Tilápia**. Instituto de Pesquisa Econômica Aplicada, Brasília: Rio de Janeiro, 2017.

SHAH, S. Q. A. *et al.* Effect of Stress Conditions on Body Composition Parameters of Farmed Rohu (*Labeo rohita*). **Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 17, p. 471–476, 2017.

SHANNON, C. E. A Mathematical Theory of Communication. **The Bell System Technical Journal**, v. 27, p. 379–423, 1948.

SHERIDAN, M.A. Regulation of lipid metabolism in poikilothermic vertebrates. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 107, n.4, p.495-508, 1994.

SHINN, A. P. *et al.* A global review of problematic and pathogenic parasites of farmed tilapia. **Reviews in Aquaculture**, v. 15, n. S1, p. 92–153, 2023.

SILVA, G. F. *et al.* **Tilápia do Nilo - Criação e cultivo em viveiros no estado do Paraná**. Curitiba: GIA, 2015.

SILVA, W. M. *et al.* First record of the peritrich *Trichodina diaptomi* Basson and Van As, 1991 (Protozoa: Ciliophora) on a South American calanoid *Notodiaptomus deitersi* (Poppe, 1890) (Crustacea: Copepoda). **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 56, n. 4, p. 385, 2009.

SIMPSON, E. H. Measurement of diversity. **Nature**, v. 163, p. 688, 1949.

SPISNI, E. *et al.* Hepatic steatosis in artificially fed marine teleosts. **Journal of Fish Diseases**, v. 21, p. 177–184, 1998.

STENTIFORD, G. D. *et al.* Histopathological biomarkers in estuarine fish species for the assessment of biological effects of contaminants. **Marine Environmental Research**, v. 55, p. 137–159, 2003.

SUGIYAMA, H. *et al.* Anisakiasis Annual Incidence and Causative Species, Japan, 2018-2019. **Emerging Infectious Diseases**, v. 28, n. 10, p. 2105–2108, 2022.

TANG, T. *et al.* Effects of high-fat diet on growth performance, lipid accumulation and lipid metabolism-related MicroRNA/gene expression in the liver of grass carp (*Ctenopharyngodon idella*). **Comparative Biochemistry and Physiology Part - B: Biochemistry and Molecular Biology**, v. Part 2 234, p. 34–40, 2019.

TEMESGEN, M. *et al.* Food and Feeding Biology of Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) in Lake Langeno, Ethiopia. **Sustainability**, v. 14, p. 974, 2022.

TEOH, C. Y.; TURCHINI, G. M.; NG, W. K. Genetically improved farmed Nile tilapia and red hybrid tilapia showed differences in fatty acid metabolism when fed diets with added fish oil or a vegetable oil blend. **Aquaculture**, v. 312, n. 1–4, p. 126–136, 2011.

TESFAHUN, A.; TEMESGEN, M. Food and feeding habits of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) in Ethiopian water bodies: A review. **International Journal of Fisheries and Aquatic Studies**, v. 6, n. 1, p. 43–47, 2018.

THATCHER, V. E. Patologia de peixes da Amazônia Brasileira: aspectos gerais. **Acta Amazonica**, v. 11, n. 1, p. 125–140, 1981.

THATCHER, V. E. **Amazon Fish Parasites**. Bulgaria: Pensoft Publishers, 2006.

THATCHER, V. R.; BRITES NETO, J. Diagnóstico, prevenção e tratamento das enfermidades de peixes Neotropicalais de água doce. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v. 16, n. 3, p. 111–128, 1994.

TORCHIN, M. E. *et al.* Introduced species and their missing parasites. **Nature**, v. 421, p. 628–630, 2003.

URBINATI, E. C. *et al.* Loading and transport stress of juvenile matrinxã (*Brycon cephalus*, Characidae) at various densities. **Aquaculture**, v. 229, p. 389–400, 2004.

UTTARO, A. D. Biosynthesis of polyunsaturated fatty acids in lower eukaryotes. **IUBMB Life**, v. 58, n. 10, p. 563–571, 2006.

VALENTI, W. C. *et al.* Aquaculture in Brazil: past, present and future. **Aquaculture Reports**, v. 19, p. 100611, 2021.

VALLADÃO, G. M. R. *et al.* *Paratrichodina africana* (Ciliophora): a pathogenic gill parasite in farmed Nile tilapia. **Veterinary Parasitology**, v. 197, n. 3–4, p. 705–710, 2013.

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

VALLADÃO, G. M. R. Importância dos parasitos na piscicultura. Em: **Cadernos Técnicos de Veterinária e Zootecnia**. Belo Horizonte: Fundação de Ensino e Pesquisa em Medicina Veterinária e Zootecnia, FEP MVZ Editora, v. 101, p. 9–14, 2022.

VAN AS, J. G.; BASSON, L. A further contribution to the taxonomy of the Trichodinidae (Ciliophora: Peritrichia) and a review of the taxonomic status of some fish ectoparasitic trichodinids. **Systematic Parasitology**, v. 14, p. 157–179, 1989.

VAN DYK, J. C.; PIETERSE, G. M.; VAN VUREN, J. H. J. Histological changes in the liver of *Oreochromis mossambicus* (Cichlidae) after exposure to cadmium and zinc. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 66, p. 432–440, 2007.

VAN GEENEN, E. J. M. *et al.* Nonalcoholic fatty liver disease is related to nonalcoholic fatty pancreas disease. **Pancreas**, v. 39, n. 8, p. 1185–1190, 2010.

VENTURA, A. S. *et al.* Efeitos do parasitismo por *Ichthyophthirius multifiliis* sobre as brânquias de pacu (*Piaractus mesopotamicus*) (Osteichthyes: Characidae). **Medicina Veterinária (UFRPE)**, v. 12, n. 4, p. 263–269, 2018.

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

VITA, R. *et al.* Effects of wild fishes on waste exportation from a Mediterranean fish farm. **Marine Ecology Progress Series**, v. 277, p. 253–261, 2004.

WAGAW, S.; MENGISTOU, S.; GETAHUN, A. Diet composition and feeding habits of *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) in Lake Shala, Ethiopia. **Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 25, n. 1, p. 20–30, 2022.

WANG, S. *et al.* Making it new again: insight into liver development, regeneration, and disease from zebrafish research. **Current Topics in Developmental Biology**, v. 124, p. 161–195, 2017a.

WANG, T. *et al.* Omega-3 polyunsaturated fatty acids alleviate hepatic steatosis-induced inflammation through Sirt1-mediated nuclear translocation of NF- κ B p65 subunit in hepatocytes of large yellow croaker (*Larimichthys crocea*). **Fish & Shellfish Immunology**, v. 71, p. 76–82, 2017b.

WANG, J. *et al.* Effects of dietary Cu and Zn on the accumulation, oxidative stress and the expressions of immune-related genes in the livers of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Fish and Shellfish Immunology**, v. 100, p. 198–207, 2020.

WEBER, A. A. *et al.* Effects of metal contamination on liver in two fish species from a highly impacted neotropical river: A case study of the Fundão dam, Brazil. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 190, p. 110165, 2020.

WECHSLER, M. E. *et al.* Eosinophils in health and disease: a state-of-the-Art review. **Mayo Clinic Proceedings**, v. 96, n. 10, p. 2694–2707, 2021.

WEI, Y. *et al.* Saturated fatty acids induce endoplasmic reticulum stress and apoptosis independently of ceramide in liver cells. **American Journal of Physiology - Endocrinology and Metabolism**, v. 291, p. E275–E281, 2006.

WERNER, P. R. **Patologia Geral Veterinária**. 1. ed. Roca, 384 p., 2011.

WHITTAKER, R. H. Vegetation of the siskiyou mountains, Oregon and California. **Ecological Monographs**, v. 30, n. 3, p. 279–338, 1960.

WOO, P. T. K.; BUCHMAN, K. **Fish parasites: pathobiology and protection**. London: CAB International, 2012.

WORMS Editorial Board. **World Register of Marine Species**. 2024. Disponível em: <https://www.marinespecies.org/>. Acesso em 2 feb. 2024.

WORMS, 2023. **WoRMS taxon details: Cyclophyllidea**. World Register of Marine Species. Disponível em: <https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=104913>. Acesso em: 23 jul 2023.

XIE, D. *et al.* Tilapia can be a Beneficial n-3 LC-PUFA source due to its high biosynthetic capacity in the liver and intestine. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 70, p. 2701–2711, 2022.

YAMADA, F. H. *et al.* Novas ocorrências de metacercária de *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) (Platyhelminthes: Digenea) parasito de olhos de peixes da Bacia do rio Paraná. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 3, p. 163–166, 2008.

YANG, Z. **Development of a gas chromatographic method for profiling neutral lipids in marine samples**. 1995. 117 f. Masters thesis, Memorial University of Newfoundland. University of Newfoundland, Canadá, 1995.

YANONG, R. P. E. Nematode (Roundworm) Infections in Fish. **Series of the School of Forest, Fisheries, and Geomatics Sciences**, IFAS Extension. Cir 91, 10 p., 2006.

YOUNG, H. S. *et al.* Introduced Species, Disease Ecology, and Biodiversity–Disease Relationships. **Trends in Ecology and Evolution**, v. 32, n. 1, p. 41–54, 2016.

YU, J. *et al.* Comparison of the growth performance and long-chain polyunsaturated fatty acids (LC-PUFA) biosynthetic ability of red tilapia (*Oreochromis mossambicus* ♀ × *O. niloticus* ♂) fed fish oil or vegetable oil diet at different salinities. **Aquaculture**, v. 542, p. 736899, 2021.

ZAGO, A. C. *et al.* Ectoparasites of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in cage farming in a hydroelectric reservoir in Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary and Parasitology**, v. 23, n. 2, p. 171–178, 2014.

ZANIBONI-FILHO, E.; PEDRON, J. S.; RIBOLLI, J. Opportunities and challenges for fish culture in Brazilian reservoirs: a review. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 30, p. e302, 2018.

ZHANG, S. *et al.* Monogenean fauna of alien tilapias (Cichlidae) in south China. **Parasite**, v. 26, n. 4, p. 1–16, 2019.

ZHENG, Y. *et al.* Effects of resveratrol on lipid metabolism in liver of red tilapia *Oreochromis niloticus*. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. Part C 261, p. 109408, 2022.

ZHOU, W. *et al.* Effect of dietary supplementation of *Cetobacterium somerae* XMX-1 fermentation product on gut and liver health and resistance against bacterial infection of the genetically improved farmed tilapia (GIFT, *Oreochromis niloticus*). **Fish and Shellfish Immunology**, v. 124, p. 332–342, 2022.

ZOU, C. *et al.* Saikosaponin d alleviates high-fat-diet induced hepatic steatosis in hybrid grouper (*Epinephelus lanceolatus* ♂ × *Epinephelus fuscoguttatus* ♀) by targeting AMPK/PPARα pathway. **Aquaculture**, v. 553, p. 738088, 2022.

ZULU, G. *et al.* The epidemiology of human *Taenia solium* infections: A systematic review of the distribution in Eastern and Southern Africa. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, v. 17, n. 3, p. e0011042, 2023.

APÊNDICES

Apêndice 1. Composição da dieta de exemplares de *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados oriundos de uma piscicultura em tanques-rede, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil.

Espécie	<i>Oreochromis niloticus</i>	
	Silvestres	Cultivados
Local	Volume%	
Itens alimentares	Volume%	
Autóctones		
Vegetal aquático	0,19	8,62
<i>Spirogyra</i> sp.	0,39	0,43
<i>Eichhornia</i> sp. (raiz)	0,92	0,07
<i>Limnoperna fortunei</i>		0,27
Bivalvia	<0,01	0,70
Gastropoda	0,16	
Copepoda	0,18	
Cladocera	0,32	
Fragmento de inseto aquático	0,01	0,12
Chironomidae (larva)	<0,01	0,07
Trichoptera (ninf)	<0,01	0,01
Fragmento de peixe (escamas, ossos e músculos)	0,18	6,21
<i>Dolops</i> sp.	0,02	
Coleoptera (larva)	<0,01	
Alóctones		
Vegetais (folha, raiz e caule)	6,82	14,28
Ração	80,49	68,44
Sementes	0,03	0,03
Diptera (adult)	0,02	
Hymenoptera	0,02	0,11
Indeterminados		
Detrito	10,21	0,63
Fragmento de insetos	<0,01	
Fragmento animal	0,02	