

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
INSTITUTO DE BIOCÊNCIAS - UNESP - BOTUCATU
PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
ÁREA DE CONCENTRAÇÃO: ZOOLOGIA - NÍVEL: MESTRADO

CIBELE DIOGO PAGLIARINI

DIETA, ASPECTOS METABÓLICOS E PARASITOLÓGICOS DE *Oreochromis niloticus*
CULTIVADOS E SILVESTRES, NO RESERVATÓRIO DE ILHA SOLTEIRA, RIO
GRANDE, SP

BOTUCATU – SP

Abril/2019

CIBELE DIOGO PAGLIARINI

Dieta, aspectos metabólicos e parasitológicos de *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres no reservatório de Ilha Solteira, Rio Grande, SP

Dissertação apresentada ao Instituto de Biociências da Universidade Estadual Paulista – UNESP, Câmpus de Botucatu, SP, como parte dos requisitos para obtenção do Título de Mestre em Ciências Biológicas – Área de concentração (Zoologia)

Orientador: Prof. Dr. Igor Paiva Ramos
Coorientadora: Profa. Dra. Crístiele da Silva Ribeiro

Botucatu – SP

2019

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

BIBLIOTECÁRIA RESPONSÁVEL: ROSANGELA APARECIDA LOBO-CRB 8/7500

Pagliarini, Cibele Diogo.

Dieta, aspectos metabólicos e parasitológicos de *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, SP / Cibele Diogo Pagliarini. - Botucatu, 2019

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Instituto de Biociências de Botucatu
Orientador: Igor Paiva Ramos
Coorientador: Cristiéle da Silva Ribeiro
Capes: 20502001

1. Tilápia-do-Nilo. 2. Alimentos - Composição. 3. Parasitos.
4. Peixe - Criação. 5. Peixe - Metabolismo.

Palavras-chave: Composição alimentar; Parasitas; Piscicultura em tanques-rede; Tilápia do Nilo; Variáveis metabólicas.

DEDICATÓRIA

À minha família, pelo amor e incentivo!

Ao grupo PIRÁ por todo apoio e ajuda!

AGRADECIMENTOS

Certamente estes parágrafos não irão atender todas as pessoas que fizeram parte dessa importante fase da minha vida. Por isso, desde já peço desculpas àquelas que não estão presentes entre essas palavras, mas podem estar certas de que fazem parte do meu pensamento e da minha gratidão.

Assim, agradeço:

À *Deus* por me guiar, me entregar cada dia para que eu possa lutar e avançar no meu caminho. Por me dar forças e proporcionar tranquilidade e paz mesmo em momentos difíceis.

Aos meus pais *Maura e Luiz* e a minha irmã *Viviani*, que sempre me motivaram, incentivaram e entenderam minha ausência em muitos momentos. Agradeço em especial minha mãe que sempre apoiou minhas decisões, mesmo que não fossem do agrado dela. Mulher guerreira, batalhadora, desistiu de todos os seus sonhos para que eu e minha irmã pudéssemos realizar os nossos. Depois de anos, persistiu e conseguiu realizá-los. Mãezinha, fica aqui minha eterna admiração pela senhora!

Ao meu esposo Leandro (na esperança de que se torne até o final deste ano!) e parceiro de vida durante 10 longos anos e de muitos outros que virão. Meu muito obrigada pelo seu apoio, incentivo, admiração pelos meus estudos, pela paciência, por estar ao meu lado em momentos bons e ruins, ouvindo minhas lamentações e suportando meu estresse quando as coisas não saíam como planejado, mas sempre permaneceu firme e forte comigo. Sacrificou os seus planos para que eu pudesse alcançar os meus. Viajou muitos quilômetros, várias vezes ao mês mesmo cansado para poder estar comigo. Você é uma pessoa por quem sempre tive e terei muito respeito e carinho. Amo você!

Às Crianças da minha vida, sobrinhos e afilhados, *Júlia, Paulo Henrique, Luís Otávio e Heloísa*, peço desculpas pela minha ausência na vida de vocês, queria ter sido e estar mais presente nesta fase tão gostosa e ingênua das suas vidas, mas a distância e os afazeres que surgiram, nos impossibilitaram viver muitos momentos. Mas quero que saibam que amo muito vocês.

Ao meu orientador, *Prof. Dr. Igor Paiva Ramos*, por todos esses anos de orientação, paciência, confiança, conhecimentos transmitidos e pelos seus conselhos, tanto profissionais como pessoais. Obrigada por me direcionar e avançar no meu lado científico, apesar de ter muito para aprender e melhorar, por me possibilitar a honra e experiência de trabalhar com você. Sou grata por me ajudar a tomar as decisões corretas e não me deixar desistir de oportunidades das quais com certeza eu iria me arrepender. Saiba que me espelharei sempre em

você e quem sabe no futuro eu consiga representar para alguém um pouco do que você representa para mim. Você é um exemplo a ser seguido!

À minha co-orientadora *Profa. Dra. Cristiéle da Silva Ribeiro*, que constantemente esteve presente no desenvolvimento deste trabalho. Sempre disposta a ajudar, tanto com os métodos em laboratórios, como nos aconselhamentos sobre os desafios na vida. Cris, obrigada pelos seus conselhos, disponibilidade e paciência de me ensinar todas as vezes que foram necessárias. Obrigada por ter aceitado fazer parte de tudo isso.

À *Dra. Lidiane Franceschini* que contribuiu substancialmente com o desenvolvimento deste trabalho e muitas vezes mesmo sem ter tempo, se dispôs a me ajudar. Lidi, obrigada pelos ensinamentos, conselhos, paciência, por me incentivar e apoiar quando as oportunidades surgiram.

Aos Professores *Dr. João Paulo de Arruda Amorim* e a *Dra. Rosilene Luciana Delariva*, que mesmo a distância sempre colaborou consideravelmente para a realização deste trabalho. Obrigada por toda ajuda de vocês!

Ao *Prof. Titular. Juan Antônio Balbuena Díaz-Pínez*, pelo acolhimento em seu Laboratório, por sua paciência em me ensinar a utilizar os programas estatísticos e por toda ajuda com as análises estatísticas deste trabalho. Serei eternamente grata por sua recepção mesmo com tantos afazeres e tenha certeza de que foi uma experiência inesquecível e de muito aprendizado.

Aos *colegas do Laboratório de Ecologia de Peixes (PIRÁ)*, em especial àqueles que se tornaram amigos: Aymar, Bruno, José e Letícia. *Aymar* obrigada pela parceria nas coletas (“mesmo quando você dormia com o peixe na mão”), além do auxílio nas análises estatísticas. *Bruno*, agradeço por toda sua ajuda em laboratório, pela amizade e companheirismo nas nossas tentativas de caminhadas nos finais de semana. *Zé*, parceiro de longa data, obrigada por sua amizade e disposição para me ajudar sempre que precisei, especialmente durante as coletas e análises em laboratório (“só para de ficar publicando a minha foto com o peixe”). *Lê*, obrigada pelo companheirismo nas coletas, parceria em laboratório e por todas as vezes que precisei de ajuda quando estava com a saúde debilitada. À *vocês quatro*, agradeço ainda as conversas no laboratório (“mesmo aquelas nada científicas”), mas que nos fizeram rir bastante. Desejo a vocês toda sorte do mundo!

À *Andrezza*, irmã que a UNESP me concedeu, parceira desde o início da graduação, anos de amizade e companheirismo. Compartilhamos durante todos esses anos muitas alegrias e tristezas, ganhos e perdas. Sou muito grata por tudo que fez por mim, principalmente por se

deslocar até Ilha Solteira sem poder, todas às vezes que precisei de ajuda. Obrigada por seus conselhos, por noites acordada comigo quando eu não estava bem. Sei que não há nada com que possa recompensar essa nossa amizade, nem tudo o que fez e representa para mim, apenas digo que você ocupa um lugar especial em minha vida e que sempre estarei na torcida por você. Te desejo tudo de melhor neste mundo!

Ao proprietário da Piscicultura Puro Peixe, *Michael Kengo Itagaki*, pela parceria e autorização das coletas, tornando possível a realização deste estudo.

Agradeço à concessão de bolsa de mestrado, Processo nº 2016/23468-6, Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), bem como à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES). Agradeço também pela concessão de Bolsa de Estágio de Pesquisa no Exterior (BEPE) para realização de estágio na Universidade de Valência-Espanha, Processo nº 2018/08164-6, Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP).

Aos pesquisadores da banca examinadora da qualificação e defesa *Dr. João Henrique Pinheiro Dias* e *Dra. Aline Cristina Zago* e *Dra. Renata Guimarães Moreira Whitton*, por terem aceitado compor a banca, além da atenção dispendida e contribuições dedicadas ao trabalho.

À *UNESP* (Universidade Estadual Paulista), campus de *Botucatu-SP*, pelo vínculo da Pós-graduação, bem como a *UNESP de Ilha Solteira-SP* e o *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.

Enfim, a todos que direta ou indiretamente, contribuíram para a concretização de mais uma etapa e que não foram citados individualmente, peço desculpas mais uma vez. Saibam que serei eternamente grata à Deus, por vocês terem feito parte da minha vida.

Fica aqui meus eternos agradecimentos!

SUMÁRIO

| | | |
|-------|--|----|
| | Resumo..... | 8 |
| 1 | Introdução..... | 9 |
| 1.1. | Aspectos gerais sobre <i>Oreochromis niloticus</i> | 10 |
| 1.2. | Espécies não-nativas..... | 11 |
| 1.3. | Importância dos estudos sobre dieta..... | 13 |
| 1.4. | Importância dos estudos sobre metabolismo..... | 14 |
| 1.5. | Importância dos estudos sobre parasitologia..... | 16 |
| 2. | Objetivo geral..... | 18 |
| 2.1. | Objetivos específicos..... | 18 |
| 3. | Hipóteses..... | 19 |
| 4. | Apresentação da dissertação..... | 20 |
| 5. | Material e métodos..... | 21 |
| 5.1. | Área de estudo..... | 21 |
| 5.2. | Coleta do material biológico..... | 21 |
| 5.3. | Procedimentos laboratoriais..... | 23 |
| 5.3.1 | Dieta..... | 23 |
| 5.3.2 | Metabolismo..... | 24 |
| 5.3.3 | Parasitologia..... | 25 |
| 5.4. | Análise dos dados..... | 26 |
| 5.4.1 | Dieta..... | 26 |
| 5.4.2 | Metabolismo..... | 28 |
| 5.4.3 | Parasitologia..... | 29 |
| 6. | Resultados e discussão..... | 32 |
| 7. | Considerações finais..... | 79 |
| 8. | Agradecimentos..... | 80 |
| 9. | Referências bibliográficas..... | 81 |
| | Anexo | |

RESUMO

Oreochromis niloticus é uma espécie de peixe não-nativa invasora no Brasil, e atualmente, a mais produzida e consumida no país. Contudo, os efeitos/influências ambientais deste sistema de cultivo ainda não estão satisfatoriamente elucidados. Além disso, os escapes são problemas recorrentes nas estações de criação. Assim, o objetivo deste trabalho foi caracterizar a composição da dieta, fatores metabólicos musculares e aspectos parasitológicos de *O. niloticus* silvestres e cultivados, além de avaliar a sobreposição de nicho trófico desta espécie com a ictiofauna silvestres que habita o entorno dos tanques-rede em uma piscicultura no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, SP. Realizou-se duas coletas de *O. niloticus* e de outras 17 espécies silvestres, uma no mês de janeiro e outra em julho de 2017. Os espécimes foram eutanasiados, medidos (cm) e pesados (g). Em campo, realizou-se raspagem da pele de *O. niloticus* com lâminas histológicas para avaliar a presença de ectoparasitas. Todos os peixes foram necropsiados para retirada dos estômagos, fixados e analisados posteriormente. Apenas dos exemplares de *O. niloticus* foram retiradas amostras de tecido muscular para análises metabólicas e os demais órgãos para avaliação de endoparasitas. A carcaça foi filetada e o tecido muscular foi analisado em mesa de luz para inspeção macroscópica de parasitas encistados. Para todas as análises estatísticas foram consideradas a variação espaço/temporal [espaço (local) = exemplares oriundos dos tanques de cultivo e ambiente natural; temporal (estação) = seca e chuvosa]. A composição alimentar apresentou diferenças significativas quanto ao local e período de coleta. *Oreochromis niloticus* apresentou dieta ampla, variada e com alta dissimilaridade considerando o local, sendo a ração, o item com maior contribuição para tais diferenças. Sobreposições tróficas altas entre *O. niloticus* silvestres e outras espécies de peixes, inclusive nativas, foram observadas, demonstrando possível competição por recursos alimentares. Diferenças também foram encontradas para algumas variáveis metabólicas, porém, a maioria das concentrações foram semelhantes entre exemplares silvestres e cultivados, demonstrando a influência da piscicultura sob a estrutura trófica da ictiofauna, em especial, para espécies oportunistas e generalistas. Além disso, os peixes analisados apresentaram 11 táxons de parasitas, sendo que *Enterogyrus* spp., fases larvais de digenéticos e hirudíneos da família Glossiphoniidae ocorreram exclusivamente em espécimes de *O. niloticus* silvestres. Houve diferença estatística quanto à composição da comunidade parasitária, sendo a comunidade de *O. niloticus* silvestres mais diversa. Observou-se a associação epibiótica entre *Dolops carvalhoi* e *Epistylis* sp., sendo este o primeiro relato de epibiose entre essas espécies, as quais foram encontradas parasitando *O. niloticus* cultivados e silvestres no presente estudo. *Oreochromis niloticus* silvestres tendem a permanecer próximas aos tanques de cultivo, aproveitando-se de restos de ração, facilitando trocas e transmissões de parasitas. Ainda, a semelhança de concentração de substratos metabólicos dos filés dos espécimes avaliados evidencia a grande perda de ração para o ambiente, que em excesso, pode causar problemas ambientais, bem como favorecer a reprodução de algumas espécies de parasitas. Assim, o estudo dispõe de informações acerca da ecologia trófica de várias espécies, dados sobre metabolismo muscular da espécie mais cultivada e consumida no país, relação hospedeiro-parasita-ambiente, dispersão de agentes etiológicos e epidemiologia na aquicultura, que podem contribuir para um melhor ordenamento da atividade aquícola nacional.

Palavras-chaves: Tilápia do Nilo, Composição alimentar, Variáveis metabólicas, Parasitas, Piscicultura em tanques-rede

1. Introdução

A aquicultura é a técnica destinada ao cultivo, normalmente em espaço restrito e controlado, de organismos aquáticos como: peixes, crustáceos, moluscos, algas, répteis e qualquer outra forma de vida aquática de interesse econômico produtivo (SCHULTE; VIEIRA, 2017). Essa atividade vem ganhando destaque devido ao aumento da população e consequente demanda por alimentos (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION - FAO, 2016).

Dentro da aquicultura, a prática destinada à criação de peixes é conhecida como piscicultura. No Brasil, em termos históricos, a piscicultura é bem antiga, cujo início se deu pelos primeiros colonizadores holandeses, no estado de Pernambuco (SANTOS, 2009). Em águas continentais, os modelos de piscicultura praticados são: o de tanques escavados e tanques-rede (AYROZA; FURLANETO; AYROZA, 2006). O modelo de tanques-rede é classificado como atividade de cultivo intensivo, considerando o grau de tecnologia empregado (TEIXEIRA et al., 2009). Nesse sistema, os tanques podem ter diversas formas e tamanhos, produzidos com redes ou telas metálicas que permitem a livre circulação da água (TEIXEIRA et al., 2009), cuja finalidade é o confinamento de alta densidade de peixes, proporcionando-lhes condições de crescimento, proteção de predadores e competidores e disponibilidade de alimento (EDWARDS, 2015; SCHULTER; VIEIRA FILHO, 2017).

O Brasil apresenta uma posição de destaque na aquicultura mundial, com condições naturais favoráveis à expansão e desenvolvimento aquícola e pesqueiro (SANTOS, 2009; VICENTE; ELIAS; ALVES, 2014). Desde a década de 1990 vem sendo observado no país um crescente interesse pelas atividades de aquicultura (CECCARELLI; SENHORINI; VOLPATO, 2000), sendo seu desenvolvimento atualmente um fato, segundo os dados publicados pela Associação Brasileira da Piscicultura (PEIXEBR, 2018). De acordo com a PEIXEBR (2018), o Brasil é o 4º produtor mundial de tilápias, com uma produção de 357.639 toneladas, em 2017, representando 51,7% da produção total da piscicultura nacional. Ainda, segundo o relatório da FAO (2016), há estimativas de que o Brasil possa registrar um crescimento de 104% na produção da pesca e aquicultura até 2025.

A região Sudeste, por sua vez, produziu um total de 115.300 ton de pescados, sendo que o estado de São Paulo foi responsável por mais da metade da produção em 2017 (69.500 ton totais de peixes, no qual 66.101 ton foram de tilápia) (PEIXEBR, 2018). Em 2016, o Oeste do estado de São Paulo foi responsável por 29.564,70 ton de peixes, incluindo a produção em viveiros escavados, tanques-rede e barramento, de acordo com a Coordenadoria de

Assistência Técnica Intergral (CATI) (2016). Segundo a CATI (2016), a produção de pescado em tanques-rede nessa região responde por cerca de 88,6% da produção de todo o estado, com a produção da tilápia correspondendo a 92,5% do total. Especificamente, o reservatório de Ilha Solteira, na região de Santa Fé do Sul, por possuir aproximadamente 80 pisciculturas em tanques-rede implementadas (*inf. pess.* CATI Santa Fé do Sul), destaca-se como o 5º polo produtor nacional (FILHO, 2016), apresentando condições favoráveis para avaliações das influências ambientais causadas por essa atividade aquícola.

Assim, tendo em vista o desenvolvimento das pisciculturas em tanques-rede nos últimos anos e sua previsão de crescimento, faz-se necessário uma melhor compreensão das reais influências ambientais deste sistema produtivo e suas magnitudes. O desenvolvimento de pesquisas e consequente produção de informações podem contribuir para a sustentabilidade dos ecossistemas aquáticos e manutenção da produtividade desta atividade econômica, uma vez que a falta de controle e práticas inadequadas podem causar inúmeras ameaças (BARRET et al., 2018), tais como:

- poluição de mananciais (AGOSTINHO; GOMES; PELICICE, 2007);
- disseminação de doenças (SCIENCE FOR ENVIRONMENT POLICY, 2015);
- infecções parasitárias e bacteriológicas (ZAGO et al., 2014; DIAS et al., 2015; MARCUSO et al., 2015; LEÃO et al., 2017);
- introdução de espécies (AGOSTINHO; GOMES; PELICICE, 2007; ZANATTA et al., 2010; LIMA et al., 2018);
- interferências na biologia e dinâmica populacional de organismos aquáticos (BRANDÃO et al., 2012; RAMOS et al., 2013; ORTEGA et al., 2015; NOBILE et al., 2018);
- modificações na estrutura trófica da ictiofauna (RAMOS; VIDOTTO-MAGNONI; CARVALHO, 2008; RAMOS et al., 2013; KLIEMANN et al., 2018);
- além das influências sobre variáveis limnológicas e físico-químicas da água e sedimentação (AGOSTINHO; GOMES; PELICICE, 2007; NABIRYE et al., 2016; TOMASSETI et al., 2016).

1.1. Aspectos gerais sobre *Oreochromis niloticus*

Oreochromis niloticus, pertencente à família Cichlidae (Perciformes) e faz parte do grupo de espécies de peixes que recebem a denominação genérica de tilápias, sendo originária do continente africano (GRAÇA; PAVANELLI, 2007). Foi introduzida no Brasil em 1971

inicialmente na região Nordeste e, a partir de então, disseminada pelo país (ALVEZ, 2013). Possui como características morfológicas: listras verticais escuras e regulares na nadadeira caudal e na lateral do corpo, coloração verde-prateada em toda a extensão do corpo, linha lateral bipartida, presença de raios pungentes nas nadadeiras e boca protáctil (GRAÇA; PAVANELLI, 2007).

Apresenta rápido crescimento e reprodução tardia, o que permite alcançar maior tamanho antes da primeira reprodução, além de alta prolificidade, possibilitando a produção de grandes quantidades de alevinos (FARIA et al. 2014). Ainda, apresenta boa habituação ao confinamento e hábito alimentar onívoro, permitindo facilmente a aceitação de rações artificiais e manejo (DAVID et al., 2006). Podem ser cultivadas em ambientes fechados, abertos, em água doce e salobra, com exigências variadas de níveis tecnológicos (FURUYA et al., 2010). As tilápias apresentam conforto térmico entre 18 a 30 °C, em temperaturas fora dessa amplitude podem diminuir o consumo alimentar e, conseqüentemente, o crescimento, além de aumentar os riscos de doenças devido à supressão do sistema imunológico (OSTRENSKY; BOEGER, 1998).

1.2. Espécies não-nativas

Espécies não-nativas ou introduzidas são aquelas intencional ou acidentalmente transportadas e liberadas em um ambiente fora de sua área de distribuição original. Essa introdução geralmente é mediada pela atividade e expansão humana, podendo afetar significativamente a biodiversidade em ambientes terrestres e aquáticos (VERMEIJ, 1996; WILLIAMSON; FITTER, 1996; BLACKBURN et al., 2011). A aquicultura é uma das principais fontes de invasão de espécies aquáticas, e essas por sua vez, representam grande ameaça para os ecossistemas de água doce, podendo competir com espécies nativas por alimento e/ou espaço e disseminar doenças (SCIENCE FOR ENVIRONMENT POLICY, 2015)

Quando as espécies são introduzidas, ficam expostas a novas condições ambientais, sendo que para a maioria delas, essas condições são restritivas, comprometendo a sobrevivência e reprodução e não permitindo o estabelecimento biológico (Keane and Crawley, 2002)SAMPAIO; SCHIMIT, 2013). Assim, necessitam superar resistências ambientais, novas pressões seletivas e situações de estresse para obter sucesso no estabelecimento (SHEA; CHESSON, 2002; SOUZA; CALAZANS; SILVA, 2009). Porém,

algumas espécies apresentam uma grande plasticidade fenotípica e além de se adaptarem a essas novas condições, se dispersam para além do local de introdução (DAVIS, 2009).

Uma vez estabelecidas, podem se tornar invasoras, sendo as consequências sobre a fauna nativa diversas, de difícil mensuração e muitas vezes imprevisíveis. Tais consequências podem variar do simples estabelecimento até sua dominância sobre a comunidade, podendo ocasionar a redução populacional de espécies nativas e até mesmo extinções (MACK et al., 2000; CUCHEROUSSET; OLDEN, 2011). Ainda, a ausência de inimigos naturais ou competidores na região de estabelecimento pode propiciar taxas de crescimento populacional acima do que é observado em sua área distribuição original, onde essas interações bióticas atuam como filtros ecológicos, contribuindo para o controle populacional (KEANE; CRAWLEY, 2002).

Assim, espécies não-nativas invasoras como *O. niloticus* (LEVEQUE, 2002; VICENTE; ALVES, 2013) são capazes de causar modificações em interações ecológicas da fauna nativa (AGOSTINHO; GOMES; PELICICE, 2007; SOUZA; CALAZANS; SILVA, 2009; CUCHEROUSSET; OLDEN, 2011; LIMA et al., 2018), tais como:

- *Competição*: seja por recursos alimentares ou espaço, ocupando habitat de espécies nativas;
- *Predação*: além da falta de inimigos naturais e predadores para essas espécies, elas podem se alimentar de espécies nativas (em diferentes fases de seu desenvolvimento), podendo ocasionar drásticas diminuições populacionais;
- *Modificação do ambiente*: promovendo alterações físico-químicas e estruturais no habitat, alterando a dinâmica do ambiente;
- *Introdução e transmissão de patógenos e parasitas*: associada à difícil visualização, sendo detectados tardiamente, o que possibilita causar uma infestação massiva na fauna nativa;
- *Degradação genética*: com a predação de animais nativos, ocorrerá redução no tamanho da população, o que deve contribuir na diminuição da variabilidade genética inicial, podendo resultar na inviabilidade populacional de determinada espécie, além da possibilidade de hibridização com espécies nativas.

Com isso, estudos envolvendo espécies não-nativas invasoras, como *O. niloticus*, são de extrema importância, pois essas espécies são consideradas uma das principais ameaças à biodiversidade, e a espécie em questão apresenta alto valor econômico e comercial. Assim, tais estudos colaboram com dados acerca da real interferência dessa espécie e do próprio

empreendimento sob a ecologia da ictiofauna nativa, sanidade piscícola e sustentabilidade ambiental.

1.3. Importância dos estudos sobre dieta

O estudo sobre a forma de utilização dos alimentos permite entender vários aspectos sobre a vida dos animais, tais como: a biologia básica (crescimento, reprodução e adaptação), conhecimento sobre a organização trófica do ecossistema, efeitos da variação espaço-temporal, fatores bióticos e abióticos, bem como compartilhamento e estratégias alimentares e como todos esses propósitos refletem sobre a dieta dos animais (ESTEVES; ARANHA, 1999). Estudos sobre padrões alimentares e as relações tróficas interespecíficas são considerados como uma das principais abordagens para o conhecimento da estrutura da comunidade (WINEMILLER, 1996).

De acordo com Dias, Branco e Lopes (2005), os peixes são importantes alvos de estudos sobre tal vertente, devido ao significativo papel que desempenham na comunidade biológica dos reservatórios. Eles são fundamentais nas cadeias alimentares, seja como consumidores ou fontes alimentares, mantendo o equilíbrio entre diversas espécies que compõem essas teias e atuando como um importante parâmetro na caracterização trófica ecossistêmica (DIAS; BRANCO; LOPES, 2005).

Como citado, fatores como variações bióticas e abióticas podem influenciar a composição e quantidade de recursos que estão disponíveis no ambiente para os peixes (ABELHA; AGOSTINHO; GOULART, 2001; ADITE; WINEMILLER; FIOGBE, 2005; ABELHA et al., 2006). Quando os itens alimentares se encontram em proporções diferentes, escassos ou em abundância, podem refletir no comportamento alimentar desses animais (HANH; FUGI, 2007). Em especial, espécies com características generalistas e oportunistas como *Oreochromis niloticus* (BAGGIO, 2012) podem se aproveitar das flutuações ambientais para se alimentarem de itens disponíveis em maior abundância no ambiente.

Devido a sua alta plasticidade alimentar, *O. niloticus* é classificada por alguns autores como onívora, devido ao consumo de uma alta diversidade de itens como algas, plantas aquáticas, frutos, sementes, crustáceos, larvas e ninfas de insetos, vermes, moluscos, anfíbios e peixes (VELLUDO, 2007; BAGGIO, 2012; ZAGANINE; VIDOTTO-MAGNONI; CARVALHO, 2012). Por conta dessa característica alimentar, essa espécie pode ser capaz de interferir direta e indiretamente na estrutura da comunidade, reduzindo ou aumentando a abundância de outras espécies (DIANA; DETTWEILER; LIN, 1991; DRENNER; SMITH;

THRELKELD, 1996), podendo causar efeitos até mesmo na qualidade da água, como eutrofização (ATTAYDE et al., 2007). Entretanto, itens de origem natural se tornam restritos em ambientes de cultivo, demandando o uso de rações.

Assim, estudos dessa natureza são de grande relevância, tanto para peixes silvestres como para cultivados, especialmente se tratando de *O. niloticus*, espécie não-nativa invasora, com potencial para influenciar a estrutura trófica dos ecossistemas aquáticos, qualidade de água e competir por alimento e/ou espaço com espécies silvestres, além da alta importância econômica. Essa espécie é a mais produzida e consumida no Brasil (SCHULTER; VIEIRA FILHO, 2017) tendo em vista que possíveis escapes acidentais sejam uma ameaça ao reservatório de modo geral (SCIENCE FOR ENVIRONMENT POLICY, 2015).

1.4. Importância dos estudos sobre metabolismo

Peixes são uns dos alimentos favoritos para a maioria da sociedade (SUTHARSHINY; SIVASHANTHINI, 2011), pois se trata de uma rica fonte de proteína importante para a população (ANTHONY; RICHARD; LUCKY, 2016). Isso pode ser observado considerando o aumento da produção global e nacional de pescado em 2017, para atender a alta demanda, especialmente a produção de tilápias (PEIXEBR, 2018). Além das proteínas, os peixes são compostos nutricionalmente por lipídeos, carboidratos, vitaminas, minerais e cerca de 75-80% de água (YAKASAI et al., 2018).

As proteínas são consideradas as macromoléculas mais abundantes do organismo (NELSON; COX, 2014) e os constituintes de maior expressão nas rações (MORO; RODRIGUES, 2015). Porém, de acordo com Martinez, Azevedo e Winkaler (2006), a ingestão de altos níveis de proteína pelos peixes, podem ocasionar problemas ambientais nas pisciculturas, uma vez que o nitrogênio contido nesse nutriente, que não é convertido em proteína animal, é excretado como nitrogênio orgânico na forma de fezes e amônia. A amônia é um dos fatores limitantes nesses sistemas de produção, podendo atingir concentrações tóxicas, causando redução de crescimento e mortalidade dos peixes (MARTINEZ; AZEVEDO; WINKALER, 2006).

Lipídeos são a principal forma de armazenagem energética corporal e componente estrutural das células (ARTS; BRETT; KAINZ, 2009), sendo subdivididos em: neutros, cuja função é a reserva energética, e polares (fosfolipídeos) que são os principais componentes das membranas celulares (NELSON; COX, 2014). Os lipídeos também são considerados como

um ótimo indicador para estudos sobre alterações na qualidade do alimento e fluxo de energia em teias alimentares (PETHYBRIDGE et al., 2018).

Os ácidos graxos são ácidos carboxílicos com cadeias de hidrocarbonetos variando de quatro a 36 carbonos. Essas cadeias podem ser saturadas (sem ligações duplas), ter apenas uma insaturação (monoinsaturados) ou apresentar duas ou mais insaturações (poli-insaturados) (ARTS; BRETT; KAINZ, 2009). Os peixes podem sintetizar ácidos graxos por um processo de dessaturação e alongação da cadeia, mas são incapazes de produzir endogenamente as famílias ômega-3, 6 e 9, que são sintetizados apenas por plantas e devem ser supridos por meio da alimentação (HENDERSON; TOCHER, 1987).

Quanto aos carboidratos, os peixes não apresentam um requerimento específico deste substrato na dieta (SILVEIRA; LOGATO; PONTES, 2009), também não expressam deficiências e sintomas de carências evidentes quando submetidos a dietas isentas desse nutriente (PEZZATO et al., 2004). Algumas espécies de peixes exibem redução moderada na taxa de crescimento quando alimentadas com dietas ricas em carboidratos, podendo apresentar uma baixa e limitada metabolização desse nutriente (SOLER, 1996).

É possível observar que a alimentação está intimamente relacionada à composição bioquímica do peixe (FAO, 1995) sendo um bom indicador da condição fisiológica e do estado nutricional do animal (ANTHONY; RICHARD; LUCKY, 2016). Todavia, em pisciculturas, o consumo de itens alimentares naturais é restrito, necessitando o uso de rações comerciais que atendam às exigências energéticas e nutricionais, garantindo crescimento e desempenho econômico satisfatório (FURUYA, 2010).

Porém, a utilização de ração desbalanceada, pode provocar alterações metabólicas digestivas (OLIVEIRA et al., 2016; KLIEMANN et al., 2018), acometendo até mesmo espécies de peixes silvestres que são atraídas pelas pisciculturas e consomem restos de rações (KLIEMANN et al., 2018). O excesso de ração ainda, pode causar a deterioração da qualidade da água (MILLWARD, 1989) e isso, resultar em surtos de doenças e parasitoses como a tricodiníase (PAVANELLI, EIRAS, TAKEMOTO, 2008). Por isso, cuidados com a qualidade dos pescados e sanidade piscícola são fundamentais para uma produção responsável ambiental e socialmente. Para tanto, o setor produtivo, deve estar constantemente vinculado ao meio acadêmico, investindo em pesquisas sobre exigências e estado nutricional dos peixes (PEIXEBR, 2018).

Evidencia-se assim, a importância de estudos sobre a dinâmica metabólica de peixes, em especial, de espécies comercialmente importantes, como *O. niloticus*. Tais estudos podem

subsidiar a formulação de rações, aperfeiçoamento de técnicas alimentares e estimular o incremento de itens naturais na dieta dos peixes cultivados, refletindo economicamente nesses sistemas e melhorando a sustentabilidade ambiental.

1.5. Importância dos estudos sobre parasitologia

A piscicultura vem ganhando destaque a cada ano no Brasil, e em 2017, o país ocupou o 4º lugar como maior produtor mundial de tilápias (PEIXEBR, 2018), especialmente *Oreochromis niloticus* que é uma espécie não nativa-invasora (SCHULTER; VIEIRA FILHO, 2017). Tal fato é alvo de muita preocupação em termos ambientais, devido a aquicultura ser considerada o principal meio de introduções de espécies de peixes (PELICICE et al., 2017; LIMA et al., 2018).

Esses indivíduos podem escapar dos tanques e interagir com a ictiofauna silvestre nativa, competindo por recursos alimentares e/ou espaço, além de manter contato com os peixes cultivados, podendo em ambas as interações, disseminar doenças (SCIENCE FOR ENVIRONMENT POLICY, 2015). Consequência disso, é a introdução de novos patógenos resultando em doenças, que podem acometer os animais de criação bem como a ictiofauna silvestres, que são atraídos pela disponibilidade de alimentos nas pisciculturas (TORCHIN et al., 2003; TORCHIN; MITCHELL, 2004).

Muitos parasitas já foram registrados em *O. niloticus*, tais como monogenéticos, protozoários e crustáceos, que são ectoparasitas e digenéticos, cestoides, nematoides e acantocéfalos, que são endoparasitas (PANTOJA et al., 2012; ZAGO et al., 2014), além de outros patógenos como bactérias, fungos e organismos produtores de toxinas (cianobactérias) (MARTINS et al., 2010). Contudo, poucos estudos abordam a ocorrência destes organismos em espécimes silvestres, oriundos de escapes acidentais no Brasil (BITTENCOURT et al., 2014; PINTO; MATI; MELO, 2014).

Isso porque, em sistemas de cultivo, os peixes ficam mais vulneráveis às infecções por parasitas, devido à grande densidade desses animais dentro dos tanques. Esse adensamento é considerado como um fator de estresse para os indivíduos, que podem ter a imunidade reduzida, deixando-os mais suscetíveis às doenças (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2008). Outro fator importante é a alta quantidade de matéria orgânica ao redor das pisciculturas, causado pelo grande aporte de ração e acúmulo desse alimento nos corpos d'água, favorecendo a reprodução de algumas espécies de parasitas (RANZANI-PAIVA;

TAKEMOTO; LIZAMA, 2004), ou atração de potenciais hospedeiros intermediários, paratênicos ou definitivos que compõem o ciclo biológico desses organismos.

Ademais, a ocorrência desses parasitas e/ou outros patógenos oportunistas, além de representarem ameaças aos peixes, podem afetar a população consumidora, pois algumas espécies apresentam potencial zoonótico (HARA et al., 2014; MATTIUCCI; D'AMELIO, 2014; SUTILI; GRESSLER; PELEGRINI, 2014) reforçando a importância da inspeção sanitária para saúde pública. Assim, estudos que envolvem espécies parasitas de peixes, sobretudo envolvendo espécies com potencial para cultivo e comercialização, como *O. niloticus*, podem ser utilizados como ferramentas para melhor entendimento do ecossistema onde vivem, ecologia trófica dos peixes, estudos sistemáticos, ciclo de vida dos parasitas, interações parasita-hospedeiro e aspectos sanitários.

2. Objetivo geral

Avaliar a composição da dieta, variáveis metabólicas musculares e estrutura da comunidade parasitária de *O. niloticus* cultivados e silvestres, além de averiguar a sobreposição trófica de exemplares silvestres desta espécie com a ictiofauna silvestre que habita as adjacências dos tanques-rede em uma piscicultura no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo.

2.1. Objetivos específicos

- 1) Caracterizar a composição da dieta e amplitude de nicho trófico de exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivados e compará-los espacial e temporalmente;
- 2) Caracterizar a dieta de espécies de peixes silvestres que habitam as adjacências dos tanques de cultivo;
- 3) Verificar a sobreposição de nicho trófico entre exemplares de *O. niloticus* silvestres e as demais espécies de peixes da comunidade adjacente, considerando a variação temporal;
- 4) Verificar a concentração de lipídeos, proteínas, glicogênio e ácidos graxos musculares de *O. niloticus* silvestres e cultivados e compará-las;
- 5) Buscar associar a composição da dieta (avaliada no capítulo 1) aos parâmetros metabólicos musculares entre os exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivados;
- 6) Avaliar a composição da fauna parasitária de exemplares de *O. niloticus* cultivados e silvestres, determinando a prevalência, intensidade média de infecção/infestação e abundância média de cada espécie de parasita encontrado;
- 7) Comparar a fauna parasitária desses exemplares para averiguar se existem diferenças relacionadas ao local e período de coleta (variação espaço-temporal).

3. Hipóteses

As hipóteses definidas e testadas para este trabalho foram:

1) A composição da dieta de *O. niloticus* silvestres e cultivados são diferentes entre si e estão sob influência do regime pluviométrico;

2) Exemplos de *O. niloticus* cultivados utilizam alimentos naturais, apesar da disponibilidade de ração;

3) Exemplos de *O. niloticus* silvestres possuem menor especialização alimentar e, conseqüentemente, maior amplitude de nicho trófico, quando comparados a exemplos cultivados;

4) Exemplos de *O. niloticus* silvestres possuem maior dispersão em função da dieta do que exemplos cultivados, considerando a variação espaço-temporal;

5) Há sobreposição de nicho trófico entre *O. niloticus* silvestres com outras espécies de peixes silvestres localmente;

6) Em decorrência das diferenças na composição da dieta, ocorrem alterações metabólicas musculares, refletindo nas concentrações de proteínas, lipídeos, glicogênio e composição de ácidos graxos;

7) Ocorrem diferenças entre a estrutura da comunidade parasitária de *O. niloticus* cultivados e silvestres, bem como entre as estações do ano (seca e chuvosa).

4. Apresentação da dissertação

O presente texto está formatado em três capítulos:

CAPÍTULO I – “DIETA DE *Oreochromis niloticus* CULTIVADOS E SILVESTRES E SOBREPOSIÇÃO DE NICHOS TRÓFICOS COM ESPÉCIES NATIVAS”

Neste capítulo, foram realizadas análises de conteúdos estomacais de exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivados, bem como de outras espécies de peixes silvestres que habitam as adjacências dos tanques-rede. Assim, foram testadas as seguintes hipóteses: 1) a composição da dieta de *O. niloticus* silvestres e cultivados são diferentes entre si e estão sob influência do regime pluviométrico; 2) exemplares de *O. niloticus* cultivados utilizam alimentos naturais, apesar da disponibilidade de ração; 3) exemplares de *O. niloticus* silvestres possuem menor especialização alimentar e conseqüentemente maior amplitude de nicho trófico, quando comparados a exemplares cultivados; 4) exemplares de *O. niloticus* silvestres possuem maior dispersão em função da dieta do que exemplares cultivados, considerando a variação espaço-temporal e 5) há sobreposição de nicho trófico entre *O. niloticus* silvestres com outras espécies de peixes silvestres localmente.

CAPÍTULO II - “COMPOSIÇÃO METABÓLICA MUSCULAR DE *Oreochromis niloticus* CULTIVADOS E SILVESTRES, NO RESERVATÓRIO DE ILHA SOLTEIRA, RIO GRANDE, SP”

Neste capítulo, foram caracterizadas algumas variáveis metabólicas, tais como: lipídeos, proteínas, glicogênio e ácidos graxos musculares de exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivados. A hipótese testada foi: 6) em decorrência das diferenças na composição da dieta, ocorrem alterações metabólicas musculares, refletindo nas concentrações de proteínas, lipídeos, glicogênio e composição de ácidos graxos.

CAPÍTULO III - “ANÁLISE PARASITOLÓGICA DE *Oreochromis niloticus* CULTIVADOS E SILVESTRES, NO RESERVATÓRIO DE ILHA SOLTEIRA, RIO GRANDE, SP”

Neste capítulo, foi avaliada a fauna parasitária dos exemplares de *O. niloticus* silvestres e cultivados, com exceção das brânquias, cuja hipótese testada foi: 7) ocorrem diferenças entre a estrutura da comunidade parasitária de *O. niloticus* cultivados e silvestres, bem como entre as estações do ano (seca e chuvosa).

5. Material e métodos

5.1. Área de estudo

O reservatório de Ilha Solteira, São Paulo, formado em 1978, sob domínio da União, é do tipo bacia de acumulação, com profundidade média de 17,6 m, volume máximo de $21,06 \times 10^9 \text{ m}^3$, bacia hidrográfica com 1.195 km^2 de área e tempo de residência de 46,7 dias (COMPANHIA ENERGÉTICA DE SÃO PAULO, 2011). Atualmente, cerca de 80 empreendimentos de pisciculturas em tanques-rede utilizam o reservatório para criação de *Oreochomis niloticus* (*inf. pess.* CATI, Santa Fé do Sul, São Paulo).

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 = $1,76 \text{ m}^3/\text{s}$) do reservatório de Ilha Solteira, rio Grande ($50^\circ 55' 59,65'' \text{ W}$ e $20^\circ 02' 30,54'' \text{ S}$) (Figura 1). Atualmente, o empreendimento atua na criação de *O. niloticus* e possui aproximadamente 230 tanques de 18 m^3 e 18 tanques de 144 m^3 , com uso diário médio de ração de $4.375 \text{ kg}/\text{dia}$ (*inf. pess.* Michael Kengo Itagaki – proprietário).

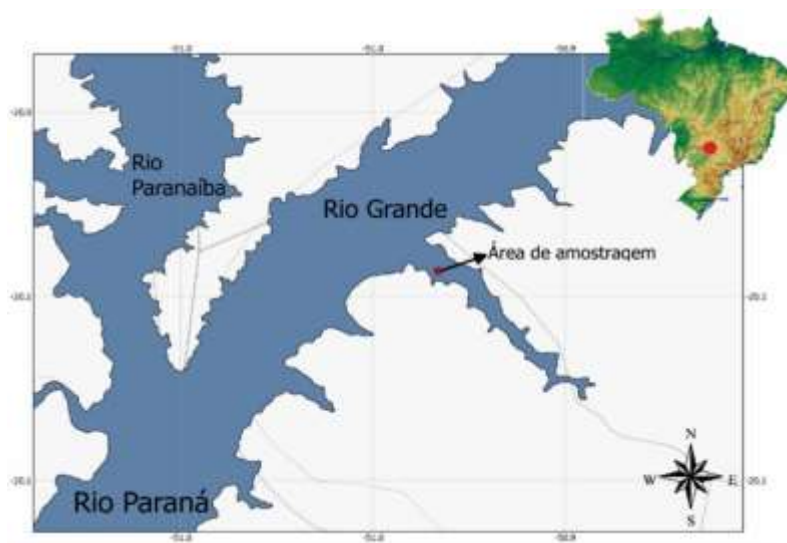


Figura 1. Trecho do reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, com indicação da área de amostragem da piscicultura ($50^\circ 55' 59,65'' \text{ W}$ e $20^\circ 02' 30,54'' \text{ S}$), local de desenvolvimento do projeto.

5.2. Coleta do material biológico

Foram realizadas duas coletas, sendo uma no mês de janeiro e outra em julho de 2017, obtendo-se um total de 100 espécimes de *O. niloticus* (Figura 2). Todos os espécimes foram

utilizados nas análises de dieta e parasitologia, enquanto apenas 40 exemplares, sendo 20 por coleta (10 por área) foram utilizados para as análises metabólicas.

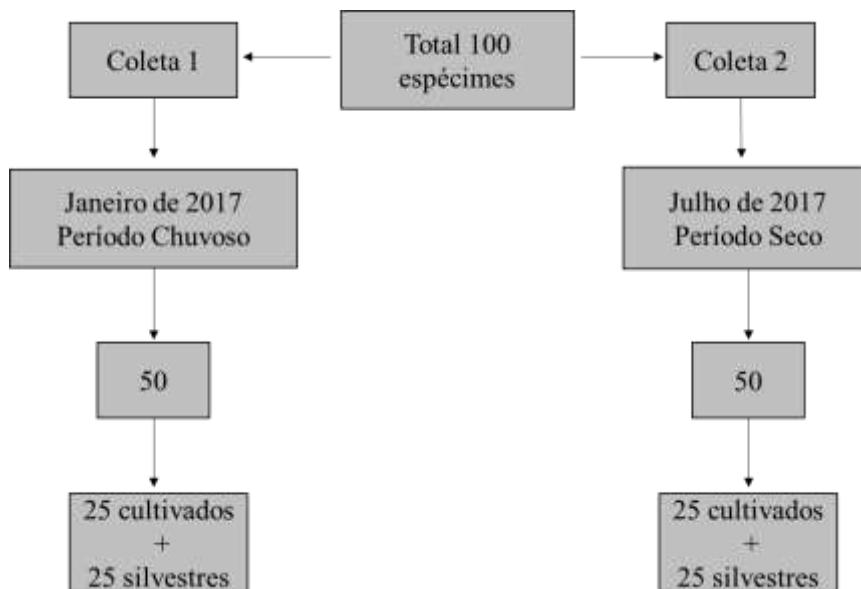


Figura 2: Fluxograma indicando a quantidade de coletas e exemplares de *O. niloticus* cultivados e silvestres.

Os espécimes silvestres foram coletados com auxílio de tarrafa (malhagem com 100 mm entre nós não adjacentes), na área próxima aos tanques-rede (aproximadamente 100 m de distância da primeira linha de tanques), enquanto que os espécimes cultivados foram coletados em um tanque de cultivo, escolhido aleatoriamente, localizado em área central da piscicultura, com auxílio de puçá. Também foram realizadas coletas das espécies de peixes silvestres pertencentes à ictiofauna que habita as proximidades dos tanques de cultivo, com auxílio de rede de espera (malhagem com 15 a 70 mm entre nós não adjacentes) no período compreendido entre as 17h e 06h. Todos os exemplares foram eutanasiados em solução de benzocaína 0,5% (Parecer CEUA nº 09/2016 e Autorização SISBIO nº 56809). Depois, mensurados quanto à massa total com auxílio de balança (0,01 g) e comprimento padrão por meio de ictiômetro (0,1 cm).

Ainda em campo, os exemplares de *O. niloticus* foram submetidos a raspados de pele para coleta do muco, padronizando-se a análise de quatro lâminas histológicas por peixe, sendo duas para cada lado do corpo do animal. Essas lâminas foram analisadas a fresco para identificação e quantificação de protozoários ciliados. Posteriormente, essas lâminas foram impregnadas com nitrato de prata 2% (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006). Após

esse procedimento, os exemplares foram submetidos a uma inspeção visual a procura de ectoparasitas.

Em seguida, foi realizada a necropsia para retirada dos órgãos (olho, fígado, estômago, baço, coração e intestino) para posteriores avaliações de endohelmintos. Cada órgão foi individualizado em sacos plásticos e congelados. Somente os estômagos dos indivíduos de *O. niloticus* e das outras espécies, foram fixados em formol 4% e conservados em álcool 70% até o momento das análises em laboratório. Realizou-se também a retirada de tecido muscular, apenas de indivíduos de *O. niloticus*, no qual a lateral esquerda e a região entre a metade do corpo e a nadadeira caudal foram padronizadas para retirada do tecido. As amostras foram acondicionadas em criotubos e armazenadas em nitrogênio líquido, ainda em campo. Em laboratório, foram conservadas em ultrafreezer -80 °C até o momento das análises, realizadas no Laboratório de Estudos em Fisiologia Animal (LEFISA) do Departamento de Biologia e Zootecnia (DBZ) da Universidade Estadual Paulista (UNESP/FEIS), Câmpus de Ilha Solteira – São Paulo, as análises cromatográficas de ácidos graxos foram realizadas no Laboratório de Metabolismo e Reprodução de Organismos Aquáticos (LAMEROA), do Departamento de Biocências da Universidade de São Paulo (USP)- São Paulo.

A carcaça de cada exemplar de *O. niloticus* foi congelada e posteriormente filetada para avaliação de ectoparasitas musculares. As análises parasitológicas e de dieta foram realizadas no Laboratório de Ecologia de Peixes (PIRÁ), do Departamento de Biologia e Zootecnia (DBZ) da Universidade Estadual Paulista (UNESP/FEIS), Câmpus de Ilha Solteira – SP. Ressalta-se que as brânquias também foram retiradas e congeladas, porém serão avaliadas em projeto futuro (projeto de doutoramento iniciado em março de 2019).

5.3. Procedimentos laboratoriais

5.3.1. Dieta

Em laboratório, os conteúdos estomacais foram examinados sob estereomicroscópio e os itens alimentares identificados até o menor nível taxonômico possível, usando chaves de identificação de Bicudo e Bicudo (1970) para as algas e de Mugnai, Nessimian, Baptista (2010) para invertebrados, além de outras referências específicas quando necessárias. Após, os itens foram quantificados de acordo com o método volumétrico (HYSLOP, 1980). Para este método, foi utilizada proveta graduada para itens grandes, considerando o deslocamento

da coluna d'água e placa de vidro com papel milimetrado para itens pequenos, considerando o número de quadrículas ocupadas por cada item alimentar (HELLAWELL; ABEL, 1971).

5.3.2. Metabolismo

Para extração do teor proteico total dos tecidos foi utilizado o método de Lowry et al. (1951), cujo princípio é enzimático-colorimétrico. Posteriormente, as proteínas foram analisadas contra uma curva padrão de albumina bovina (Bovine serum albumine, Sigma), que foi empregada após a precipitação e solubilização das proteínas totais, segundo a metodologia empregada por Milligan e Girard (1993). A leitura da concentração de proteínas totais foi realizada em espectrofotômetro em um comprimento de onda de 660 nm.

Os lipídeos totais foram extraídos de acordo com a metodologia de Folch, Less e Stanley (1957), adaptada por Parrish (1999) para amostras de organismos aquáticos. A partir do extrato, os lipídeos totais foram analisados pelo método de Frings e Fendly (1972), utilizando-se como padrão o óleo de fígado de bacalhau (Cod Liver methyl esters, Sigma). A concentração desses lipídeos foi obtido 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 que são divididos em glicerofosfolipídios (PL) e esfingolipídios. São importantes componentes da membrana celular, sendo a fosfatidilcolina (PC) e a fosfatidiletanolamina (PE) os mais abundantes em animais e plantas. Já os esfingolipídios são importantes por formarem o sistema nervoso e quase todos os tecidos do corpo dos animais. Os lipídios neutros, por sua vez, são divididos em triacilgliceróis (TG), ésteres de esteróis (SE) e esteróis livres (ST). Os triacilgliceróis são formas preferidas para armazenamento de energia em animais, e os ácidos graxos, componentes de TG, DG e monoacilglicerol (MG), PL e outros, podem ser liberados destas moléculas e permanecerem em uma forma não esterificada (ácidos graxos livres) (CHRISTIE, 1993) para serem mobilizados entre os diferentes tecidos. Esta complexidade biológica entre funções dos lipídeos neutros e polares nos levaram à escolha de análise das duas frações.

Posteriormente, os extratos lipídicos foram submetidos a uma atmosfera de nitrogênio para evaporação do solvente sem oxidação dos ácidos graxos, pelo método ácido proposto por Kitson, Larsen e 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 min, 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 e Qualmix, PUFA *fish* M e Menhaden Oil, Larodan).

Por fim, para a extração do teor de glicogênio total foi utilizado o método de Dubois et al. (1956), cujo princípio é enzimático-colorimétrico. Em seguida, foram analisados contra uma curva padrão de glicose 100 nmoles, empregada após precipitação e solubilização do glicogênio total, segundo metodologia empregada por Bidinotto, Moraes e Souza (1997).

5.3.3. Parasitologia

Em laboratório, as carcaças dos espécimes de peixes foram descongeladas e filetadas e os filés (tecido muscular) analisados sob mesa de inspeção (*candling table*), a qual consiste em uma mesa com 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 parasitas nos tecidos musculares. Posteriormente, todos os órgãos foram examinados sob estereomicroscópio e os parasitas coletados.

Os monogenéticos encontrados foram montados em lâminas semi-permanentes com meio Gray & Wess ou Hoyer, para permitir o estudo das estruturas esclerotizadas (complexo copulatório, barras, ganchos e âncoras do haptor). Outros espécimes foram corados com Tricrômico de Gomori e montados em lâminas permanentes com Bálsamo do Canadá, para observação das estruturas internas (ovário, testículo, faringe, cecos intestinais e folículos vitelínicos entre outras) (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006). Espécimes de hirudíneos e fases larvais de digenéticos e cestóides foram comprimidos entre lâmina e lamínula, e posteriormente corados com Carmalúmen de Mayer e/ou Tricrômico de Gomori

(EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006). Amostras de crustáceos branquiúros foram diafanizados e montados em lâminas histológicas em meio de Hoyer ou preservados em etanol 70%.

Após os processamentos, todos os parasitas foram identificados até o menor nível taxonômico possível com auxílio de chaves de identificação, guias de referência e artigos pertinentes. Os parasitas foram fotodocumentados empregando-se sistema computadorizado de análise de imagens com contraste por interferência diferencial (DIC) – LAS V3 (Leica Application Suite) e microscópio estereoscópio com câmera acoplada (Leica Application Suite), do Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres (LAPAS), Departamento de Parasitologia, do Instituto de Biociências de Botucatu (IBB), Universidade Estadual Paulista (UNESP), Câmpus de Botucatu, São Paulo.

Espécimes testemunhos dos parasitas serão depositados na Coleção Helminológica do Departamento de Parasitologia (CHIBB) pertencente ao Instituto de Biociências, Universidade Estadual Paulista (UNESP), município de Botucatu, São Paulo, 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, ver anexo).

5.4. Análise dos dados

5.4.1. Dieta

Os resultados da composição da dieta foram expressos por meio dos itens alimentares isolados. Para minimizar o efeito do tamanho do peixe sobre as análises, foi aplicado um método para ajustar os valores do volume do item alimentar à massa do peixe ($WAG = VI/MT$), onde VI é o volume do item alimentar e MT a massa do peixe (AHLBECK; HANSSON; HJERNE, 2012).

Os dados brutos foram tratados no programa Excel (Microsoft), para obtenção do volume de cada item alimentar. A fim de verificar a primeira hipótese de que a composição da dieta de *O. niloticus* silvestres e cultivados são diferentes entre si e tem influência das estações seca e chuvosa, foi empregada a análise PERMANOVA *two-way*, utilizando-se o software PRIMER 6 + Permanova (CLARKE; GORLEY, 2006). Este teste não paramétrico é sensível às diferenças na dispersão multivariada, o que permite verificar se existe diferenças significativas entre grupos, baseado na distância mensurada, nesse caso a distância de Bray-

Curtis (ANDERSON, 2001). Posteriormente, a fim de verificar quais os itens alimentares foram responsáveis pela diferença e suas respectivas contribuições, foi aplicado o método de Porcentagem de Similaridade (SIMPER *overall pool*), utilizando o software Past (Paleontological Statistic Software) versão 2.17 (HAMMER; HARPER; RIAN, 2005).

Para verificar a segunda hipótese de que exemplares de *O. niloticus* cultivados utilizam alimentos naturais, apesar da disponibilidade de ração, foram utilizados os resultados da composição da dieta de exemplares cultivados, sendo que em caso de registro de itens diferentes de ração, a hipótese será validada.

Para testar a terceira hipótese, de que exemplares de *O. niloticus* silvestres possuem menor especialização alimentar e consequentemente maior amplitude de nicho trófico, quando comparados a exemplares cultivados, utilizou-se a Análise Permutacional de Multivariadas PERMDISP com base na distância de amostras (dieta dos indivíduos) a partir da média do grupo (ANDERSON, 2004; 2006) utilizando o software Rstudio (R DEVELOPMENT CORE TEAM, 2011) com auxílio do pacote Vegan (OKSANEN et al., 2013).

A quarta hipótese foi testada a fim de verificar a dispersão dos indivíduos em função da dieta, realizada por meio da Análise de Coordenadas Principais (PCoA) (MANLY, 1994; JONGMAN; TER BRAAK; VAN TONGEREN, 1995) verificando a homogeneidade de uma dieta individual, comparando a dispersão entre e dentro dos grupos (SILVA et al., 2017). O cálculo da mediana do grupo foi realizado por meio da medida de dissimilaridade de Bray-Curtis. Essa análise foi realizada por meio do software Past 2.17 (HAMMER; HARPER; RIAN, 2001).

Para testar a quinta hipótese de que há sobreposição de nicho trófico entre *O. niloticus* silvestres com outras espécies de peixes silvestres localmente, foi calculada a sobreposição de nicho trófico, usando as amostras para cada par de espécies que coocorreram no tempo e no espaço (mês e local), com base na matriz de volume dos itens alimentares consumidos pelos indivíduos. Utilizou-se o índice de sobreposição de nicho de Pianka (1973), descrito pela equação:

$$O_{jk} = \frac{\sum_i^n P_{ij} \times P_{ik}}{\sqrt{\sum_i^n P_{ij}^2 \times \sum_i^n P_{ik}^2}}$$

onde: O_{jk} = medida do nicho de Pianka se sobrepõe entre as espécies j e k ; P_{ij} = proporção de um item alimentar i na dieta da espécie j ; P_{ik} = proporção do item alimentar i na dieta da espécie k ; n = número total de itens alimentares. Os valores de sobreposição variaram de 0 (sem sobreposição) a 1 (sobreposição total) e foram definidos nos seguintes

níveis: baixo (0 - 0,39), intermediário (0,4 - 0,6) e alto (0,6 - 1) (modificado de GROSSMAN, 1986; CORREA; ALBRECHT; HAHN, 2011). Para calcular a sobreposição alimentar foi utilizado o programa EcoSim® 7.0 (GOTELLI; ENTSMINGER, 2006). O nível de significância adotado para todas as análises foi $p < 0,05$.

Exemplares dos peixes foram enviados pra depósito na coleção de peixes do Departamento de Zoologia (DZSJRP) IBILCE-UNESP, São José do Rio Preto, SP.

5.4.2. Metabolismo

Para testar a sexta hipótese de que em decorrência das diferenças na composição da dieta entre exemplares de *O. niloticus* cultivados e silvestres, ocorrem alterações metabólicas musculares, refletindo nas concentrações de proteínas, lipídeos, glicogênio e composição de ácidos graxos, foram aplicadas as análises descritas a seguir.

Os cálculos e gráficos de concentrações para cada variável metabólica foram elaborados no programa Excel (Microsoft). Os dados finais desse tratamento, foram comparados usando a análise ANOVA *two-way* e teste *a posteriori* de Tukey, no software SigmaStat 3.0, considerando-se o local (tanques de cultivo e ambiente natural), estação do ano (chuvosa e seca) de coleta e interação entre os fatores espaço-tempo (local-estação do ano).

Posteriormente, foram construídos gráficos *boxplots* para cada variável metabólica, a fim de observar a variação da concentração dos metabólitos (TUKEY, 1970). Tais variações foram testadas pelo teste de Levene (LEVENE, 1960) para averiguar possíveis diferenças, utilizando o pacote Rcmdr (FOX et al., 2018). Relacionado à essa variação, realizou-se uma Análise Discriminante Linear (LDA) (MIKA et al., 1999), para verificar quais variáveis metabólicas eram as mais representativas. A partir disso, outra LDA foi realizada com o mesmo intuito, porém restringindo o conjunto de dados aos mais representativos na primeira análise. Para isso, foi utilizado o software RStudio (R DEVELOPMENT CORE TEAM, 2011) com auxílio do pacote Mass (RIPLEY et al., 2018).

Em sequência, foi realizada Análise de Componentes Principais (PCA), para verificar a distribuição dos indivíduos em função dos dados metabólicos, utilizando a medida de dissimilaridade de Bray-Curtis. Por fim, buscando relacionar os dados metabólicos aos de dieta (Capítulo 1), realizou-se uma Análise de Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (nMDS) e a mesma medida de similaridade foi utilizada. Essas duas análises foram feitas

utilizando o Paleontological Statistic Software - PAST versão 2.17 (HAMMER; HARPER; RIAN, 2005) e o nível de significância adotado para todas as análises foi $p < 0,05$.

5.4.3. Parasitologia

Para cada espécie de parasita foi calculada a prevalência (P), intensidade média de infecção/infestação (IMI) e abundância média (AM) segundo Bush et al. (1997), para ambos os grupos de peixes (silvestres e cultivados) e considerando os dois períodos de amostragem, utilizando o software SigmaStat. Os dados de IMI e AM são apresentados como média \pm erro padrão da média, seguida da amplitude entre parênteses (valores mínimo e máximo). Em relação aos protozoários ciliados do gênero *Trichodina* Ehrenberg, 1831 devido ao fato da contagem ter sido feita a partir das lâminas resultantes do raspado de pele, ainda em campo, os espécimes foram genericamente identificados como pertencentes a esse gênero, porém, a identificação em nível de espécie só pôde ser confirmada posteriormente, a partir das lâminas coradas com nitrato de prata. Portanto, para os cálculos de riqueza, P, IMI e AM, foi considerada a contagem total de tricodinídeos. O critério para a caracterização da intensidade parasitária apresentada por *Epistylis* sp. nos peixes analisados, foi determinado de acordo com a classificação proposta por Pádua et al. (2013), que categoriza o grau de infestação com base em uma escala (score) de 1 a 4, considerando a presença e número de camadas de zooides.

Para testar a sétima hipótese de que ocorrem diferenças entre a estrutura da comunidade parasitária de *O. niloticus* cultivados e silvestres, e se esta sofre influência sazonal, foram empregadas as seguintes análises: Teste de proporção (teste Z), o coeficiente de similaridade de Jaccard (Q) e o índice de diversidade de Shannon-Wiener (H'). O Teste de proporção (teste Z) foi realizado no programa RStudio (R DEVELOPMENT CORE TEAM, 2011) com auxílio do pacote vegan (OKSANEN et al., 2013), contudo o teste foi aplicado apenas para os táxons de parasitas que apresentaram prevalência acima de 5% para todos os grupos amostrais.

Já o coeficiente de similaridade de Jaccard (Q), foi calculado para relacionar o número de espécies comuns e o número de espécies exclusivas em duas áreas amostrais, considerando a presença e ausência das espécies de parasitas entre as áreas. Esse índice foi calculado pela seguinte fórmula:

$$Q = c/(a+b+c)$$

onde:

Q = Coeficiente de Similaridade de Jaccard (varia de 0 – 1);

c = número de espécies comum entre a e b;

a = número de espécies exclusivas coletadas no ponto a;

b = número de espécies exclusivas coletadas no ponto b;

Esse índice varia de zero a um, no qual zero representa áreas sem similaridade, e um, áreas completamente semelhantes (OLDEN; POFF, 2003). Para essa análise utilizou-se o software Past (Paleontological Statistic Software) versão 2.17 (HAMMER; HARPER; RIAN, 2005). Em seguida, calculou-se o índice de dominância de Simpson e o índice de diversidade de Shannon-Wiener (H') para ambas as comunidades componentes, utilizando a função *Diversity t test*, no programa Past (HAMMER; HARPER; RIAN, 2005). Normalmente o índice de Shannon varia de 1,5 a 3,5 e raramente chega a 4, assim quanto maior for o valor de H', maior será a diversidade. Para isso foi utilizado a seguinte fórmula:

$$H' = - \text{somatória} (p_i * \ln p_i)$$

$$p_i = n_i/N$$

onde:

H' = diversidade de espécies

n_i = número de indivíduos da espécie i na amostra

p_i = proporção da espécie i na comunidade em relação ao total da amostra

N = número total de indivíduos da amostra

Destaca-se que o nível de significância estatística adotado para todas as análises foi de $p < 0,05$.

CAPÍTULO I

DIETA DE *Oreochromis niloticus* CULTIVADOS E SILVESTRES E SOBREPOSIÇÃO DE NICHOS TRÓFICOS COM ESPÉCIES NATIVAS

6. Resultados e discussão

Dentre os exemplares cultivados, 16 não apresentaram conteúdo estomacal (oito na estação chuvosa e oito na estação seca), enquanto que para os silvestres, apenas na estação seca foram observados quatro exemplares com estômagos vazios. Dados biométricos referentes aos exemplares de *O. niloticus* estão apresentados na Tabela 1.

Tabela 1: Dados biométricos (média \pm erro padrão) para *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres provenientes de uma piscicultura no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. Cp: Comprimento padrão (cm) e Mt: Massa total (g) (mínimo – máximo).

| Dados Biométricos | Cultivados | | Silvestres | |
|-------------------------|----------------|------------------|----------------|------------------|
| | Cp | Mt | Cp | Mt |
| Tamanho da amostra | 50 | 50 | 50 | 50 |
| Mínimo - Máximo | 24,0 – 34,6 | 610,0 – 1579,4 | 19,2 – 40,8 | 261,3 – 2189,1 |
| Média \pm Erro padrão | 28,8 \pm 0,2 | 999,5 \pm 28,8 | 27,6 \pm 0,6 | 796,1 \pm 52,5 |

Em relação às demais espécies silvestres, foram coletados um total de 194 exemplares, distribuídos em 17 espécies. Desses exemplares, 60 não apresentaram conteúdo estomacal. Dados biométricos referentes às espécies silvestres estão apresentados na Tabela 2.

Foram observadas diferenças na composição da dieta entre *O. niloticus* relacionadas ao local, estação e a interação entre os dois (PERMANOVA *two-way* – Cultivados x Silvestres DF = 1; F = 15,508; p = 0,001; Chuvoso x Seco DF = 1; F = 7,400; p = 0,001 e interação local-período DF = 1; F = 10,924; p = 0,001). A dissimilaridade total para a composição da dieta considerando-se os locais e as estações de coleta, foi de 94,9%, corroborando a hipótese da ocorrência de variações espaço-temporais. Os itens alimentares que mais contribuíram para esta diferença foram: ração, vegetais e detrito (Tabela 3; Figura 3), enquanto os demais itens (19) contribuíram com 7% para a diferença entre os locais.

Tabela 2: Dados biométricos (média ± erro padrão) para 17 espécies de peixes presentes na área de amostragem, próximo aos tanques-rede em uma piscicultura no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. Cp: Comprimento padrão (cm) e Mt: Massa total (g) (mínimo – máximo).

| Táxon | Siglas | N | Estômagos analisados | Média ± Erro do Cp (mín–máx) | Média ± Erro da Mt (mín–máx) |
|--|-------------|------------|----------------------|------------------------------|------------------------------------|
| Ordem Perciformes | | | | | |
| Cichlidae | | | | | |
| <i>Geophagus sveni</i> (Lucinda, Lucena e Assis, 2010) | <i>Gs</i> | 80 | 61 | 11,69 ± 0,27 (6,20 – 17,80) | 66,89 ± 8,48 (7,30 – 620,11) |
| <i>Satanoperca pappaterra</i> (Heckel, 1840) | <i>Sp</i> | 3 | 3 | 13,76 ± 1,82 (10,30 – 16,50) | 79,64 ± 26,42 (32,74 – 124,20) |
| <i>Cichla kelberi</i> (Kullander e Ferreira, 2006) | <i>Ck</i> | 1 | - | 12,80 (12,80 – 12,80) | 51,34 (51,34 – 51,34) |
| Sciaenidae | | | | | |
| <i>Plagioscion squamosissimus</i> (Heckel, 1840) | <i>Ps</i> | 60 | 36 | 22,40 ± 0,67 (10,40 – 37,00) | 277,70 ± 27,25 (20,75 – 1199,98) |
| Ordem Siluriformes | | | | | |
| Pimelodidae | | | | | |
| <i>Pimelodus platicirris</i> (LaCépède, 1803) | <i>Pp</i> | 15 | 8 | 24,60 ± 0,69 (20,40 – 28,00) | 327,90 ± 29,59 (171,43 – 497,21) |
| Loricariidae | | | | | |
| <i>Pterygoplichthys ambrosetti</i> (Holmberg, 1893) | <i>Pa</i> | 2 | - | 25,45 ± 0,65 (24,80 – 26,10) | 385,68 ± 9,72 (375,96 – 395,40) |
| Callichthyidae | | | | | |
| <i>Hoplosternum littorale</i> (Hancock, 1828) | <i>Hl</i> | 1 | 1 | 16,50 (16,50 – 16,50) | 191,14 (191,14 – 191,14) |
| Ordem Characiformes | | | | | |
| Anostomidae | | | | | |
| <i>Schizodon nasutus</i> (Kner, 1858) | <i>Sn</i> | 8 | 8 | 22,44 ± 1,09 (19,00 – 27,00) | 240,63 ± 41,87 (125,31 – 420,60) |
| Acestrorhynchidae | | | | | |
| <i>Acestrorhynchus lacustris</i> (Lütken, 1875) | <i>Al</i> | 1 | - | 23,00 (23,00 – 23,00) | 172,75 (172,75 – 172,75) |
| Characidae | | | | | |
| <i>Triportheus nematurus</i> (Kner, 1858) | <i>Tn</i> | 3 | 2 | 16,23 ± 0,64 (15,00 – 17,20) | 108,35 ± 12,61 (83,17 – 122,23) |
| <i>Metynnis maculatus</i> (Kner, 1858) | <i>Mm</i> | 5 | 4 | 16,20 ± 0,67 (15,10 – 18,70) | 180,40 ± 18,67 (125,03 – 239,36) |
| <i>Serrasalmus maculatus</i> (Kner, 1858) | <i>Smac</i> | 7 | 5 | 18,70 ± 0,63 (17,00 – 22,30) | 288,10 ± 33,51 (168,05 – 456,70) |
| <i>Roeboides descavadensis</i> (Fowler, 1932) | <i>Rd</i> | 1 | 1 | 8,00 (8,00 – 8,00) | 9,80 (9,80 – 9,80) |
| Cynodontidae | | | | | |
| <i>Raphiodon vulpinus</i> (Agassiz, 1829) | <i>Rv</i> | 4 | 4 | 42,00 ± 6,10 (33,00 – 60,00) | 730,20 ± 406,56 (249,65 – 1946,70) |
| Erythrinidae | | | | | |
| <i>Hoplias aff. malabaricus</i> (Bloch, 1794) | <i>Hm</i> | 1 | - | 21,40 (21,40 – 21,40) | 212,13 (212,13 – 212,13) |
| Serrasalminidae | | | | | |
| <i>Serrasalmus marginatus</i> (Valenciennes, 1837) | <i>Smar</i> | 1 | 1 | 13,50 (13,50 – 13,50) | 71,50 (71,50 – 71,50) |
| Curimatidae | | | | | |
| <i>Steindachnerina insculpta</i> (Fernández-Yépez, 1948) | <i>Si</i> | 1 | - | 8,00 (8,00 – 8,00) | 12,34 (12,34 – 12,34) |
| Total | 17 | 194 | 134 | | |

Tabela 3: Contribuição e média da massa dos itens alimentares segundo análise SIMPER, para *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres oriundos de uma piscicultura no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil.

| Itens alimentares | Contribuição % | Abundância média | | | |
|----------------------------|----------------|------------------|-------|------------|-------|
| | | Cultivados | | Silvestres | |
| | | Chuvoso | Seco | Chuvoso | Seco |
| Ração | 55,64 | 0,01 | 0,10 | 4,64 | 0,21 |
| Vegetais | 19,45 | <0,01 | 0,02 | 0,10 | 0,50 |
| Detrito | 15,27 | <0,01 | - | 0,09 | 0,66 |
| Peixe | 3,51 | 0,01 | <0,01 | <0,01 | <0,01 |
| Alga filamentosa | 2,66 | 0,02 | <0,01 | <0,01 | - |
| <i>Eichhornia</i> sp. | 1,20 | <0,01 | <0,01 | 0,03 | 0,03 |
| <i>Spirogyra</i> sp. | 0,46 | <0,01 | <0,01 | <0,01 | 0,02 |
| Inseto aquático | 0,39 | <0,01 | <0,01 | <0,01 | - |
| Hymenoptera | 0,33 | <0,01 | <0,01 | <0,01 | - |
| Gastropoda | 0,20 | - | - | <0,01 | <0,01 |
| Bivalvia | 0,18 | <0,01 | - | - | <0,01 |
| Cladocera | 0,16 | - | - | 0,02 | - |
| Coleoptera | 0,11 | - | - | - | <0,01 |
| <i>Limnoperla fortunei</i> | 0,09 | <0,01 | - | - | - |
| Copepoda | 0,08 | - | - | 0,01 | <0,01 |
| <i>Dolops</i> sp. | 0,06 | - | - | - | <0,01 |
| Sementes | 0,04 | <0,01 | <0,01 | <0,01 | - |
| Diptera (adulta) | 0,04 | - | - | <0,01 | - |
| Fragmento animal | 0,03 | - | - | <0,01 | - |
| Trichoptera | 0,03 | <0,01 | - | <0,01 | - |
| Chironomidae (larva) | 0,02 | <0,01 | <0,01 | <0,01 | - |
| Inseto não identificado | <0,01 | - | - | <0,01 | - |

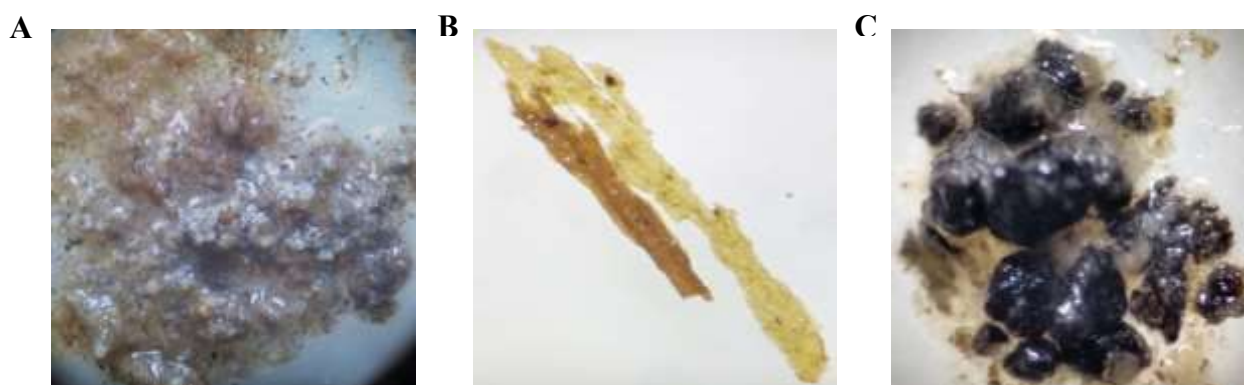


Figura 3: Itens alimentares com maior contribuição para a diferença encontrada na composição da dieta de *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres oriundos de uma piscicultura no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil: A) Ração; B) Vegetais e C) Detrito.

O espectro alimentar de *O. niloticus* foi composto por 22 itens alimentares, apresentando uma dieta variada, semelhante a outros estudos brasileiros realizados em diferentes reservatórios, com exceção da ração (VELLUDO, 2007; BAGGIO, 2012; ZAGANINE; VIDOTTO-MAGNONI; CARVALHO, 2012), bem como no Lago Vitória, Kenya (NJIRU et al., 2004) e em alguns corpos d'água na Etiópia (TSEGAY; NATARAJAN; ZELEALEM, 2016; TESFAHUN; TEMESGEN, 2018). Foi observada ainda variação no consumo dos itens alimentares entre as estações chuvosa e seca para exemplares cultivados e silvestres. Exemplares cultivados consumiram 14 itens alimentares, sendo que destes, todos foram consumidos na estação chuvosa e 10 na estação seca, enquanto exemplares silvestres, consumiram 21 itens alimentares, sendo 18 consumidos na estação chuvosa e 11 na estação seca (Tabela 4).

Essas variações no número de itens alimentares utilizados na dieta podem estar associadas ao local onde esses indivíduos se encontram, pois dentro dos tanques, o acesso ao ambiente natural para forrageamento é restrito, além de estarem diretamente relacionadas a sazonalidade (estação do ano chuvosa ou seca). Em especial, quanto à sazonalidade, as variações da pluviosidade e temperatura possivelmente são as responsáveis pelas diferenças, uma vez que influenciam diretamente na disponibilidade de recursos (HAHN; FUGI, 2007).

Especificamente para a primeira coleta, a temperatura da água foi de 29,9 °C, enquanto na segunda foi 21,65 °C (*inf. pess* Michael Kengo Itagaki – proprietário). Ainda, na Tabela 5 estão disponibilizados dados da temperatura do ar e pluviosidade da região de estudo, fornecidos pela plataforma do Laboratório de Hidráulica e Irrigação, do Departamento de Fitossanidade, Engenharia Rural e Solos da Universidade Estadual Paulista de Ilha Solteira, SP (HERNANDEZ; ZOCOLER, 2017).

Tabela 4: Composição da dieta, representado pela porcentagem de volume para *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres oriundas do reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo. Coluna Geral: indica a porcentagem de volume considerando o local e estação de coleta agrupados.

| Itens alimentares | Cultivados | | | Silvestres | | |
|----------------------------|------------|-----------|-----------|------------|-----------|-----------|
| | Geral | Chuvoso | Seco | Geral | Chuvoso | Seco |
| Detrito | 1,06 | 4,98 | - | 10,40 | 1,78 | 45,13 |
| Ração | 67,83 | 37,41 | 76,03 | 78,50 | 94,30 | 14,80 |
| Alga filamentosa | 12,31 | 39,47 | 0,25 | 0,15 | 0,19 | - |
| <i>Spirogyra</i> sp. | 0,58 | 0,70 | 0,55 | 0,39 | <0,01 | 1,98 |
| <i>Eichhornia</i> sp. | 0,11 | 0,53 | <0,01 | 1,06 | 0,74 | 2,36 |
| Vegetais | 18,93 | 18,69 | 18,99 | 8,56 | 2,09 | 34,62 |
| Semente | 0,04 | 0,04 | 0,04 | 0,02 | 0,03 | - |
| <i>Limnoperna fortunei</i> | 0,42 | 2,00 | - | - | - | - |
| Bivalvia | 1,13 | 5,31 | - | <0,01 | - | <0,01 |
| Gastropoda | - | - | - | 0,17 | 0,05 | 0,64 |
| Copepoda | - | - | - | 0,19 | 0,24 | <0,01 |
| Cladocera | - | - | - | 0,34 | 0,42 | - |
| Inseto não identificado | - | - | - | <0,01 | <0,01 | - |
| Inseto aquático | 0,18 | 0,74 | 0,03 | 0,02 | 0,03 | - |
| Diptera (adulto) | - | - | - | 0,04 | 0,05 | - |
| Chironomidae (larva) | 0,09 | 0,29 | <0,01 | <0,01 | <0,01 | - |
| Trichoptera | 0,02 | 0,09 | - | 0,02 | 0,02 | - |
| Hymenoptera | 0,18 | 0,54 | 0,08 | 0,02 | 0,02 | - |
| Peixe | 9,52 | 28,96 | 4,28 | 0,16 | 0,19 | 0,02 |
| Fragmento animal | - | - | - | 0,03 | 0,04 | - |
| <i>Dolops</i> sp. | - | - | - | 0,02 | - | 0,13 |
| Coleoptera | - | - | - | 0,06 | - | 0,32 |
| TOTAL | 14 | 14 | 10 | 21 | 18 | 11 |

Tabela 5: Temperatura média do ar da região de estudo, reservatório de Ilha Solteira, São Paulo, Brasil, para os meses de janeiro e julho de 2017, em que foram coletados o material biológico.

| | Temperatura em °C | |
|---------------|---------------------------------|------------------|
| | Janeiro (coleta 1) | Julho (coleta 2) |
| Média | 26,40 | 20,75 |
| Mínimo-máximo | 21,2 – 31,6 | 12,6 – 28,9 |
| | Pluviosidade em mm ³ | |
| | 250,9 | 0 |

Observação: Dados disponibilizados na plataforma do Laboratório de Hidráulica e Irrigação, do Departamento de Fitossanidade, Engenharia Rural e Solos da Universidade Estadual Paulista de Ilha Solteira, São Paulo, Brasil.

Considerando que a temperatura abaixo de 18 °C é letal para as tilápias (OSTRENSKY; BOEGER, 1998), pode-se inferir que a sazonalidade também é responsável pela alteração alimentar desses indivíduos. Pois apesar da temperatura da água na segunda coleta ter sido de 21,65 °C, a temperatura do ar durante todo o mês de julho (estação seca) teve variação, chegando a 12,6 °C, sendo que as flutuações na temperatura do ar contribuem para as oscilações térmicas da água. Assim, os peixes que são animais ectotérmicos, durante a estação seca (mais fria) ficam menos ativos e conseqüentemente diminuem seu forrageamento (BALDISSEROTTO, 2002) como observado na Tabela 4.

Novaes e Carvalho (2012) também encontraram diferença na alimentação de *O. niloticus* silvestres oriundas do reservatório de Barra Bonita, São Paulo, relacionados a estação do ano. Ainda, Hanh e Fugi (2007) afirmam que as variações alimentares podem acontecer por vários motivos, especialmente porque esses indivíduos se encontram em ambientes sujeitos a alterações constantes e, além da temperatura, níveis de água e regime de chuvas também contribuem para que os recursos alimentares disponíveis sofram alterações cíclicas na abundância, resultando em mudanças na dieta dos peixes.

Quanto aos itens mais consumidos para exemplares de *O. niloticus* cultivados, ração (67,83%) foi o mais importante, seguido de vegetais (18,93%) e alga filamentosa (12,31%), corroborando nossa segunda hipótese, de que exemplares de *O. niloticus* cultivados utilizam alimentos naturais. Tais resultados demonstram uma contribuição considerável de alimentos naturais, que também foi observado por Beirut et al. (2004), Garcia et al. (2013), Garcia et al. (2016) e Garcia et al. (2017). Esse incremento na dieta com itens naturais pode ser um ponto positivo, utilizado como estratégia para contribuir com um melhor aproveitamento econômico de sistemas de cultivos (BEYRUTH et al, 2004).

Para os exemplares silvestres, o principal item consumido também foi ração (78,50%), seguido de detrito (10,40%) e vegetais (8,56%). Esse padrão de itens mais consumidos por exemplares de *O. niloticus* silvestres também foi observado por Baggio (2012), Zaganine, Vidotto-Magnoni e Carvalho (2012) e Njiru et al. (2004), com algumas variações na ordem de importância e porcentagem de volumes. Baggio (2012) estudou tilápias de escapes provenientes de pisciculturas em tanques-redes, evidenciando o consumo de ração e fragmentos vegetais, semelhante aos resultados observados no presente estudo. Outro estudo como o de Vidotto-Magnoni e Carvalho (2009), realizado no reservatório de Nova Avanhandava, SP, classificou a espécie *O. niloticus* como detritívora, com 60% de detrito na dieta. Oso, Ayodele e Fagbuaro (2006), também observaram que aproximadamente 45% da dieta de *O. niloticus* foi composta

por detrito, em um reservatório na Nigéria. O alto consumo de ração e detrito está relacionado ao fato dessas espécies serem generalistas e oportunistas, contribuindo para o consumo de itens que estejam disponíveis em maior abundância no momento do forrageamento.

Entretanto, outros estudos apresentam padrões diferentes de alimentação para *O. niloticus* silvestres, classificando-a como herbívora, pelo alto consumo de algas e fitoplâncton (GETACHEW; FERNANDO, 1989, GETACHEW, 1993; ASSEFA; GETAHUN, 2015; TSEGAY; NATARAJAN; ZELEALEM, 2016). De maneira geral, é possível observar que *O. niloticus* possui alta plasticidade alimentar, o que certamente contribuiu para que a espécie obtivesse sucesso nas introduções, tornando-se uma espécie abundante em alguns reservatórios brasileiros, como o de Barra Bonita, SP (NOVAES; CARVALHO, 2012).

Observa-se ainda nos resultados do presente estudo que, para exemplares cultivados, o item ração teve menor participação na composição alimentar (Tabela 4) e uma maior quantidade de estômagos vazios, quando comparados a exemplares silvestres. Esse fato se justifica devido aos indivíduos coletados estarem no tamanho e massa de venda, prontos para serem despescados, assim têm o arraçoamento diminuído e em alguns casos podem ficar aproximadamente 48 horas sem alimentação para posterior transporte (*inf. pess.* Michael Kengo Itagaki, proprietário da piscicultura utilizada no presente estudo).

Para as demais espécies de peixes silvestres capturadas próximas aos tanques-rede, o espectro alimentar foi composto por 21 itens (Tabela 6). Em geral, para as 12 espécies que apresentaram conteúdo estomacal, os itens mais consumidos foram fragmento de peixes, detrito e vegetais (consumidos por nove, oito e sete espécies, respectivamente). Em relação as estações (chuvosa/seca) cinco espécies consumiram alimentos em ambos os períodos (*Geophagus sveni* Lucinda, Lucena e Assis, 2010, *Metynnis maculatus* Kner, 1858, *Pimelodus platicirris* LaCépède, 1803, *Plagioscion squamosissimus* Heckel, 1840 e *Schizodon nasutus* Kner, 1858), três (*Raphiodon vulpinus* Agassiz, 1829, *Roeboides descalvadensis* Fowler, 1932 e *Hoplosternum littorale* Fowler, 1932) se alimentaram exclusivamente na estação chuvosa e quatro (*Satanoperca papaterra* Heckel, 1840, *Serrasalmus maculatus* Kner, 1858, *Serrassalmus marginatus* Valenciennes, 1837 e *Triportheus nematurus* Kner, 1858) somente na estação seca (Tabela 7). Possivelmente, a razão pelo baixo consumo encontrado para algumas espécies está atrelado ao número baixo de espécimes coletados.

Em geral, a espécie que apresentou o mais amplo espectro alimentar foi *G. sveni* (porquinho), que consumiu 13 itens no total, em ordem de importância, ração (56,09%) e detrito (33,87%) (Tabela 6). Desses 13 itens, todos foram ingeridos na estação seca e apenas sete na

estação chuvosa, todavia, a mesma ordem de importância permaneceu entre as estações (Tabela 7). Tal plasticidade alimentar também foi constatada por outros autores como Reis (2014) e Kliemann et al. (2018). Contudo, em outros estudos a espécie apresentou hábito alimentar insetívoro, mas com um considerável consumo de outros itens, inclusive detrito (VIDOTTO-MAGONI; CARVALHO, 2009).

Kliemann et al. (2018) enfatizam em seu trabalho, realizado na mesma área amostral deste estudo, que essa espécie acrescentou com uma importância significativa em sua dieta o item ração, demonstrando seu oportunismo trófico. Tal alimento é disponibilizado abundantemente pela piscicultura, possuindo alto valor nutritivo e energético, além de ser de fácil captura (EDWARDS, 2015). Isto demonstra que esse empreendimento pode interferir no padrão alimentar desses peixes, podendo causar problemas associados ao grande consumo de ração, como alterações metabólicas hepáticas e gonadais, comprometendo as funções desses órgãos (KLIEMANN et al., 2018)

Para *P. squamosissimus* (corvina) o total de itens consumidos foi 12, sendo os mais ingeridos *Macrobrachium* sp. (63,39%) seguido por peixe (27,14%) (Tabela 6). Do total, nove foram consumidos na estação seca e oito na chuvosa (Tabela 7). Apesar desses indivíduos terem uma dieta variada, o padrão de consumo de peixes e camarão também foi encontrado em outros estudos (BENNEMANN et al., 2006; COSTA et al., 2009; RAMOS et al., 2013; RIBEIRO, 2016). Acredita-se que no presente estudo que *P. squamosissimus* ocupa a área ao entorno dos tanques-rede, devido à presença de outras espécies que são potenciais presas, como outros peixes e *Macrobrachium* sp. (observados na composição alimentar), que também podem se alimentar de restos de rações.

Por fim, *P. platicirris* (mandi-guaçu) consumiu 11 itens, dos quais detrito (40,64%) e ração (26,01%) foram os mais ingeridos (Tabela 6). Foram consumidos apenas seis itens na estação seca e nove na estação chuvosa. O consumo de ração ocorreu apenas na estação chuvosa, já o detrito, apesar de ter sido ingerido em ambas as estações, apresentou maior consumo na estação seca (94,33%) (Tabela 7). O mesmo padrão de alimentação foi observado em outros estudos (SILVA, 2015; KLIEMANN, 2018) confirmando o hábito onívoro-generalista da espécie. Kliemann (2018) observou que em ambientes antropizados, *P. platicirris* consome praticamente restos de ração, pois os ambientes de cultivos podem causar alterações na dieta devido a disponibilidade de uma grande quantidade de recursos alimentares (ração, escamas e fezes de peixes) atraindo a ictiofauna silvestre (CARVALHO et al., 2012). Além

disso, os reservatórios podem sofrer mudanças do regime hidrológico e temperatura, refletindo numa maior ou menor disponibilidade de alimentos (DANZIGER, 2012).

Tabela 6: Composição da dieta, representada pela porcentagem de volume de 12 espécies de peixes na área de amostragem de uma piscicultura no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil.

| IA* | Espécies | | | | | | | | | | | |
|--------------|-----------|----------|----------|-----------|-----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|
| | Gs | Hl | Mm | Pp | Ps | Rv | Rd | Sp | Sn | Smac | Smar | Tn |
| Det | 33,87 | 89,84 | 24,12 | 40,64 | 0,29 | - | - | 8,51 | 6,77 | 0,04 | - | - |
| Rac | 56,09 | - | - | 26,01 | 0,01 | - | - | 91,33 | - | - | - | - |
| Alf | 0,01 | - | 37,34 | - | <0,01 | - | - | - | 10,65 | - | - | - |
| Eic | - | - | 2,58 | - | - | - | - | - | - | - | - | - |
| Veg | 4,45 | 9,58 | 34,85 | 1,48 | 0,04 | - | - | - | 82,20 | 6,28 | - | - |
| Sem | 0,07 | - | - | 0,19 | <0,01 | - | - | - | 0,16 | 0,09 | - | - |
| Lif | 0,43 | - | - | 0,21 | - | - | - | - | 0,21 | - | - | - |
| Biv | 2,60 | - | - | 0,01 | - | - | - | - | - | - | - | - |
| Gas | 2,03 | - | - | 4,54 | <0,01 | - | - | - | - | - | - | - |
| Cla | 0,05 | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - |
| Ins | 0,17 | - | - | 1,24 | - | - | 0,55 | - | - | - | - | 27,48 |
| Iaq | - | - | - | - | <0,01 | - | - | - | - | - | - | - |
| Odo | - | - | - | - | <0,01 | - | - | - | - | - | - | - |
| Dad | - | - | - | 0,01 | - | - | - | - | - | - | - | - |
| Chl | 0,05 | 0,58 | 1,12 | - | <0,01 | - | - | - | - | - | - | - |
| Tri | 0,03 | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - |
| Hym | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - | 26,99 |
| Pei | 0,15 | - | - | 11,30 | 27,14 | 89,93 | 99,45 | 0,15 | 0,01 | 90,86 | 100 | - |
| Mac | - | - | - | 14,36 | 63,39 | 10,07 | - | - | - | - | - | - |
| Gsv | - | - | - | - | 9,11 | - | - | - | - | - | - | - |
| Col | - | - | - | - | - | - | - | - | - | 2,74 | - | 45,53 |
| Total | 13 | 3 | 5 | 11 | 12 | 2 | 2 | 3 | 6 | 5 | 1 | 3 |

*IA: itens alimentares: Det: Detrito; Rac: Ração; Alf: Alga filamentosa; Eic: *Eichhornia* sp.; Veg: vegetais; Sem: Sementes; Lif: *Limnoperna fortunei*; Biv: Bivalvia; Gas: Gastropoda; Cla: Cladocera; Ins: Inseto não identificado; Iaq: Inseto aquático; Odo: Odonata; Dad: Díptera adulta; Chl: Chironomidae larva; Tri: Trichoptera; Hym: Hymenoptera; Pei: Peixes; Mac: *Macrobrachium* sp.; Gsv: *Geophagus sveni* e Col: Coleoptera.

Espécies: Gs: *Geophagus sveni*; Hl: *Hoplosternum littorale*; Mm: *Metynnis maculatus*; Pp: *Pimelodus platicirris*; Ps: *Plagioscion squamosissimus*; Rv: *Raphiodon vulpinus*; Rd: *Roeboides descalvadensis*; Sp: *Satanoperca papaterra*; Sn: *Schizodon nasutus*; Smac: *Serrasalmus maculatus*; Smar: *Serrasalmus marginatus*; Tn: *Triporthus nematurus*.

Tabela 7: Composição da dieta de 12 espécies de peixes, representada pela porcentagem de volume, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil, considerando a variação temporal. C (período chuvoso) e S (período seco).

| IA* | Gs | | Mm | | Pp | | Ps | | Sn | | Rv | Rd | Hl | Sp | Smac | Smar | Tn |
|--------------|----------|-----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|
| | C | S | C | S | C | S | C | S | C | S | C | C | C | S | S | S | S |
| Det | 26,59 | 39,46 | | 24,13 | 10,12 | 94,33 | 0,21 | 0,47 | | 14,31 | | | 89,84 | 8,51 | 0,04 | | |
| Rac | 66,54 | 51,29 | | | 34,32 | | <0,01 | | | | | | | 91,33 | | | |
| Alf | | 0,06 | 20,00 | 38,44 | | | | <0,01 | 25,65 | 6,28 | | | | | | | |
| Eic | | | | 2,21 | | | | | | | | | | | | | |
| Veg | 0,74 | 4,86 | 80,00 | 33,99 | 1,59 | 1,39 | <0,01 | 1,16 | 74,35 | 78,54 | | | 9,58 | | 6,28 | | |
| Sem | | 0,05 | | | 0,43 | | | 0,04 | | 0,21 | | | | | 0,09 | | |
| Lif | 0,08 | 0,38 | | | | 0,73 | | | | 0,66 | | | | | | | |
| Biv | | 2,85 | | | 0,03 | | | | | | | | | | | | |
| Gas | 5,91 | 0,43 | | | 6,80 | | <0,01 | | | | | | | | | | |
| Cla | 0,06 | 0,10 | | | | | | | | | | | | | | | |
| Ins | | 0,15 | | | 0,04 | 2,60 | | | | | | 0,55 | | | | | 27,48 |
| Iaq | | | | | | | | 0,08 | | | | | | | | | |
| Odo | | | | | | | <0,01 | 0,08 | | | | | | | | | |
| Dad | | | | | | 0,03 | | | | | | | | | | | |
| Chl | | 0,03 | | 1,23 | | | | 0,70 | | | | | 0,58 | | | | |
| Tri | | 0,02 | | | | | | | | | | | | | | | |
| Hym | | | | | | | | | | | | | | | | | 26,99 |
| Pei | 0,08 | 0,32 | | | 23,37 | 0,92 | 41,90 | 26,78 | <0,01 | 89,93 | 99,45 | | 0,15 | 90,86 | 100 | | |
| Mac | | | | | 23,30 | | 55,00 | 70,68 | | 10,07 | | | | | | | |
| Gsv | | | | | | | 2,88 | | | | | | | | | | |
| Col | | | | | | | | | | | | | | | 2,74 | | 45,53 |
| Total | 7 | 13 | 2 | 5 | 9 | 6 | 8 | 9 | 2 | 6 | 2 | 2 | 3 | 3 | 5 | 1 | 3 |

*IA: itens alimentares: Det: Detrito; Rac: Ração; Alf: Alga filamentosa; Eic: *Eichhornia* sp.; Veg: vegetais; Sem: Sementes; Lif: *Limnoperna fortunei*; Biv: Bivalvia; Gas: Gastropoda; Cla: Cladocera; Ins: Inseto não identificado; Iaq: Inseto aquático; Odo: Odonata; Dad: Díptera adulta; Chl: Chironomidae larva; Tri: Trichoptera; Hym: Hymenoptera; Pei: Peixes; Mac: *Macrobrachium* sp.; Gsv: *Geophagus sveni* e Col: Coleoptera.

Espécies: Gs: *Geophagus sveni*; Mm: *Metynnis maculatus*; Pp: *Pimelodus platicirris*; Ps: *Plagioscion squamosissimus*; Sn: *Schizodon nasutus*; Rv: *Raphiodon vulpinus*; Rd: *Roeboides descalvadensis*; Hl: *Hoplosternum littorale* Sp: *Satanoperca papaterra*; Smac: *Serrasalmus maculatus*; Smar: *Serrasalmus marginatus*; Tn: *Triporthus nematurus*

Corroborando com a quarta hipótese testada, a PCoA demonstrou, com relação ao local (tanques de cultivo ou ambiente natural), que exemplares de *O. niloticus* silvestres apresentaram maior dispersão entre os indivíduos em função da dieta. Tal fato está diretamente relacionado ao ambiente, pois esses peixes podem explorar uma ampla gama de espaço e, conseqüentemente, de recursos alimentares. Ao contrário, os exemplares cultivados, tem restrição de espaço e exploração de recursos naturais, por isso a variação se apresentou menor (Figura 4).

Considerando as estações do ano, a Figura 4 demonstra menor dispersão para os indivíduos de ambos locais na estação chuvosa. Para os peixes cultivados, isso ocorreu porque a maioria dos indivíduos consumiram basicamente os mesmos itens, indicado pela alta porcentagem de consumo de apenas quatro itens, enquanto que para os silvestres a alimentação foi basicamente composta por ração. Em contrapartida, na estação seca a dispersão foi maior, possivelmente porque alguns exemplares consumiram apenas um ou poucos itens. Tal fato tem ligação com a baixa oferta de recursos e variedade de itens alimentares nesta estação, no qual os indivíduos necessitam adequar a alimentação, buscando itens mais abundantes (Figura 4).

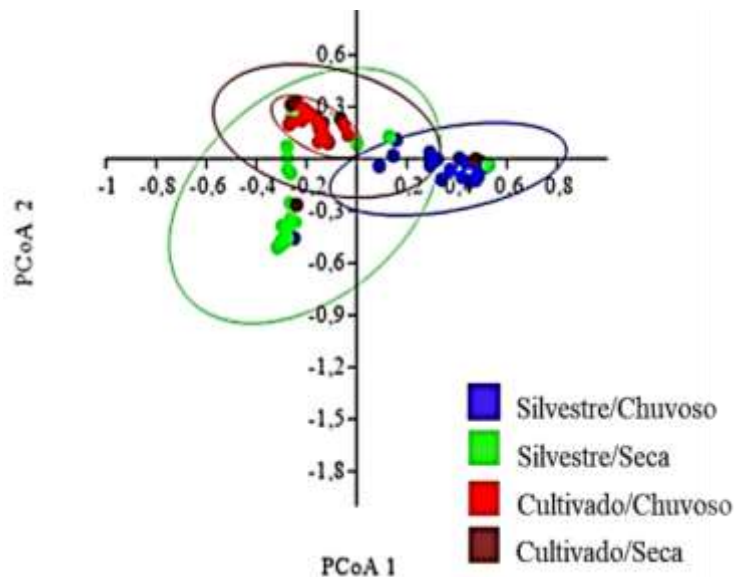


Figura 4: Ordenação dos dados de dieta, representados pelos dois primeiros eixos da análise de coordenadas principais (PCoA) de exemplares de *Oreochromis niloticus*, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil, considerando a variação espaço-temporal.

Para a amplitude de nicho trófico, os valores obtidos para *O. niloticus* apresentaram diferenças significativas relacionados ao local (PERMDISP DF = 1; F = 15,422; p < 0,001) e local-estação (PERMDISP DF = 1; F = 14,187; p < 0,001) (Figura 5). Exemplares silvestres em ambos os períodos apresentaram menor especialização relacionada a maior exploração de

recursos alimentares. Isso está associado ao maior espaço de forrageamento. Por outro lado, exemplares cultivados em ambos períodos demonstraram maior especialização, devido principalmente a restrição de área. Tais resultados, corroboram com a terceira hipótese de que exemplares de *O. niloticus* silvestres possuem menor especialização alimentar e consequentemente maior amplitude de nicho trófico, quando comparados a exemplares cultivados.

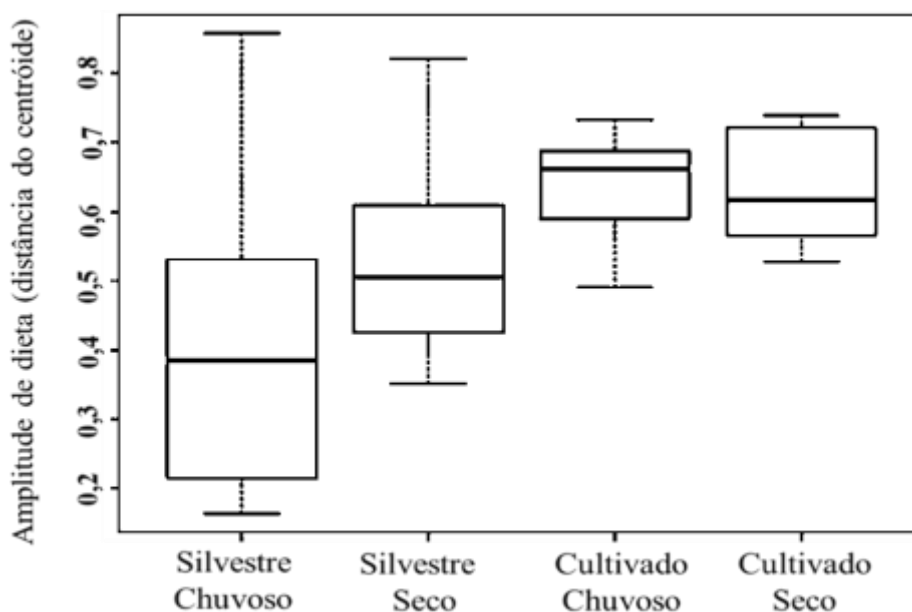


Figura 5: Variação na amplitude de nicho trófico usando PERMDISP (isto é, maior distância da mediana indica maior dispersão e, portanto, nicho trófico mais amplo) entre *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados oriundas do reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil, considerando a variação espaço-temporal. A barra horizontal representa a mediana da amplitude da dieta.

Em relação a hipótese de sobreposição de nicho trófico entre *O. niloticus* silvestres e as demais espécies silvestres avaliadas, não foram observadas diferenças significativas entre as estações ($t = -0,6899$; $p = 0,492$). Todavia, observou-se na estação chuvosa, um total de 30 pares de espécies, sendo a maioria (20 pares), com sobreposição baixa, dois pares intermediários e oito pares apresentando sobreposição alta.

Os pares responsáveis pela alta sobreposição foram: *G. sveni* x *P. platicirris* (ração); *G. sveni* x *O. niloticus* (ração); *M. maculatus* x *S. nasutus* (vegetais); *P. platicirris* x *P. squamosissimus* (peixes); *P. platicirris* x *O. niloticus* (ração); *P. squamosissimus* x *R. vulpinus*

(peixes); *P. squamosissimus* x *R. descavadensis* (peixes) e *R. vulpinus* x *R. descavadensis* (peixes) (Figura 6). Nesse período, *O. niloticus* foi responsável por duas sobreposições tróficas altas, correspondendo a 25% dos casos. Uma delas ocorrendo com a espécie nativa, *P. platicirris*, demonstrando uma possível influência de *O. niloticus* (espécie não-nativa invasora) sob uma espécie nativa. É preocupante ainda o fato do item ração ser altamente consumido pelas espécies silvestres, pois se trata de um alimento não natural, disponibilizado externamente pelo homem e com influência direta no hábito alimentar dos peixes. Tal fato pode causar um desequilíbrio no ecossistema natural, uma vez que, próximos a esses sistemas, apesar da alta riqueza de espécies, ocorre a dominância de poucas (RAMOS et al., 2013; NOBILE et al., 2018).

Ademais, ração foi responsável pela alta sobreposição de nicho em três casos e está em maior disponibilidade ao redor dos tanques-rede, além de possuir alto valor energético (EDWARDS, 2015). Esses dados corroboraram com a teoria do forrageamento ótimo, no qual animais apresentam melhor aproveitamento energético, com pouco gasto de energia (MacARTHUR; PIANKA, 1966). Porém, isso é vantajoso para espécies com características generalistas e oportunistas que se beneficiam de tal alimento (RAMOS et al. 2013; SILVA, 2015; RIBEIRO, 2016; CAMPOS, 2017; KLIEMANN et al., 2018).

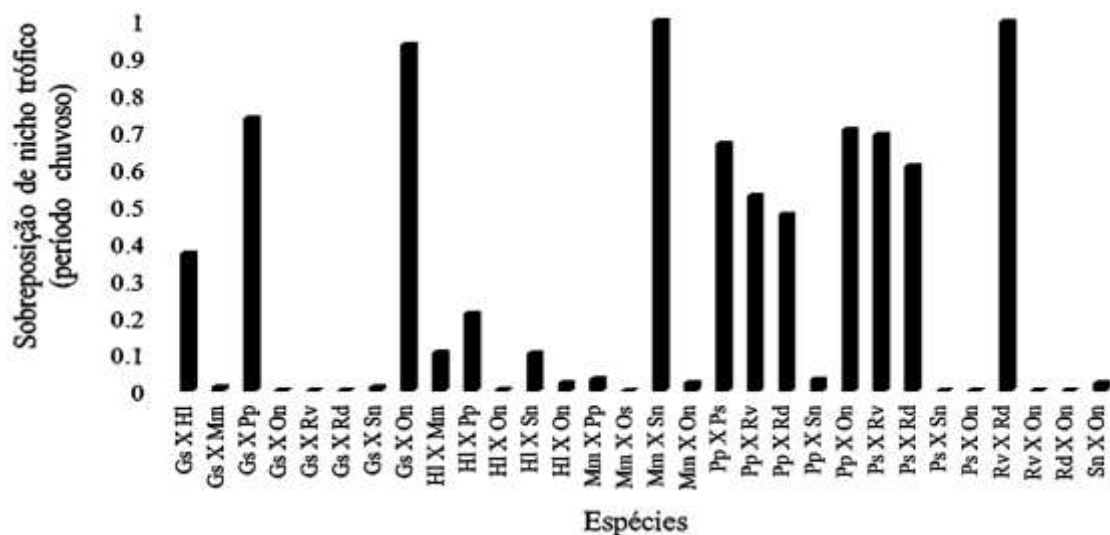


Figura 6: Valores de sobreposição de nicho trófico para pares de espécies de peixes silvestres, no período chuvoso, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. Valores de sobreposição: 0 – 0,39 = baixa, 0,4 – 0,6 = intermediária e 0,6 – 1 = alta. Gs (*Geophagus sveni*); HI (*Hoplosternum littorale*); Mm (*Metynnis maculatus*); Pp (*Pimelodus platicirris*); Ps

(*Plagioscion squamosissimus*); Rv (*Raphiodon vulpinus*); Rd (*Roeboides descalvadensis*); Sn (*Schizodon nasutus*) e On (*Oreochromis niloticus*).

Para a estação seca, dos 39 pares de espécies analisadas, verificou-se baixos valores para a maioria deles (30), apenas um par teve sobreposição intermediária e o restante (8 pares) foi considerado com sobreposição alta. As sobreposições altas foram observadas para os seguintes pares de espécies: *G. sveni* x *P. platicirris* (detrito); *G. sveni* x *S. papaterra* (ração); *G. sveni* x *O. niloticus* (detrito); *M. maculatus* x *S. nasutus* (vegetais); *M. maculatus* x *O. niloticus* (detrito); *P. platicirris* x *O. niloticus* (detrito); *S. nasutus* x *O. niloticus* (vegetais) e *S. maculatus* x *S. marginatus* (peixes) (Figura 7).

Nesse período *O. niloticus* foi responsável por 50% da alta sobreposição trófica e em dois casos, ocorreu com espécies nativas (*P. platicirris* e *S. nasutus*). Com isso, considerando a influência de espécies não-nativas sobre espécies nativas, em especial pela competição por recursos (LEÃO et al., 2011), estes resultados podem ser utilizados como um alerta e estimular outras investigações sobre possíveis competição e sobreposição de nicho trófico.

O item responsável pela sobreposição alta em três casos foi detrito. Este item também está diretamente relacionado a presença de pisciculturas, uma vez que elas são grandes produtoras de resíduos (ração, fezes e escamas) e responsáveis pela elevada entrada de matéria orgânica e energia no ambiente aquático (RAMOS et al., 2013; TOMASSETI et al., 2016). O detrito pode se sedimentar e ficar disponível como alimentos para os peixes e outros organismos nas imediações das pisciculturas (AGOSTINHO; GOMES; PELICICE, 2007; EDWARDS, 2015).

Durante a estação seca é mais oportuno para que os peixes se alimentem de tais itens que estão sedimentados, pois é um período de baixa atividade metabólica por conta da diminuição na temperatura (DANZIGER, 2012). Além disso, a oferta de recursos alimentares é reduzida, devido à diminuição dos níveis de águas. Essas questões estão relacionadas a sazonalidade, que reflete quali-quantitativamente na dieta dos peixes (LOLIS; ADRIAN, 1996; ABELHA; AGOSTINHO; GOULART, 2001). Esta relação pôde ser observada neste estudo, uma vez que exemplares de *O. niloticus* silvestres aumentaram consideravelmente a porcentagem de detrito consumida na estação seca, além de ingerirem uma menor quantidade de itens alimentares comparados com a estação chuvosa.

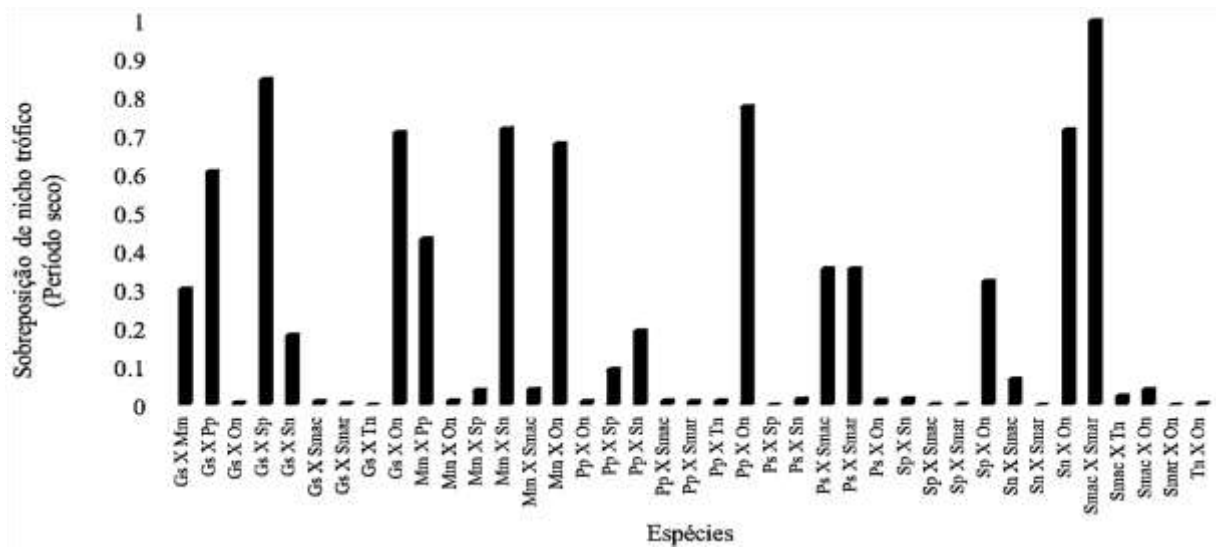


Figura 7: Valores de sobreposição de nicho trófico para pares de espécies de peixes silvestres, no período seco, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. Valores de sobreposição: 0 – 0,39 = baixa, 0,4 – 0,6 = intermediária e 0,6 – 1 = alta. Gs (*Geophagus sveni*); Mm (*Metynnis maculatus*); Pp (*Pimelodus platicirris*); Ps (*Plagioscion squamosissimus*); Rv (*Raphiodon vulpinus*); Sn (*Schizodon nasutus*); Sp (*Satanoperca papaterra*); Tn (*Triportheus nematurus*); Smac (*Serrasalmus maculatus*); Smar (*Serrasalmus marginatus*) e On (*Oreochromis niloticus*).

CAPÍTULO II

**COMPOSIÇÃO METABÓLICA MUSCULAR DE *Oreochromis niloticus*
CULTIVADOS E SILVESTRES, NO RESERVATÓRIO DE ILHA SOLTEIRA, RIO
GRANDE, SP”**

Com relação às análises metabólicas, o teor lipídico e sua variação não apresentaram diferenças para nenhum dos fatores (local, estação e interação local-estação) (Figura 8; Figura 9A), refutando a hipótese testada para essa variável metabólica. Porém, observa-se que a variação da concentração apresentou tendência de maiores valores no período chuvoso para ambas áreas (Figura 9A). Isso pode estar relacionado a uma maior heterogeneidade na alimentação dos indivíduos nesta estação (Tabela 4). As concentrações apresentaram valores semelhantes para os grupos de peixes, ficando entre 33,59 a 52,63 mg/g (Figura 8).

Comparando os resultados do presente estudo com dados da literatura científica, observa-se concentrações semelhantes para alguns trabalhos, variando entre 17,1 a 42,4 mg/g (EL-SAYED; EL-GHOBASHY; AL-AMOUDI, 1996; MEURER, et al., 2002; SIMÕES et al., 2007) e também valores com teores mais baixos, atingindo um máximo de 10,08 mg/g (RIBEIRO, 2008; DRUZIAN et al., 2012). Apesar disso, Ogawa e Maia (1999) supõem que a concentração de lipídeos nos filés pode variar entre 1 a 10% dependendo da espécie, sendo comum ser menor do que as proteínas.

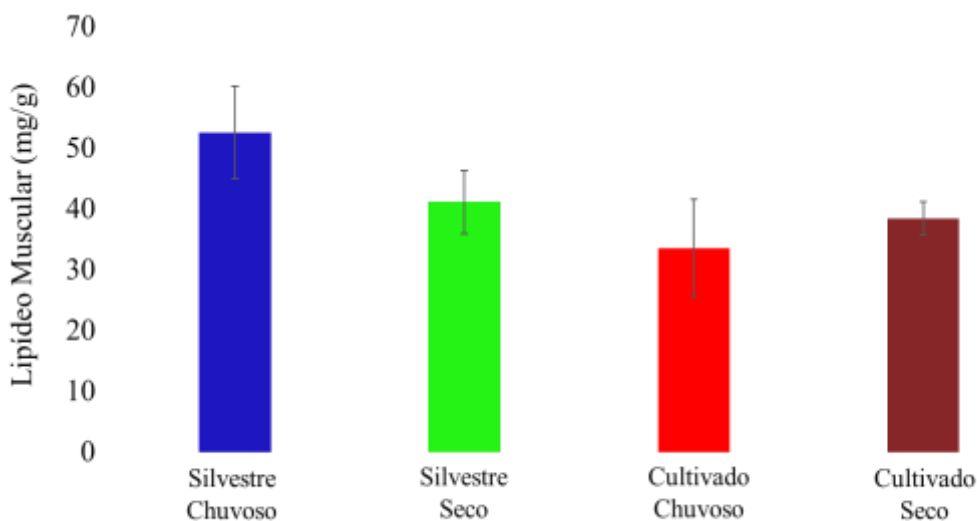


Figura 8: Concentração de lipídeo muscular (média em mg/g de tecido úmido e erro padrão) entre exemplares de *Oreochromis niloticus* cultivados (n = 20) e silvestres (n = 20) oriundos de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil.

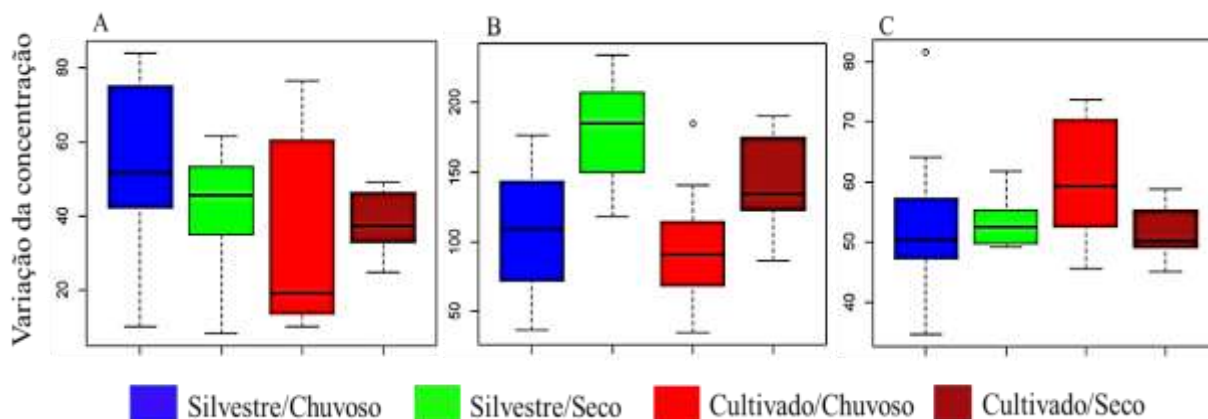


Figura 9: Variação da concentração de A) lipídeos totais; B) proteínas totais e C) glicogênio no tecido muscular de exemplares de *Oreochromis niloticus* cultivados (n = 20) e silvestres (n = 20) oriundos de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil, em relação ao local-período. A barra horizontal representa a mediana dos grupos.

Observou-se ainda no presente estudo alta deposição de lipídeos na cavidade abdominal, provavelmente devido ao alto consumo de ração observado para dois dos grupos de peixes (cultivados e silvestres) (Tabela 4). Meurer et al. (2002) estudaram os efeitos de níveis crescentes de lipídeos na ração para alevinos de *O. niloticus*, e observaram correlação positiva entre esses níveis e lipídeos corporais, diminuindo o desempenho dos peixes.

Hanley (1991) também avaliou diferentes níveis de lipídeos na dieta de *O. niloticus*, observando que o incremento não produziu efeito significativo no crescimento e conversão alimentar, mas um aumento na concentração de lipídeos musculares e acúmulo de gordura visceral. Tais constatações remetem a uma maior cautela quanto a inclusão dos níveis de lipídeos na dieta, uma vez que em excesso, podem gerar problemas à saúde do peixe, como disfunções metabólicas, patologias associadas e excesso de gordura visceral. Esta última característica apresenta especial importância, pois afeta diretamente a qualidade da carne, como cheiro, sabor, cor e rendimento (MEURER et al., 2002; GRAIG; HELFRICH, 2002; MARTINO, 2003).

Quanto ao teor de proteínas musculares, foi observada diferença entre exemplares relacionada somente a estação de coleta (chuvosa x seca) (ANOVA *two-way* - DF = 1; F = 22,853; p < 0,001) para ambos os locais (teste *a posteriori* de Tukey - cultivados p = 0,016 e silvestres p < 0,001), enquanto que para área isoladamente e interação local-estação tais diferenças não foram observadas (p > 0,05). Além disso, a variação da concentração desse

substrato entre os grupos de peixes foi semelhante, não apresentando diferenças ($p > 0,05$) (Figura 9B).

O teor proteico foi mais alto na estação seca para ambos os grupos (silvestres – 179,8 mg/g; cultivados – 141,35 mg/g) (Figura 10). Diferenças na composição de proteínas musculares relacionadas à sazonalidade também foram relatadas em outros estudos (YOUNIS et al., 2015; VIANNY et al., 2015; ABDULKARIM; BWATHONDI; BENNO, 2016). Porém, a mesma relação de aumento de concentração decorrente de temperaturas baixas (estação seca) foi observada por Saaed (2013). Especificamente neste trabalho, uma explicação plausível é a interferência da temperatura na alimentação desses indivíduos, uma vez que a estação seca apresentou temperaturas mais baixas (observado nas coletas - chuvoso variou de 29 a 30,8 °C e seco variou de 21,2 a 22,1 °C).

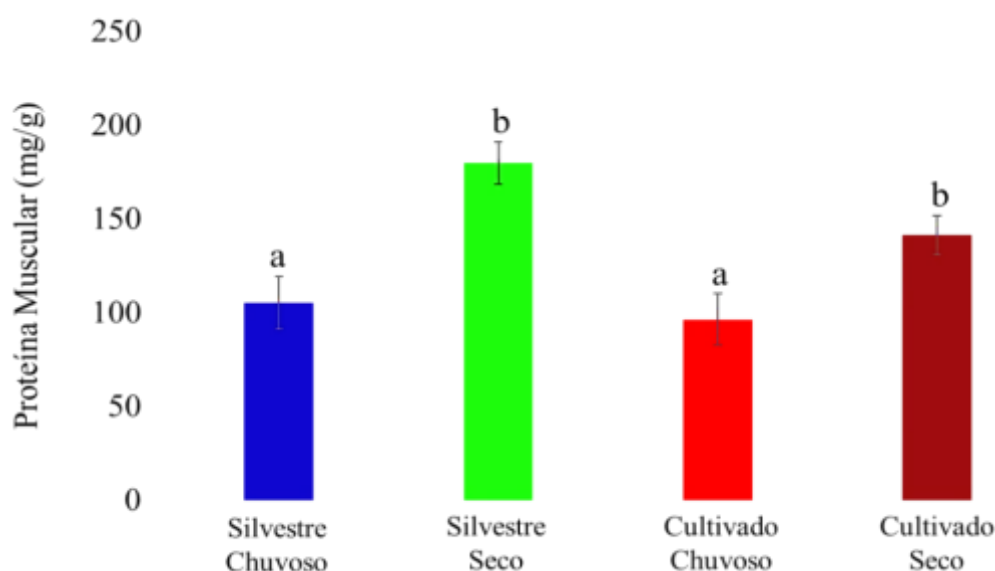


Figura 10: Concentração de proteína muscular (média em mg/g de tecido úmido e erro padrão) em *Oreochromis niloticus* cultivados ($n = 20$) e silvestres ($n = 20$) oriundas de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. ^{a,b} diferença estatística significativa na comparação temporal.

Peixes, como animais ectotérmicos, dependem da temperatura do ambiente para sua regulação térmica, infere-se, então, que menores temperaturas podem refletir na atividade metabólica, com menor atividade alimentar e consequentemente, baixo gasto energético, considerando que a proteína é fonte energética primária utilizada nos ambientes aquáticos (LOVELL, 1991). Com isso, a hipótese testada para esse nutriente foi corroborada, indicando

que em decorrência das diferenças na composição da dieta ocorrem alterações na concentração proteica no músculo de *O. niloticus*. Além disso, outra questão observada com relação aos teores de proteínas e lipídeos foi a similaridade entre exemplares silvestres e cultivados. Possivelmente, isso ocorreu devido à perda considerável de ração dos tanques de cultivo para o ambiente (taxa não foi medida, porém embasada considerando-se a quantidade de ração ingerida pelos peixes silvestres), contribuindo para que a ictiofauna silvestre se aproveite desse recurso, inclusive *O. niloticus*.

O glicogênio muscular não apresentou diferença significativa quanto a concentração para nenhum dos fatores testados (local, estação e interação local-estação), refutando a hipótese testada com relação a essa variável. Os valores de concentrações corresponderam à 51,41 até 60,51 mg/g, apresentando-se um pouco mais elevado para os indivíduos cultivados na estação chuvosa (Figura 11). Em contrapartida, a variação dos teores de glicogênio apresentou diferença (teste Levene: $D = 3$; $F = 3,273$; $p = 0,032$), sendo a maior variação representada pelos peixes cultivados na estação chuvosa (Figura 9C).

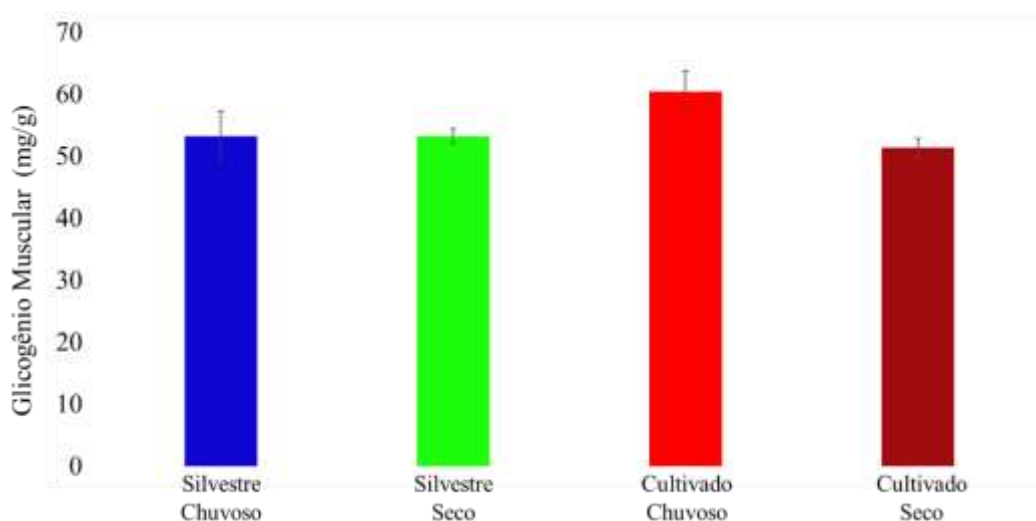


Figura 11: Concentração de glicogênio muscular (média em mg/g de tecido úmido e erro padrão) entre exemplares de *Oreochromis niloticus* cultivados ($n = 20$) e silvestres ($n = 20$) oriundos de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil.

Provavelmente, esta variação superior nos animais cultivados ocorreu em função do espectro alimentar com maior inclusão de vegetais e algas, resultado mostrado na tabela 4, além do consumo de ração, que também inclui uma porcentagem considerável de carboidratos.

Apesar da pouca diferença relacionada aos teores entre os grupos de peixes, carboidratos tiveram uma contribuição considerável no músculo.

O perfil de ácidos graxos (AGS) permitiu avaliar as porcentagens de AGS individuais, incluindo os saturados (SAT), monoinsaturados (MUFA) e os poli-insaturados (PUFA) com suas famílias ômega 3 (PUFA n3) e ômega 6 (PUFA n6). Foram observados um total de 22 AGS, incluindo as frações lipídicas: polar (fosfolipídios – LP) e neutras (triglicérides - LN).

As distribuições dos ácidos graxos dentro dos grupos foram: cinco (SAT); quatro (MUFA); 13 (PUFA), dos quais seis pertencem à família ômega 3 e sete à ômega 6 (Tabela 8). Essa alta variedade de ácidos graxos musculares em *O. niloticus* também foram relatados por outros autores (MONTANHER et al., 2016; TEOH; NG, 2016; MASSRESHA et al., 2017; QIANG et al., 2017).

Tabela 8: Composição de ácidos graxos polares e neutros no tecido muscular (média em % \pm erro padrão) de *Oreochromis niloticus* cultivados (n = 20) e silvestres (n = 20), oriundos de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. ^{a,b} diferença estatística significativa na comparação temporal.

| Nomenclatura dos Ácidos Graxos | Sigla | Cultivados | | | | Silvestres | | | |
|---|---------|----------------------------------|--|----------------------------------|--|----------------------------------|--|----------------------------------|--|
| | | Chuvoso | | Seco | | Chuvoso | | Seco | |
| | | Polar | Neutro | Polar | Neutro | Polar | Neutro | Polar | Neutro |
| Saturados (SAT) | | | | | | | | | |
| Mirístico | C14:0 | 2,30 \pm 0,26 | 3,99 \pm 0,17 | 2,02 \pm 0,32 | 2,73 \pm 0,18 | 2,67 \pm 0,45 | 3,61 \pm 0,21 | 2,27 \pm 0,32 | 2,89 \pm 0,26 |
| Pentadecanoico | C15:0 | 0,11 \pm 0,02 | 0,15 \pm 0,01 | 0,21 \pm 0,08 | 0,14 \pm 0,006 | 0,18 \pm 0,02 | 0,18 \pm 0,014 | 0,37 \pm 0,15 | 0,13 \pm 0,008 |
| Palmítico | C16:0 | 22,53 \pm 1,79 | 29,41 \pm 0,32 | 22,70 \pm 1,08 | 25,21 \pm 0,63 | 23,48 \pm 2,28 | 27,80 \pm 0,51 | 23,08 \pm 1,26 | 24,86 \pm 0,57 |
| Esteárico | C18:0 | 6,97 \pm 0,33 | 6,25 \pm 0,22 | 7,93 \pm 0,50 | 6,61 \pm 0,18 | 5,59 \pm 0,68 | 6,02 \pm 0,14 | 8,34 \pm 0,63 | 7,13 \pm 0,25 |
| Eicosanóico | C20:0 | 0,60 \pm 0,16 | 0,28 \pm 0,05 | 0,73 \pm 0,27 | 0,29 \pm 0,013 | 0,30 \pm 0,13 | 0,29 \pm 0,04 | 0,49 \pm 0,11 | 0,32 \pm 0,05 |
| Total | | 32,51\pm2,00 | 40,09\pm0,54^a | 33,59\pm0,81 | 34,98\pm0,80^b | 33,72\pm2,35 | 37,91\pm0,55^a | 34,54\pm0,95 | 35,32\pm0,67^b |
| Monoinsaturados (MUFA) | | | | | | | | | |
| Miristoleico | C14:1 | 7,21 \pm 2,21 | 0,51 \pm 0,05 | 1,00 \pm 0,37 | 0,19 \pm 0,02 | 4,57 \pm 2,41 | 0,70 \pm 0,07 | 0,99 \pm 0,24 | 0,32 \pm 0,07 |
| Palmitoleico | C16:1 | 9,37 \pm 0,92 | 7,76 \pm 0,20 | 6,19 \pm 0,35 | 6,79 \pm 0,19 | 8,30 \pm 1,12 | 7,75 \pm 0,21 | 5,97 \pm 0,40 | 6,62 \pm 0,28 |
| Oleico | C18:1 | 32,15 \pm 2,05 | 38,63 \pm 0,41 | 38,75 \pm 1,81 | 42,79 \pm 0,67 | 31,48 \pm 4,16 | 38,77 \pm 0,43 | 36,34 \pm 2,31 | 42,03 \pm 0,75 |
| Gadoléico | C20:1 | 2,19 \pm 0,29 | 1,47 \pm 0,04 | 1,95 \pm 0,24 | 2,11 \pm 0,10 | 2,10 \pm 0,30 | 1,60 \pm 0,08 | 2,06 \pm 0,16 | 2,14 \pm 0,10 |
| Total | | 50,93\pm1,85 | 48,38\pm0,50^a | 47,89\pm1,31 | 51,87\pm0,63^b | 46,44\pm4,06 | 48,83\pm0,46^a | 45,36\pm2,27 | 51,13\pm0,90^b |
| Polinsaturados da série ω-3 PUFA n3 | | | | | | | | | |
| Alfa-Linolênico (ALA) | C18:3n3 | 0,43 \pm 0,11 | 0,35 \pm 0,05 | 0,34 \pm 0,02 | 0,36 \pm 0,01 | 0,38 \pm 0,07 | 0,46 \pm 0,06 | 0,41 \pm 0,03 | 0,34 \pm 0,05 |
| Eicosatrienóico (ETE) | C20:3n3 | 0,05 \pm 0,01 | 0,04 \pm 0,003 | 0,11 \pm 0,02 | 0,06 \pm 0,006 | 1,72 \pm 1,65 | 0,06 \pm 0,006 | 0,11 \pm 0,03 | 0,07 \pm 0,006 |
| Eicosatranóico (ETA) | C20:4n3 | 0,40 \pm 0,16 | 0,07 \pm 0,03 | 0,38 \pm 0,15 | 0,05 \pm 0,008 | 0,37 \pm 0,15 | 0,07 \pm 0,010 | 0,45 \pm 0,20 | 0,12 \pm 0,05 |
| Eicosapentaenoico (EPA) | C20:5n3 | 0,58 \pm 0,19 | 0,04 \pm 0,01 | 0,29 \pm 0,19 | 0,06 \pm 0,005 | 0,35 \pm 0,23 | 0,06 \pm 0,013 | 0,20 \pm 0,08 | 0,09 \pm 0,02 |
| Docosapentaenoico (DPA) | C22:5n3 | 0,21 \pm 0,05 | 0,09 \pm 0,02 | 0,22 \pm 0,06 | 0,12 \pm 0,014 | 1,26 \pm 1,03 | 0,15 \pm 0,03 | 0,25 \pm 0,09 | 0,20 \pm 0,06 |
| Docosahexanoico (DHA) | C22:6n3 | 0,93 \pm 0,25 | 0,17 \pm 0,03 | 0,85 \pm 0,29 | 0,17 \pm 0,009 | 1,27 \pm 0,77 | 0,29 \pm 0,07 | 1,11 \pm 0,45 | 0,24 \pm 0,06 |
| Total | | 2,60\pm0,63 | 0,77\pm0,13^b | 2,20\pm0,69 | 0,82\pm0,04^b | 7,44\pm4,99 | 1,11\pm0,16^a | 2,52\pm0,69 | 1,06\pm0,12^a |
| Polinsaturados da série ω-6 (PUFA n6) | | | | | | | | | |
| Linoleico (LA) | C18:2n6 | 6,56 \pm 0,49 | 7,89 \pm 0,16 | 8,40 \pm 0,28 | 8,78 \pm 0,21 | 8,14 \pm 0,68 | 9,02 \pm 0,44 | 8,42 \pm 0,53 | 8,90 \pm 0,80 |
| Gamma-linolênico (GLA) | C18:3n6 | 0,56 \pm 0,07 | 0,71 \pm 0,04 | 0,71 \pm 0,05 | 0,76 \pm 0,03 | 0,69 \pm 0,09 | 0,80 \pm 0,06 | 0,66 \pm 0,02 | 0,66 \pm 0,07 |
| Eicosadienóico (EAD) | C20:2n6 | 0,98 \pm 0,19 | 0,53 \pm 0,02 | 1,18 \pm 0,17 | 0,71 \pm 0,02 | 0,78 \pm 0,16 | 0,58 \pm 0,02 | 1,18 \pm 0,16 | 0,77 \pm 0,04 |
| Dihomo-gamma-linolênico (DGL) | C20:3n6 | 0,53 \pm 0,08 | 0,36 \pm 0,02 | 0,74 \pm 0,09 | 0,45 \pm 0,02 | 0,52 \pm 0,03 | 0,42 \pm 0,02 | 0,76 \pm 0,13 | 0,46 \pm 0,04 |
| Araquidônico (AA) | C20:4n6 | 2,46 \pm 0,49 | 0,52 \pm 0,02 | 2,10 \pm 0,44 | 0,61 \pm 0,02 | 1,05 \pm 0,34 | 0,57 \pm 0,03 | 2,56 \pm 0,75 | 0,66 \pm 0,08 |
| Adrênico | C22:4n6 | 0,84 \pm 0,13 | 0,35 \pm 0,01 | 1,13 \pm 0,23 | 0,49 \pm 0,02 | 1,96 \pm 1,39 | 0,38 \pm 0,009 | 1,12 \pm 0,27 | 0,41 \pm 0,07 |
| Docosapentaenoico (DPA) | C22:5n6 | 2,01 \pm 0,35 | 0,42 \pm 0,04 | 2,06 \pm 0,43 | 0,52 \pm 0,03 | 1,32 \pm 0,44 | 0,38 \pm 0,05 | 2,89 \pm 0,90 | 0,62 \pm 0,11 |
| Total | | 13,96\pm0,97 | 10,77\pm0,23 | 16,32\pm1,18 | 12,33\pm0,29 | 14,48\pm1,25 | 12,15\pm0,51 | 17,58\pm2,00 | 12,49\pm0,99 |
| PUFA total = ω-3 + ω-6 | | 16,56\pm1,41 | 11,36\pm0,31 | 18,52\pm1,81 | 13,14\pm0,32 | 19,83\pm4,48 | 13,26\pm0,64 | 20,10\pm2,63 | 13,55\pm1,03 |

De acordo com ANOVA *two-way* os AGS-LP não apresentaram diferenças significativas quanto às concentrações (Figura 12) e nem em relação a variação das mesmas (Figura 13) nas estações amostradas ($p > 0,05$). Assim, a hipótese para essa variável foi refutada.

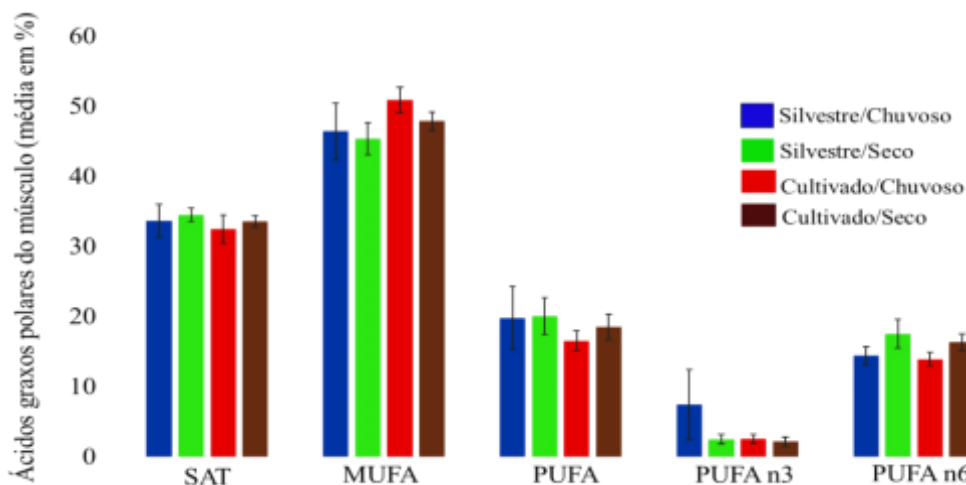


Figura 12: Porcentagem dos ácidos graxos polares musculares de *Oreochromis niloticus* cultivados ($n = 20$) e silvestres ($n = 20$) oriundos de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. SAT (Saturados); MUFA (Monoinsaturados); PUFA (Poli-insaturados totais); PUFA n3 (Poli-insaturados ômega 3) e PUFA n6 (Poli-insaturados ômega 6).

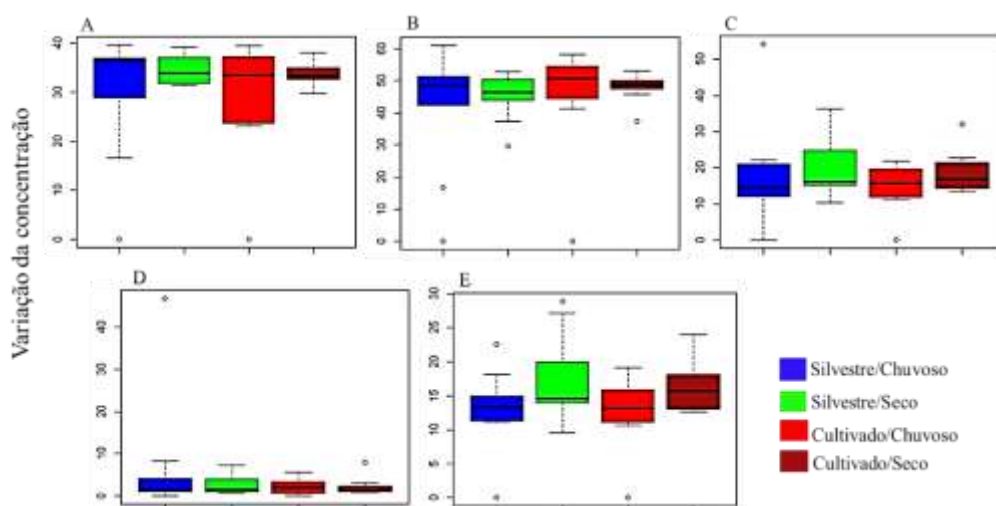


Figura 13: Variação da porcentagem dos ácidos graxos polares musculares de exemplares de *Oreochromis niloticus* cultivados ($n = 20$) e silvestres ($n = 20$) oriundos de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil, em relação ao local-período. A barra horizontal representa a mediana dos grupos. A) Saturados; B)

Monoinsaturados; C) Poli-insaturados totais; D) Poli-insaturados ômega 3 e E) Poli-insaturados ômega 6.

Com relação as porcentagens dos grupos AGS-LN, foram observadas algumas diferenças (Figura 14). Para SAT houve diferença relacionada apenas a estação do ano (ANOVA *two-way* - D = 1; F = 34,667; p < 0,001) para ambos os locais (teste *a posteriori* de Tukey - cultivados p < 0,001 e silvestres p = 0,008). Os MUFA também apresentaram diferenças relacionado a estação do ano (D = 1; F = 19,773; p < 0,001) para ambos locais (cultivados p < 0,001 e silvestres p = 0,016). Já os PUFA e PUFA n6 não apresentaram diferenças para nenhum dos fatores avaliados e PUFA n3 tiveram diferenças apenas quanto ao local (D = 1; F = 5,862; p = 0,021). Com isso, para essa variável a hipótese testada foi parcialmente corroborada, apenas para alguns grupos de AGS.

O teste de variação da porcentagem mostrou diferença apenas para PUFA n3 (D = 3; F = 3,132; p = 0,037) (Figura 15D). Além disso, pode ser observado que os peixes silvestres em ambas as estações apresentaram maior variação, influenciado neste caso pelo maior espectro alimentar desses indivíduos em comparação com os peixes cultivados.

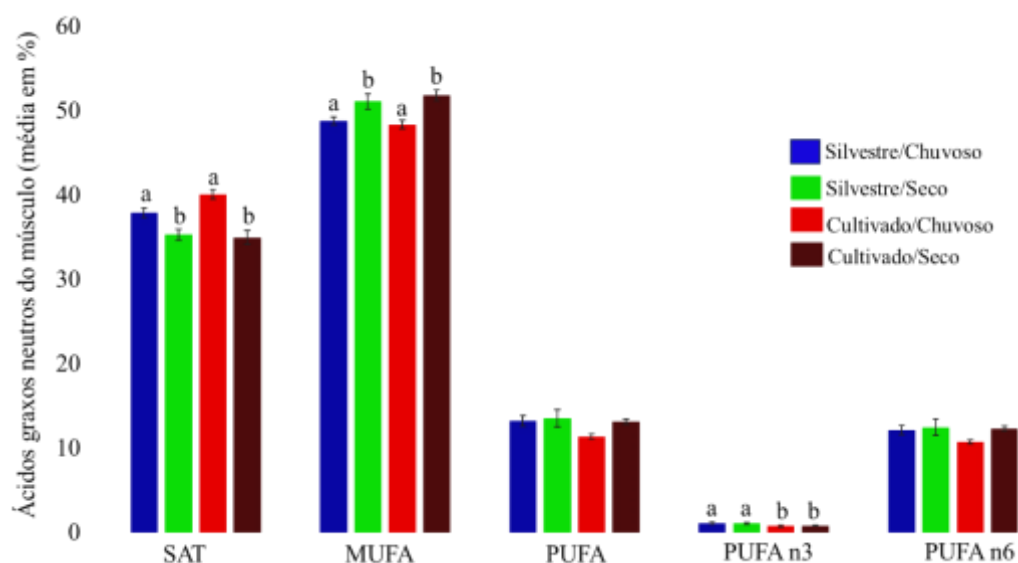


Figura 14: Porcentagem dos ácidos graxos neutros musculares de *Oreochromis niloticus* cultivados (n = 20) e silvestres (n = 20) oriundos de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. ^{a,b} diferença estatística significativa. SAT (Saturados); MUFA (Monoinsaturados); PUFA (Poli-insaturados totais); PUFA n3 (Poli-insaturados ômega 3) e PUFA n6 (Poli-insaturados ômega 6).

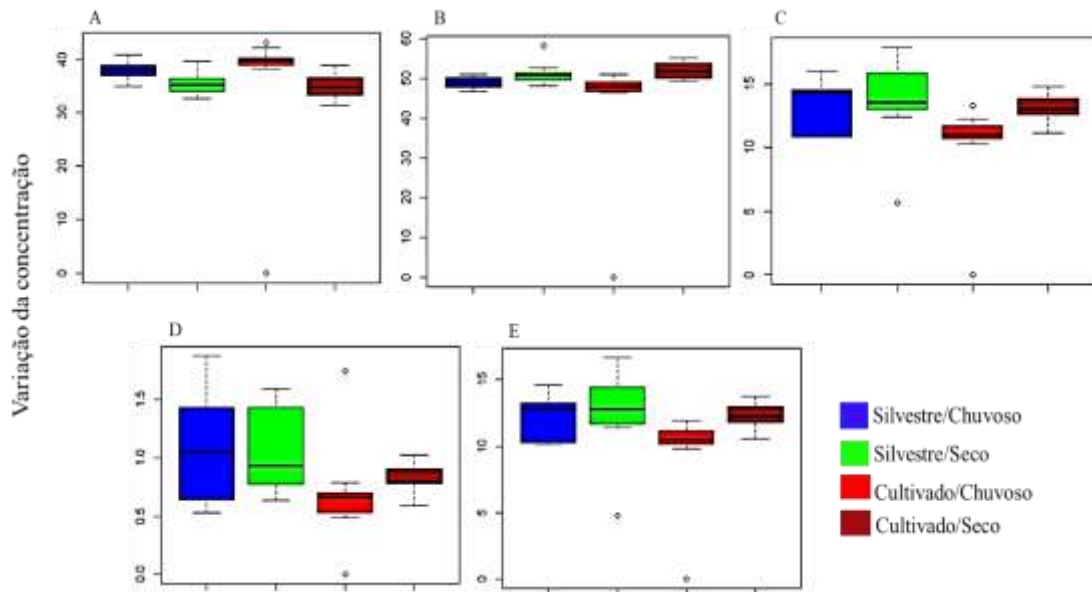


Figura 15: Variação da porcentagem dos ácidos graxos neutros musculares de exemplares de *Oreochromis niloticus* cultivados (n = 20) e silvestres (n = 20) oriundos de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil, em relação ao local-período. A barra horizontal representa a mediana dos grupos. A) Saturados; B) Monoinsaturados; C) Poli-insaturados totais; D) Poli-insaturados ômega 3 e E) Poli-insaturados ômega 6.

As diferenças de ácidos graxos encontradas são reflexos da alimentação, que por sua vez, foram influenciadas espaço-temporalmente (local-estação). A porcentagem de SAT na estação chuvosa foi maior em ambos locais, provavelmente em função do alto consumo de fragmentos de peixes pelos exemplares cultivados. Em contrapartida, o inverso ocorreu com os MUFA, com maiores porcentagens observadas na estação seca, em que as temperaturas se encontram mais baixas, contribuindo com a letargia na captura de alimentos. Isso possivelmente fez com que peixes cultivados aumentassem a ingestão de ração, apesar de permanecerem com alto consumo de vegetais, enquanto peixes silvestres reduziram o consumo de ração, mas aumentaram o consumo de vegetais, incluindo *Eichhornia* sp. e *Spirogyra* sp., em menor proporção.

Para os PUFA n3, a diferença ocorrida relacionada ao local, com maiores porcentagens para indivíduos silvestres, estão relacionadas à alta ingestão de ração, vegetais e algas. Isso porque as algas são a base da pirâmide trófica dos ecossistemas aquáticos, essencialmente os únicos organismos que possuem, as enzimas necessárias para a produção de PUFA n3 e n6 com 18 carbonos (ácidos graxos essenciais - AGE). Dessa forma, as flutuações na alimentação

relacionadas à sazonalidade e local, refletiram na composição metabólica, explicando as diferenças ocorridas. Inclusive, inúmeros trabalhos confirmam a capacidade que a dieta possui em alterar o perfil e teor de AGS (NAVARRO et al., 2012; HIGUCHI et al., 2013; HERATH; HAGA; SATOH, 2016; MONTANHER et al., 2016; AYISI; ZHAO; RUIPIA, 2017).

Diferenças na composição de AGS musculares relacionadas à sazonalidade, também foram observados por Rasoarahona et al. (2005), que estudaram três espécies de tilápias: *O. niloticus*, *Oreochromis macrochir* (Boulenger, 1912) e *Tilapia rendalli* (Boulenger, 1896), quanto às influências das estações no perfil lipídico e ácidos graxos. Ainda, Bao et al. (2018) avaliaram a composição de ácidos graxos musculares para estresse térmico em *O. niloticus* cultivados e geneticamente melhorados. Observaram que o conteúdo de MUFA diminuiu significativamente durante estágios iniciais com altas temperaturas e relacionaram com o possível consumo primário desse grupo de AGS, pelos animais, como fonte de energia, enquanto os SAT aumentaram com estresse térmico. Essa relação de SAT e MUFA com a temperatura foi semelhante aos resultados do presente trabalho.

De forma geral, alguns AGS foram encontrados como predominantes no músculo de *O. niloticus* cultivados e silvestres, como o ácido palmítico (C16:0), o ácido oleico (C18:1), o alfa-linolênico (ALA – C18:3n3), o docosahexaenóico (DHA - C22:6n3) e o ácido linoleico (LA - C18:2n6) (Tabela 7). Vale ressaltar que as concentrações desses AGS são de grande importância considerando que alguns, como por exemplo o ALA, em baixa concentração, pode interferir nas funções celulares, além de ser responsável pela baixa concentração de outros AGE, como o ácido araquidônico (AA – C20:4n6), EPA e DHA (YOUDIM; MARTIN; JOSEPH, 2000).

Com relação à LDA, os AGS – LN obtiveram valores muito altos (Tabela 8), sendo considerados os mais representativos do conjunto de dados geral. Especificamente PUFA n6 obteve maior valor, sendo isso justificado por conta da maior variação apresentada pelos exemplares silvestres em ambas estações (Figura 15D). Observa-se ainda, que os indivíduos cultivados na estação chuvosa se apresentaram mais distantes dos outros grupos (Figura 16). Isso pode ser explicado pela sua singularidade na variação dos dados em relação aos demais grupos, pois para a maioria das variáveis metabólicas avaliadas, foi o grupo que apresentou mais *outlier*, demonstrados pelas figuras 9, 13 e 14.

Tabela 8: Valores da Análise Discriminante Linear (LDA) dos componentes metabólicos musculares avaliados entre exemplares de *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres oriundos de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. Valores por ordem de importância, considerando os eixos LD1 e LD2.

| Variáveis metabólicas | LD1 | LD2 |
|--------------------------------|--------|---------|
| Poli-insaturado total neutro | 289,47 | 146,44 |
| Poli-insaturado ômega 6 neutro | 262,03 | -133,51 |
| Poli-insaturado ômega 3 neutro | 25,28 | -11,97 |
| Saturado neutro | 9,18 | 5,86 |
| Poli-insaturado total polar | 7,52 | -9,88 |
| Monoinsaturado neutro | 5,37 | -12,24 |
| Poli-insaturado ômega 6 polar | -4,81 | 2,64 |
| Glicogênio | 3,85 | -1,97 |
| Poli-insaturado ômega 3 polar | -1,69 | 3,95 |
| Saturado polar | -1,61 | 2,93 |
| Lipídeo | 0,30 | -0,23 |
| Monoinsaturado polar | -0,03 | 1,36 |
| Proteína | -0,09 | -2,01 |

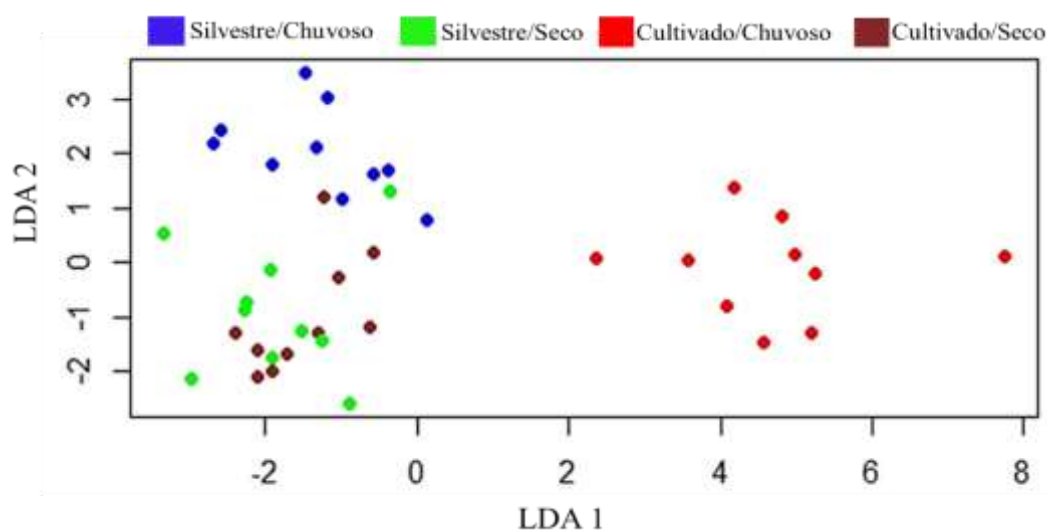


Figura 16: Representação gráfica dos dois primeiros eixos da Análise Discriminante Linear (LDA) mostrando a distribuição dos indivíduos com relação a todos os componentes metabólicos musculares avaliados (lipídeos, proteínas, glicogênio e ácidos graxos) entre exemplares de *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres oriundos de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. O primeiro eixo explica 74% dos dados e o segundo eixo 23%.

A segunda análise de LDA foi mais específica, realizada com os dados representativos da primeira (PUFA n3 e n6 - LN). Tal análise demonstrou especificamente, que os AGS mais representativos são: ácido eicosatrienoico (ETE - C20:3n3), seguido eicosadienoico (EAD - C20:2n6) e o alfa-linolênico (ALA – C18:3n3) (Tabela 9). Infere-se assim que esses AGS foram os responsáveis pela maior variação dentro desses grupos. Já quanto à distribuição dos indivíduos em função desses AGS, esta foi maior para os exemplares silvestres em ambas estações (Figura 17), sendo esses indivíduos que apresentaram maior espectro alimentar e uma dieta mais heterogênea (Tabela 4).

Tabela 9: Análise Discriminante Linear (LDA) dos ácidos graxos musculares neutros avaliados entre exemplares de *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres oriundas de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. Valores por ordem de importância, considerando somente os eixos LD1 e LD2.

| *PUFA - LN | LD1 | LD2 |
|------------|--------|--------|
| C20:3n3 | -18,97 | 32,51 |
| C20:2n6 | 14,45 | -5,96 |
| C18:3n3 | -9,30 | -7,13 |
| C20:3n6 | 5,88 | -4,86 |
| C20:5n3 | 4,99 | -13,85 |
| C20:4n6 | -4,43 | 10,27 |
| C18:3n6 | -2,51 | -5,58 |
| C18:2n6 | 0,76 | 1,20 |
| C20:4n3 | 0,50 | 6,24 |
| C22:4n6 | 0,04 | -12,98 |

*Ácidos graxos poli-insaturados neutros: C20:3n3 (Eicosatrienóico); C20:2n6 (Eicosadienóico); C18:3n3 (Alfa-Linolênico); C20:3n6 (Dihomo-gamma-linolenico); C20:5n3 (Eicosapentaenóico); C20:4n6 (Araquidônico); C18:3n6 (Gamma-linolenico); C18:2n6 (Linoleico); C20:4n3 (Eicosatetranoico) e C22:4n6 (Adrênico).

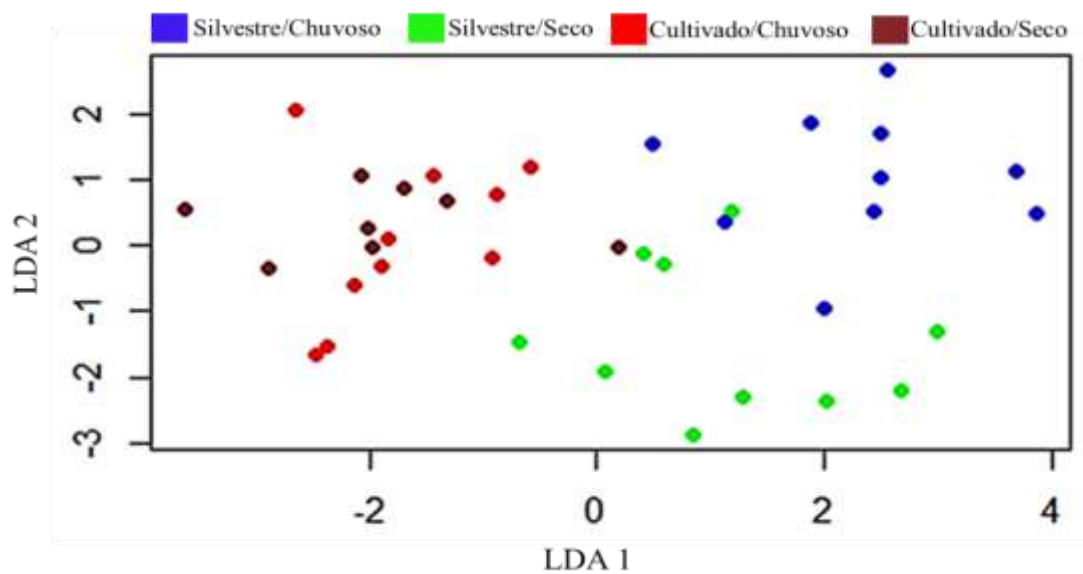


Figura 17: Representação gráfica dos dois primeiros eixos da Análise Discriminante Linear (LDA) mostrando a distribuição dos indivíduos com relação aos ácidos graxos polinsaturados neutros das famílias ômega 3 e 6, encontrados nos músculos de exemplares de *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres oriundos de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. O primeiro eixo explica 76% dos dados e o segundo eixo 19%.

A PCA mostrou uma distribuição relativamente semelhante para os grupos ao longo dos dois eixos, porém uma maior dispersão entre os indivíduos está relacionada a estação chuvosa, para ambos os locais amostrados (Figura 18). Tal fato corrobora com os dados de dieta, no qual indivíduos cultivados e silvestres na estação chuvosa apresentaram espectro alimentar mais amplo e variado.

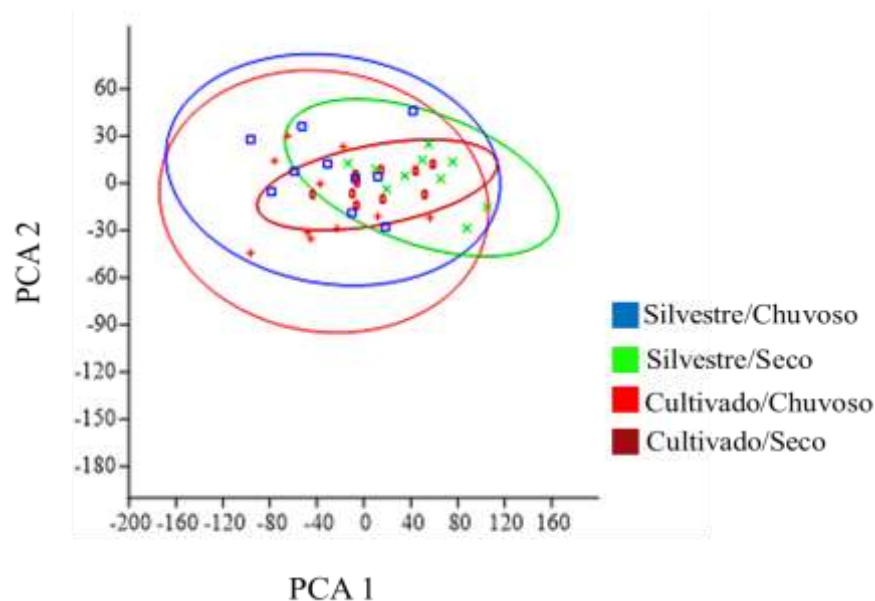


Figura 18: Representação gráfica dos dois primeiros eixos da Análise de Componentes Principais (PCA), mostrando as variáveis metabólicas musculares dos exemplares de *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres oriundos de uma piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. O primeiro eixo explica 72,60% dos dados e o segundo 11,71%.

Por fim, a nMDS (Figura 19), representada por todos os fatores metabólicos avaliados, demonstra que todos eles estão associados à dieta dos peixes silvestres para ambos as estações do ano, ao longo do eixo 2. Valores positivos estão relacionados a esses peixes na estação chuvosa. Percebe-se ainda, que os SAT - LN, seguido por glicogênio, apresentaram vetores maiores, em relação ao segundo eixo, com valores positivos, demonstrando taxa de mudança gradual na abundância dos dados para essas duas variáveis. Proteína e MUFA - LN, também apresentaram vetores grandes, relacionados com o mesmo eixo, porém negativos, com uma maior associação aos peixes silvestres na estação seca. As demais variáveis, apresentaram uma mudança mais rápida na abundância dos dados, em especial PUFA n3 - LN, SAT, MUFA e PUFA - LP, em que essa mudança foi abrupta. Além disso, todos os parâmetros metabólicos avaliados possuem valores positivos no primeiro eixo.

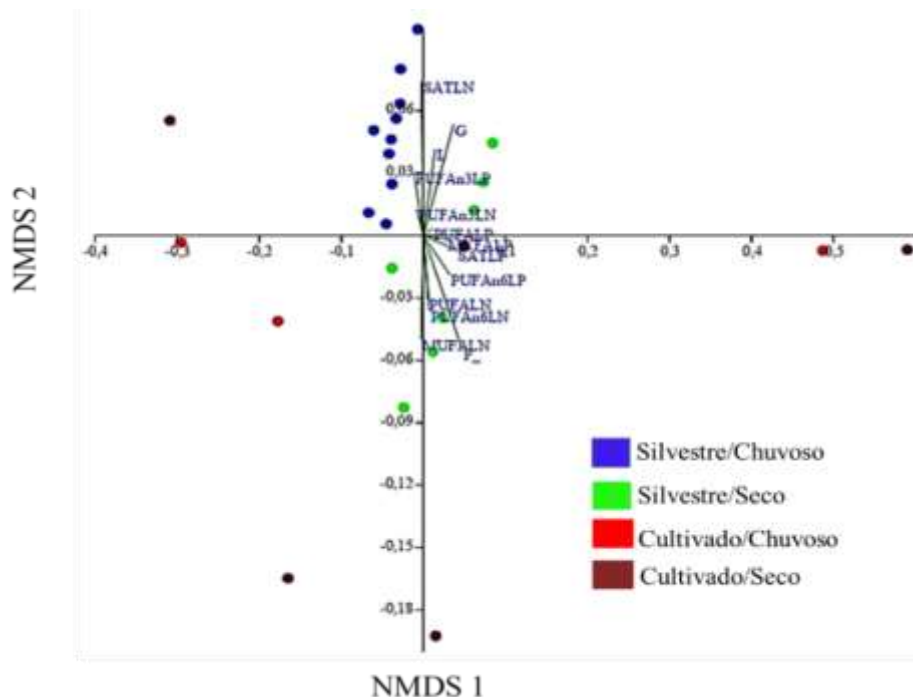


Figura 19: Representação gráfica dos dois primeiros eixos da Análise de Escalonamento Multidimensional Não Métrica (nMDS), com estresse de 0,167, demonstrando a relação das variáveis metabólicas musculares avaliadas com indivíduos de *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres, oriundos de uma piscicultura em tanques-rede, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil, considerando a variação espaço-temporal. P (Proteína); L (Lipídeo); G (Glicogênio); SATLN (Saturado neutro); MUFALN (Monoinsaturado neutro); PUFALN (Poli-insaturado neutro total); PUFAn3LN (Poli-insaturado neutro ômega 3); PUFAn6LN (Poli-insaturado neutro ômega 6); SATLP (Saturado polar); MUFALP (Monoinsaturado polar); PUFALP (Poli-insaturado polar total); PUFAn3LP: (Poli-insaturado polar ômega 3) e PUFAn6LP: (Poli-insaturado polar ômega 6).

Ressalta-se ainda que os AGS são ferramentas importantes para avaliação da dieta de animais e delineamento das relações tróficas, permitindo conhecer a procedência e o percurso da matéria orgânica no ecossistema (GLADYSHEV et al., 2012). Isso ocorre, pois os produtores primários apresentam padrões de AGS específicos em seus tecidos que podem ser transferidos aos níveis tróficos superiores (DESVILETTES; BEC, 2009), devido a algumas moléculas serem conservadas e incorporadas nos tecidos dos consumidores sem modificações (ARTS; BRETT; KAINZ, 2009). Porém, estudos de AGS na aquicultura geralmente concentram-se em poucos ácidos graxos e sua importância como nutrientes dietéticos essenciais. Esse foco é dado especialmente aos AGS de cadeia longa, que são exigidos pelos organismos para otimização da saúde (IVERSON, 2009).

CAPÍTULO III

ANÁLISE PARASITOLÓGICA DE *Oreochromis niloticus* CULTIVADOS E SILVESTRES, NO RESERVATÓRIO DE ILHA SOLTEIRA, RIO GRANDE, SP”

Dados sobre prevalência, intensidade média de infecção/infestação, abundância média, sítio de infecção/infestação dos parasitas encontrados nos espécimes de *O. niloticus* silvestres e cultivados, coletados durante as estações seca e chuvosa, estão apresentados na Tabela 10. Onze táxons de parasitas foram observados incluindo representantes dos grupos: Protozoa (Ciliophora) (três táxons); Trematoda (cinco táxons), Cestoda (um táxon), Hirudinea (um táxon) e Crustacea (um táxon) (Figuras 20 – 28). Dentre estes, os monogenéticos *Enterogyrus* sp.1, *Enterogyrus* sp.2, as fases larvais de digenéticos (metacercária de *Austrodiplostomum* sp. e cistos de Digenea gen. sp.) e os espécimes de hirudíneos da família Glossiphoniidae, ocorreram exclusivamente em espécimes de *O. niloticus* silvestres. As demais espécies de parasitas, apresentaram ocorrência compartilhada entre os espécimes silvestres e cultivados.

Não foram encontradas larvas encistadas na musculatura de nenhum dos peixes avaliados. Tal informação é extremamente relevante, considerando a importância alimentar e comercial de *O. niloticus*. O teste z foi calculado apenas para *Trichodina* spp. e *Epistylis* sp., os quais apresentaram prevalência acima de 5% para os quatro grupos de peixes amostrais (Tabela 10). Contudo, não houve diferença para nenhum dos dois grupos de parasitas com relação aos fatores testados (local, estação e interação entre local-estação).

O coeficiente de similaridade Jaccard apresentou similaridade de 0,55, indicando semelhança mediana, provavelmente ocorrido pelo fato de aproximadamente 50% das espécies parasitarem apenas os peixes silvestres e o restante serem compartilhadas pelos indivíduos em ambas as áreas. O índice de diversidade de Shannon-Winer mostrou baixa diversidade para ambas as áreas de estudos (Silvestres: $H' = 0,17$ e Cultivados: $H' = 0,02$) sendo mais alta fora dos tanques. Para esses valores, foi observado diferença significativa entre os locais ($t = 7,27$; $DF = 2744,2$; $p < 0,001$). Essa baixa diversidade foi decorrente da alta dominância em ambos os locais (silvestres: $D = 0,94$ e cultivados: $D = 0,99$), isso porque a diversidade considera a riqueza de espécies e equabilidade. Neste caso, os tricodinídeos foram os parasitas mais abundantes (Tabela 10), sendo o grupo responsável pela elevada dominância em ambos os locais.

Tais dados sobre a similaridade e a diversidade neste trabalho, são decorrentes dos espécimes silvestres estarem livres no ambiente, possibilitando o acesso às áreas mais amplas, além de locais como fundo de sedimentação e bordas do reservatório, não exploradas pelos peixes cultivados devido a condição de confinamento. Isso permite que espécimes de *O. niloticus* silvestres consumam uma maior diversidade de itens alimentares, podendo incluir algumas espécies que possam atuar como potenciais hospedeiros intermediários, paratênicos ou

definitivos, compondo o ciclo biológico de alguns parasitas. Ainda, podem interagir com outras espécies de peixes silvestres, bem como os próprios peixes cultivados nos tanques (SCIENCE FOR ENVIRONMENT POLICY, 2015). Essa possível interação pôde ser observada no presente estudo, uma vez que espécimes de *O. niloticus* silvestres se alimentaram de restos de ração, mostrando a exploração das áreas próximas aos tanques e fundo do reservatório, e ainda, a sobreposição de nicho trófico com outras espécies de peixes.

Dentre os protozoários ciliados, *Epistylis* sp. e os tricodinídeos ocorreram em todos os grupos de *O. niloticus*, enquanto que *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet, 1876 ocorreu apenas na estação seca em ambos os locais, com prevalência de 4% (silvestres) e 12% (cultivados). Ainda, como citado anteriormente, ciliados do gênero *Trichodina* foram os protozoários com maior abundância e prevalência em todos os grupos de peixes, independente do local ou estação do ano (Tabela 10).

Tricodinídeos são parasitas oportunistas, encontrados frequentemente nas brânquias e superfície dos peixes (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2008). Porém, a patogenia comumente ocorre nos casos de grande intensidade de infestação, em especial, associados a alterações ambientais, como elevada concentração de matéria orgânica na água, que favorece a reprodução do parasita (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2008) além da influência da temperatura na água, pois em baixas temperaturas as taxas de infestação tendem a ser maiores por conta do estresse causado pela diminuição da temperatura. Tal fato pode reduzir o apetite e crescimento dos peixes, prejudicando o sistema imune e facilitando as infecções (JERÔNIMO et al., 2011; ZAGO et al., 2014).

Estes parasitas alimentam-se de muco e células epiteliais do hospedeiro, além de bactérias, algas e partículas em suspensão (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2008). Em elevada abundância, podem danificar o tecido superficial da pele e brânquias por meio da ação das estruturas esclerotizadas que compõem o disco adesivo usado para fixação e alimentação desses ciliados, resultando em altas taxas de mortalidade nos sistemas de cultivo (O'DONOGHUE, 2005).

Embora os tricodinídeos sejam mais comuns em criações comerciais, como representado neste estudo, exemplares silvestres também apresentaram alta prevalência e abundância desses parasitas. Este fato está relacionado com a forma de transmissão desses parasitas de ciclo monoxeno, que ocorre por contato direto entre animais infestados e não-infestados (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2008), ou pela forma livre-natante, que se

destaca do seu substrato de origem (peixe infestado) à procura de um novo hospedeiro (EIRAS, 2013).

Apesar dos espécimes de *O. niloticus* silvestres estarem livres no ambiente, o forrageamento destes animais, inclui também a área adjacente aos tanques de piscicultura, a fim de explorar os restos da ração sobressalente, dentre outros itens alimentares. Dessa forma, os exemplares silvestres podem manter contato direto com os peixes de cultivo, facilitando a transmissão e troca de parasitas entre eles. Tal fato é confirmado com base nos dados de dieta desses indivíduos, no qual foi observado alta porcentagem de ração.

Para *Epistylis* sp., a mesma prevalência foi observada na pele do total de peixes cultivados e silvestres ($P = 76\%$), dos quais 38 espécimes de cada área estavam parasitados, com variações entre as estações de coleta (Tabela 10). Dentre os peixes cultivados que estavam parasitados, 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. Considerando os espécimes silvestres parasitados, 5,3% foram classificados com escore 4 e também tinham colônias multifocais de *Epistylis* sp., com grandes dimensões e lesões múltiplas na pele, enquanto 7,9% estavam dentro do escore 3, com pequenas colônias observadas a olho nu, e o restante, escore 2, com grandes quantidades de zoóides organizadas em colônias, observadas com o auxílio de um microscópio.

Em termos de infestação por *D. carvalhoi*, foram encontrados 14 espécimes adultos (machos e fêmeas). Apenas um exemplar de *O. niloticus* cultivado na estação chuvosa foi parasitado por um único crustáceo ($P = 2\%$), enquanto 10% de *O. niloticus* silvestres, considerando ambas as estações foram parasitados por esses branquiúros ($IMI = 2,6 \pm 0,98$ [1-5]; $AM = 0,26 \pm 0,14$ [0-5]). Em três espécimes de *O. niloticus* silvestres foram observadas a coocorrência de *D. carvalhoi* associada a *Epistylis* sp. (epibiose), além de *Epistylis* sp. parasitando a pele dos hospedeiros classificados como escores 3 e 4 (PÁDUA et al., 2013). Colônias de zoóides de *Epistylis* sp. foram observadas em todos os crustáceos coletados de *O. niloticus* cultivados e silvestres.

A ocorrência de epistilíase em pisciculturas é comumente associada à baixa qualidade da água, baixa concentração de oxigênio e manejo inadequado, incluindo alta densidade populacional e práticas alimentares incorretas (EIRAS et al. 2012, PÁDUA et al., 2013, MARTINS et al. 2015). Apesar deste parasita não invadir diretamente as células hospedeiras, pode causar alta taxa de mortalidade devido às infecções secundárias e alterações patológicas (PÁDUA et al., 2013, MARTINS et al. 2015). Espécies de *Epistylis* Ehrenberg, 1830 não são

ectoparasitas obrigatórios, podendo viver como epibiontes, usando como substrato para fixação, conchas de moluscos, plantas aquáticas, rotíferos, insetos aquáticos, a pele de anfíbios, répteis e escamas de peixes, além da superfície de crustáceos, incluindo espécies parasitas, como observado no presente estudo. Neste caso, espécimes de *D. carvalhoi* podem atuar como vetores mecânicos de zooides de *Epistylis* spp., facilitando sua dispersão em outros hospedeiros silvestres e cultivados (EIRAS et al. 2012, PÁDUA et al. 2013, MARTINS et al. 2015, PAGLIARINI et al., in press). Este é o primeiro relato de epibiose entre *Epistylis* sp. e crustáceos argúlídeos do gênero *Dolops* Audouin, 1837 parasitando espécimes de *O. niloticus* cultivados e silvestres, contribuindo para o conhecimento sobre a relação parasita-hospedeiro, dispersão de agentes etiológicos e epidemiologia na aquicultura (Anexo 1).

Em relação aos monogenéticos, *Gyrodactylus* sp., foi encontrado parasitando a pele de todos os grupos de *O. niloticus*, com maior prevalência (20%) para os peixes silvestres na estação seca. *Enterogyrus* sp. 1 e *Enterogyrus* sp. 2 (Figuras 21 e 22) foram encontrados no estômago apenas dos exemplares silvestres em ambas as estações. De acordo com Nilakarawasam (1993), *Enterogyrus* spp. fazem a oviposição ainda no estômago, e os ovos são eliminados juntamente com as fezes do hospedeiro, os quais depositam-se no sedimento. Dos ovos eclodem larvas ciliadas (oncomiracídeos), capazes de prenderem-se primeiramente às brânquias ou pele dos hospedeiros, e posteriormente, migram para o estômago, onde fixam-se, vivendo como mesoparasitas (PARISELLE; LAMBERT; EUZET, 1991). Devido ao fato de que os espécimes silvestres de *O. niloticus* estarem livres no ambiente, podem explorar além de áreas mais amplas, uma maior variedade de recursos alimentares, possibilitando maior contato com as larvas e facilitando a infecção por esses parasitas.

Em relação aos demais Platyhelminthes encontrados, é possível observar que todos os cistos de Digenea gen. sp. e a metacercária de *Austrodiplostomum* sp., bem como a maioria dos Metacestódeos de Cyclophyllidea gen. sp. acometeram sobretudo, *O. niloticus* silvestres. Assim como no caso das infecções causadas por *Enterogyrus* spp., o fato pode estar relacionado a área de forrageamento dos espécimes silvestres de *O. niloticus*, aumentando assim, as chances de contato com potenciais hospedeiros intermediários, paratênicos e definitivos envolvidos nos ciclos biológicos desses parasitas, como moluscos, artrópodes, outras espécies de peixes e aves piscívoras (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2008).

Artrópodes normalmente são os primeiros hospedeiros intermediários de metacestódeos da ordem Cyclophyllidea que acometem peixes, sendo que estes atuam como segundo hospedeiro intermediário ou paratênico, nos quais as larvas podem se alojar em qualquer órgão,

bem como no intestino (WILLIAMS; JONES, 1994) e aves piscívoras comumente são seus hospedeiros definitivos. A atratividade de aves piscívoras, tais como os biguás (*Phalacrocorax* spp.) e ardeídeos, como garças (*Ardea* spp.), também representa uma das influências observadas pela atividade das pisciculturas em tanques-rede (RAMOS et al., 2013), e pode atuar como um agente facilitador das infecções causadas por esses metacestódeos.

Nos peixes analisados neste trabalho, as larvas foram encontradas encistadas na parede intestinal. De acordo com Pavanelli, Eiras e Takemoto (2008), o encapsulamento das larvas na parede intestinal pode ocorrer devido a uma reação não específica por parte do hospedeiro, de modo que, quando ocorrem dessa forma e em grandes quantidades, diminuem a capacidade de absorção de nutrientes. Ademais, as alterações histopatológicas desses metacestódeos incluem o retardo do crescimento e ganho de massa do animal, além de hemorragias pontuais, necroses e outros sinais clínicos no intestino, sendo que a intensidade das lesões pode estar relacionada a morfologia do escólex, a presença ou não de rostelo e o órgão afetado (SCHOLZ et al., 2004). Amostras desses parasitas foram coletadas e fixadas em etanol absoluto para futuras análises moleculares e identificação do material a um nível taxonômico mais preciso.

Tabela 10: Prevalência (P), intensidade média de infecção/infestação (IMI), abundância média (AM) e sítio de infecção/infestação de parasitas de espécimes de *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres oriundos de uma piscicultura no reservatório de Ilha Solteira, São Paulo, Brasil. Valores de IMI e AM estão representados pelo média± erro padrão (mínimo – máximo) e P em porcentagem.

| Parasitas | Silvestre | | | | | | Cultivado | | | | | | Sítio de infecção/infestação |
|---|-----------|------------------------|------------------------|------|-----------------------|-----------------------|-----------|-----------------------|-----------------------|------|------------------------|------------------------|------------------------------|
| | Chuvoso | | | Seco | | | Chuvoso | | | Seco | | | |
| | P | IMI | AM | P | IMI | AM | P | IMI | AM | P | IMI | AM | |
| CILIOPHORA | | | | | | | | | | | | | |
| Epistylididae | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Epistylis</i> sp. | 8 | - | - | 68 | - | - | 48 | - | - | 28 | - | - | Pele (muco) |
| Trichodinidae | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Trichodina</i> spp. | 92 | 53,87±42,33 (1–982) | 49,56±38,99 (0–982) | 96 | 32,58±6,60 (3–155) | 31,28±6,47 (0–155) | 100 | 35,12±7,68 (5–175) | 35,12±7,68 (5–175) | 100 | 57,96±14,64 (3–270) | 57,96±14,64 (3–270) | Pele (muco) |
| Ichthyophthiriidae | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> | 0 | - | - | 4 | 1,00 | 0,04±0,04 (0–1) | 0 | - | - | 12 | 1,00 | 0,12±0,07 (0–1) | Pele (muco) |
| MONOGENEA | | | | | | | | | | | | | |
| Gyrodactylidae | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Gyrodactylus</i> sp. | 8 | 1,00 | 0,08±0,05 (0–1) | 20 | 1,40±0,40 (1–3) | 0,28±0,13 (0–3) | 4 | 1,00 | 0,04±0,04 (0–1) | 8 | 1,00 | 0,08±0,05 (0–1) | Pele (muco) |
| Ancyrocephalidae | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Enterogyrus</i> sp. 1 | 8 | 2,50±0,50 (2–3) | 0,20±0,14 (0–3) | 20 | 2,40±0,40 (1–3) | 0,48±0,20 (0–3) | 0 | - | - | 0 | - | - | Estômago |
| <i>Enterogyrus</i> sp. 2 | 0 | - | - | 20 | 2,20±0,580 (1–4) | 0,44±0,20 (0–4) | 0 | - | - | 0 | - | - | Estômago |
| TREMATODA | | | | | | | | | | | | | |
| Digenea | | | | | | | | | | | | | |
| Digenea gen. sp. (cisto) | 0 | - | - | 4 | 1,00 | 0,04±0,04 (0–1) | 0 | - | - | 0 | - | - | Intestino |
| Diplostomidae | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Austrodiplostomum</i> sp. (metacercária) | 4 | 1,00 | 0,04±0,04 (0–1) | - | - | - | 0 | - | - | 0 | - | - | Olho (Humor vítreo) |
| CESTODA | | | | | | | | | | | | | |
| Cyclophyllidea gen. sp. (Metacestódeo) | 24 | - | - | 8 | - | - | 4 | - | - | 0 | - | - | Intestino (serosa) |
| ANNELIDA | | | | | | | | | | | | | |
| Hirudínea | | | | | | | | | | | | | |
| Glossiphoniidae gen. sp. | 0 | - | - | 12 | 1,67±0,33 (1–2) | 0,20±0,11 (0–2) | 0 | - | - | 0 | - | - | Pele |
| CRUSTACEA | | | | | | | | | | | | | |
| Branchiura | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Dolops carvalhoi</i> | 4 | 1,00 | 0,04±0,04 (0–1) | 16 | 3,00±1,15 (1–5) | 0,48±0,28 (0–5) | 4 | 1,00 | 0,04±0,04 (0–1) | 0 | - | - | Pele |

* Para o táxon Cyclophyllidea gen. sp. (Metacestódeo), apenas o dado referente a prevalência foi considerado, dada a inviabilidade da contagem dos espécimes encistados devido a sua alta abundância

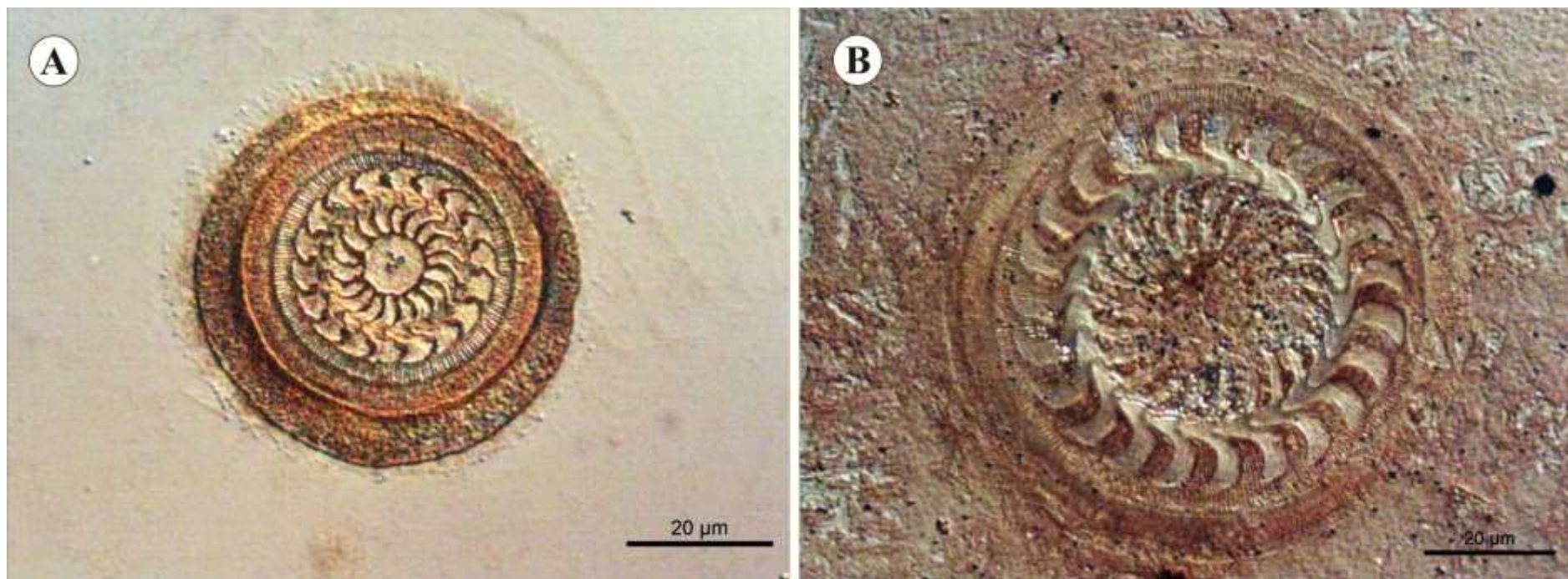


Figura 20 (A–B): *Trichodina compacta* (A) e *Trichodina magna* (B) (Ciliophora) encontrados na superfície corporal (muco) de *Oreochromis niloticus* (Perciformes, Cichlidae) cultivados e silvestres procedentes do reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. Espécimes corados com nitrato de prata (2%) e analisados com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial–DIC.

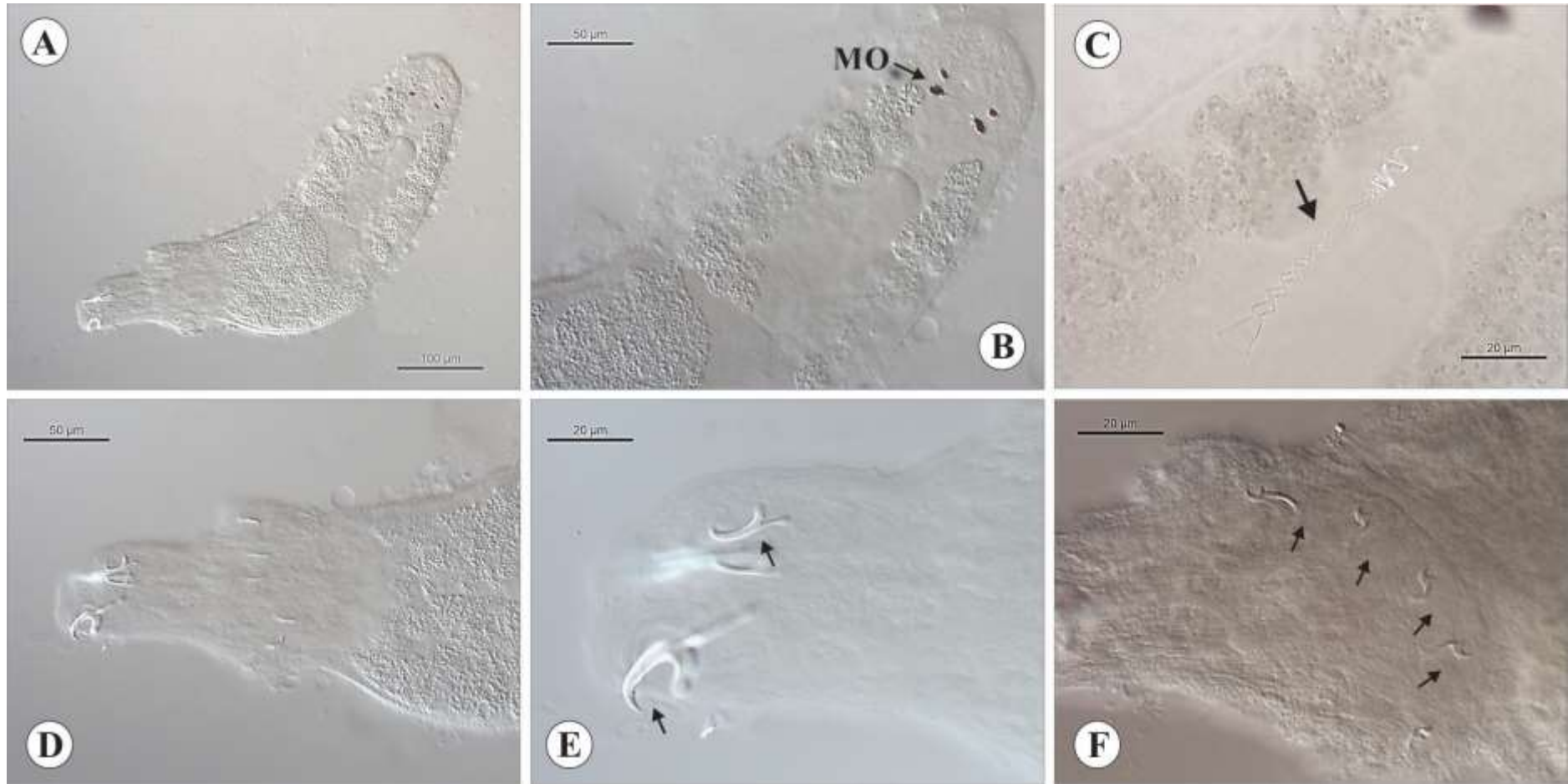


Figura 21 (A–F): *Enterogyrus* sp. 1 (Monogenea, Ancyrocephalidae) encontrados no estômago de *Oreochromis niloticus* (Perciformes, Cichlidae) silvestres procedentes do reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista total; (B) Região anterior, com detalhe das manchas ocelares (MO); (C) Órgão copulatório (seta); (D–F) Haptor: (E) detalhe da âncora dorsal (maior) e ventral (menor); (F) detalhe dos ganchos. Espécime montado em meio de Hoyer e analisado com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial–DIC

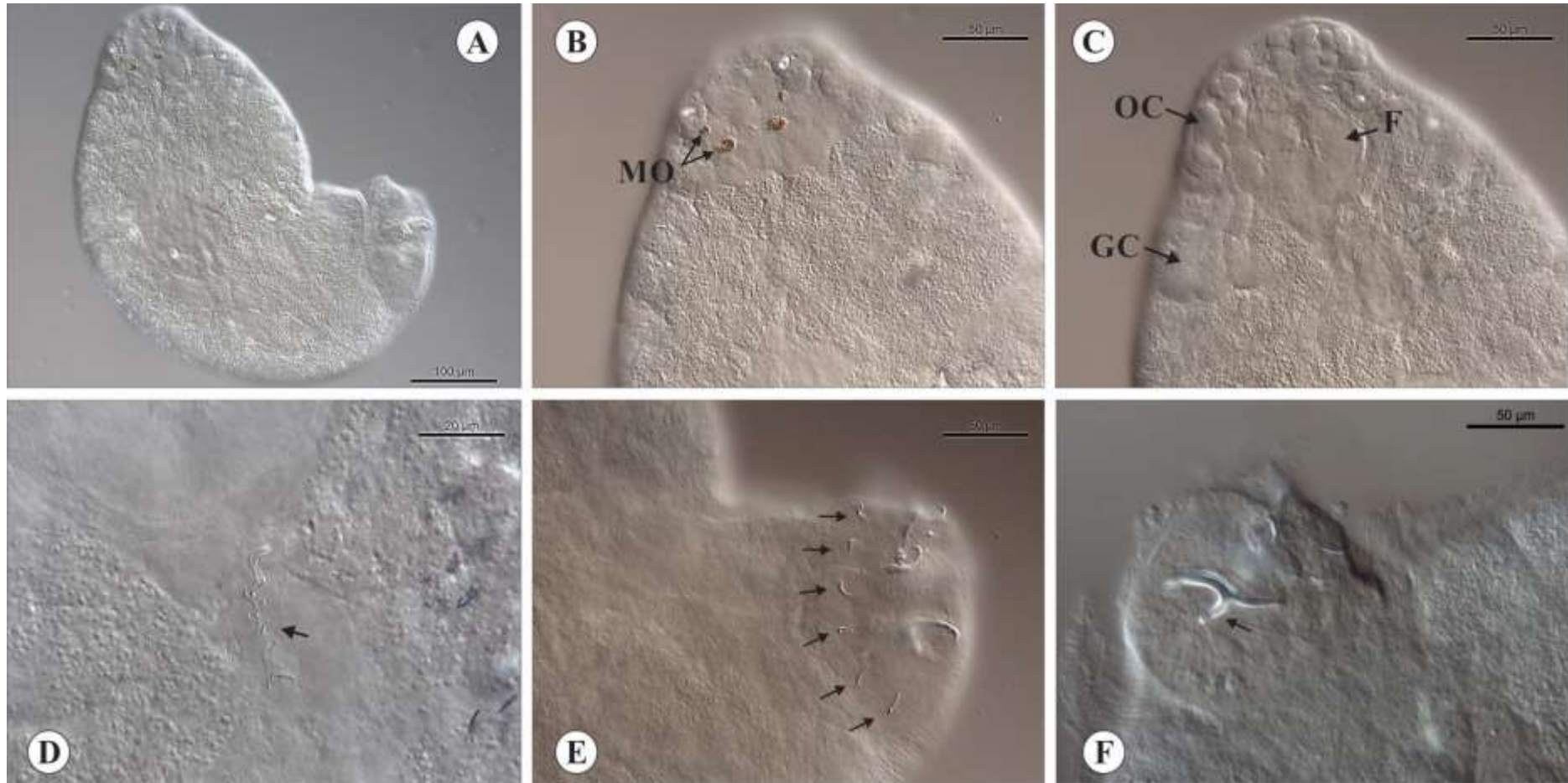


Figura 22 (A–F): *Enterogyrus* sp. 2 (Monogenea, Ancyrocephalidae) encontrados no estômago de *Oreochromis niloticus* (Perciformes, Cichlidae) silvestres procedentes do reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista total; (B–C) Região anterior: (B) detalhe das manchas ocelares (MO), (C) detalhe das glândulas cefálicas (GC), órgãos cefálicos (OC) e faringe (F); (D) Órgão copulatório (seta); (E–F) Haptor: (E) detalhe dos ganchos (setas) e (F) da âncora dorsal. Espécime montado em meio de Hoyer e analisado com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial–DIC.

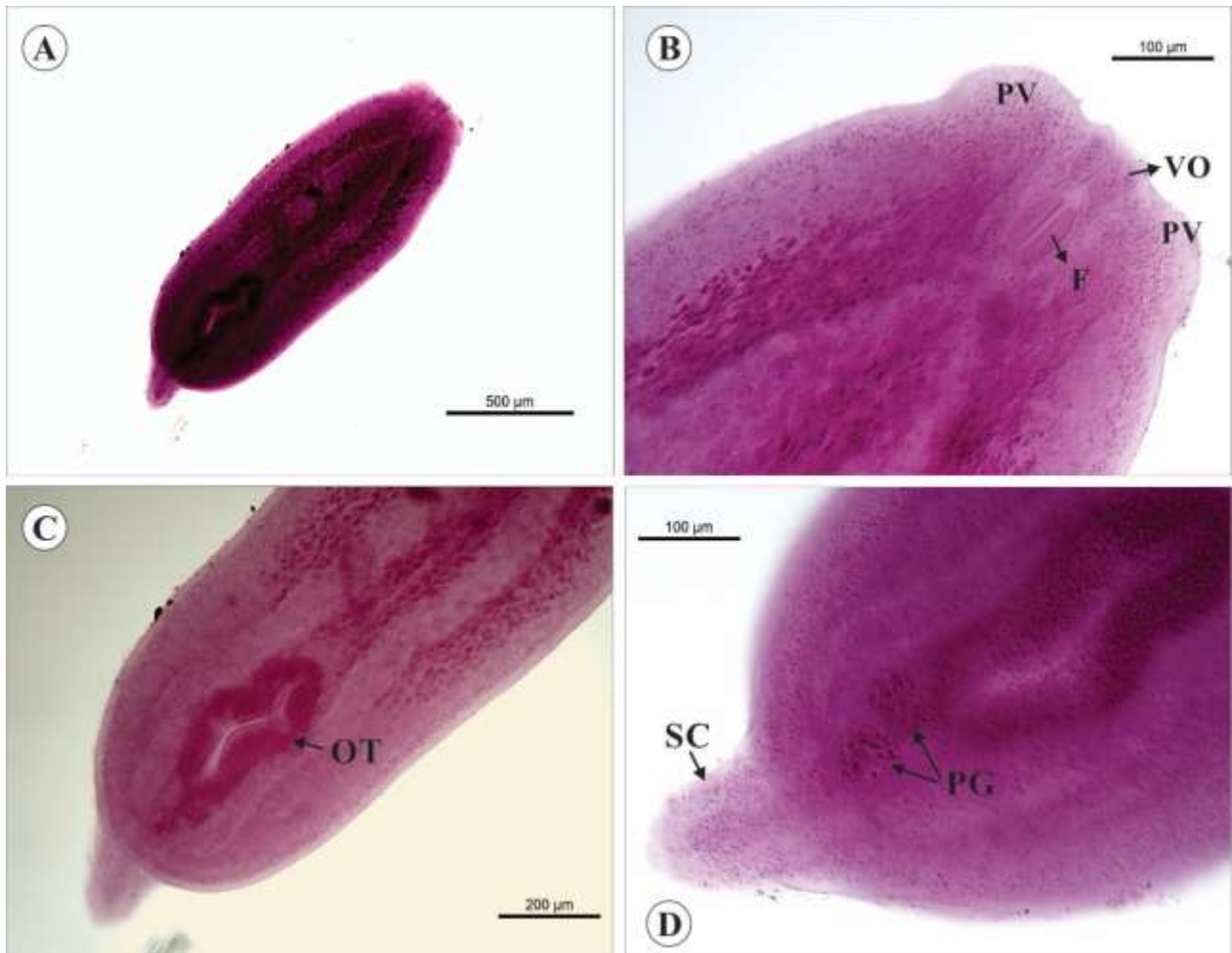


Figura 23 (A–D): Metacercária de *Austrodiplostomum* sp. (Trematoda, Diplostomidae) encontrado no humor vítreo ocular de *Oreochromis niloticus* (Perciformes, Cichlidae) silvestres procedentes do reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista geral (ventral), mostrando o corpo bipartido; (B) Região anterior: detalhe da ventosa oral (VO), pseudoventosas (PV) e faringe (F); (C–D) Região posterior: (C) detalhe do órgão tribocítico (OT), e (D) detalhe dos primórdios genitais (PG) e segmento cônico posterior (SC). Espécime corado com Carmalúmen de Mayer e analisado com microscópio óptico.

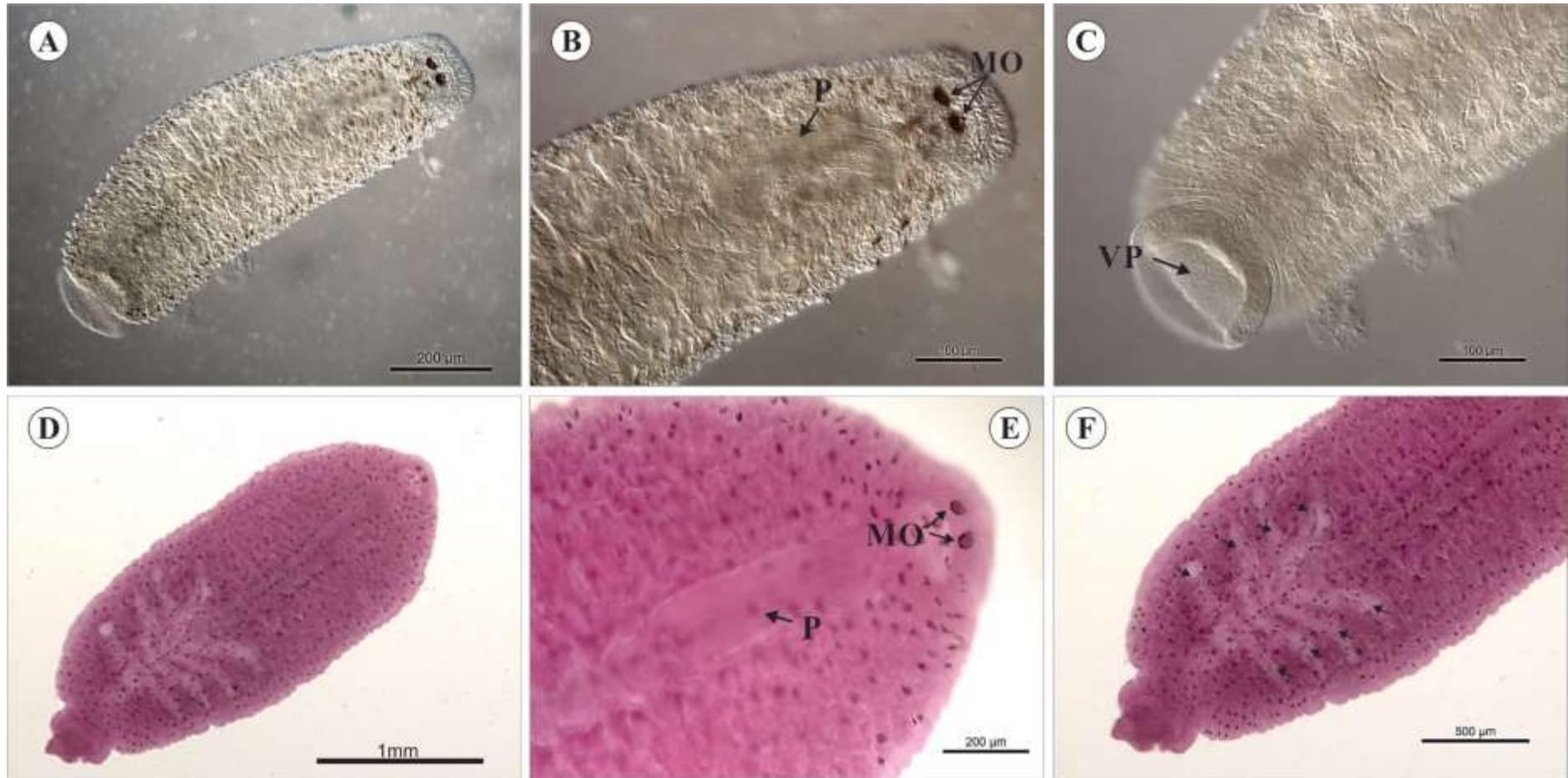


Figura 24 (A–F): Glossiphoniidae gen. sp. (Annelida, Hirudinea) encontrados na pele de *Oreochromis niloticus* (Perciformes, Cichlidae) silvestres procedentes do reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil (A) Vista geral (dorsal); (B) Região anterior: detalhe das manchas oclares (MO) e probóscide retrátil (P); (C) Região posterior: detalhe da ventosa posterior (VP); (D) Vista geral (dorsal), mostrando os pontos de pigmentação esparsos pelo corpo; (E) Detalhe das manchas oclares (MO), probóscide retrátil (P); (F) detalhe dos cecos intestinais. Espécime diafanizado em meio de Hoyer (A–C) e corado com Carmalúmen de Mayer (D–F), ambos analisados com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial–DIC.

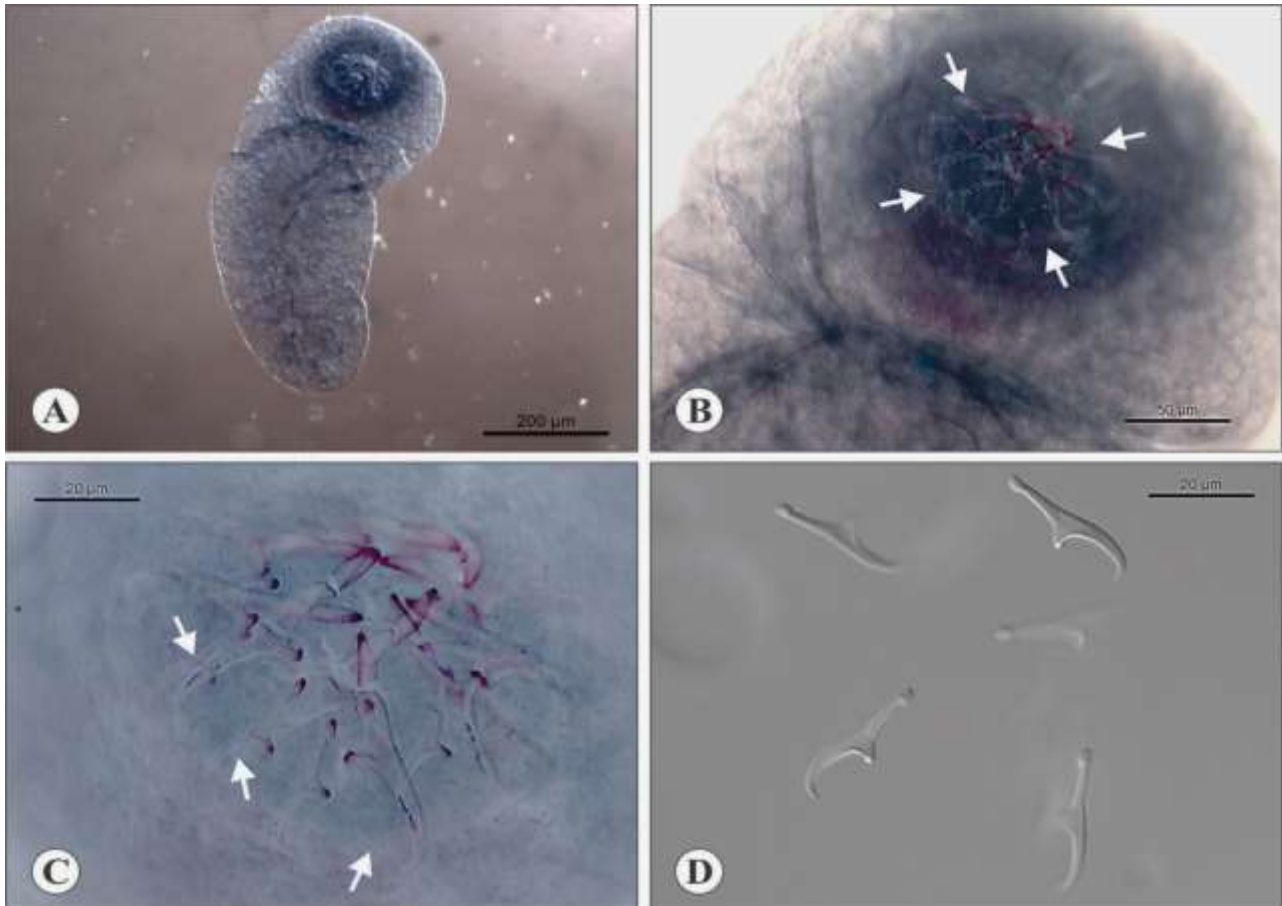


Figura 25 (A–D): Metacestódeo de *Cyclophyllidea* gen. sp. (Cestoda), encontrado no intestino de *Oreochromis niloticus* (Perciformes, Cichlidae) cultivados e silvestres procedentes do reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista geral (ventral); (B–C) Região anterior, com detalhe da coroa de ganchos; (D) Ganchos de fixação. Espécime corado com Tricrômico de Gomori (A–C) e diafanizado em meio de Hoyer (D), ambos analisados com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial–DIC.

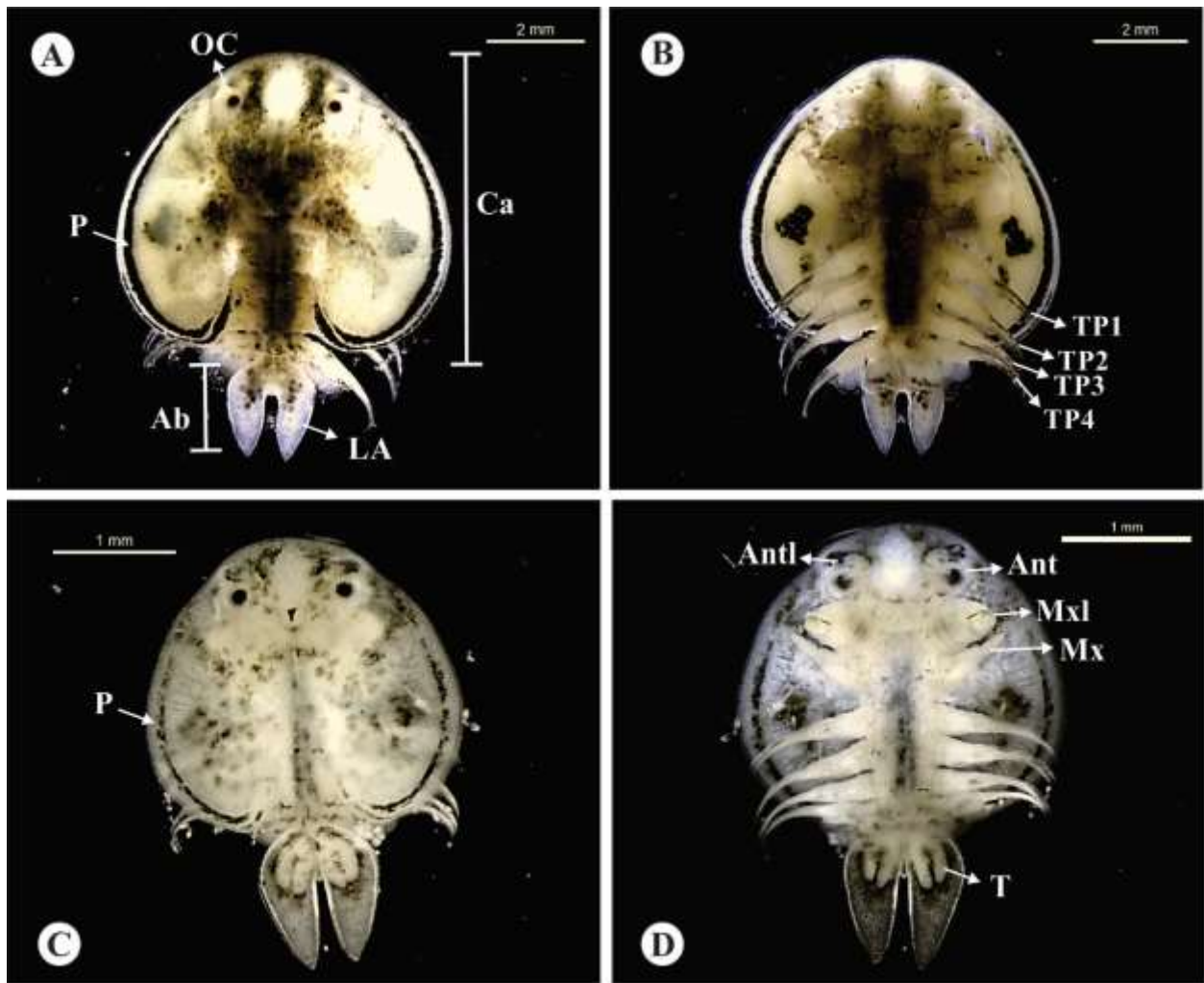


Figura 26 (A–D): *Dolops carvalhoi* (Crustacea, Branchiura) encontrados na pele de *Oreochromis niloticus* (Perciformes, Cichlidae) cultivados e silvestres procedentes do reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista geral (dorsal) da fêmea: detalhe da carapaça (Ca), com pontos 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). Espécimes preservados em etanol 70° e fotografados em microscópio estereoscópio.

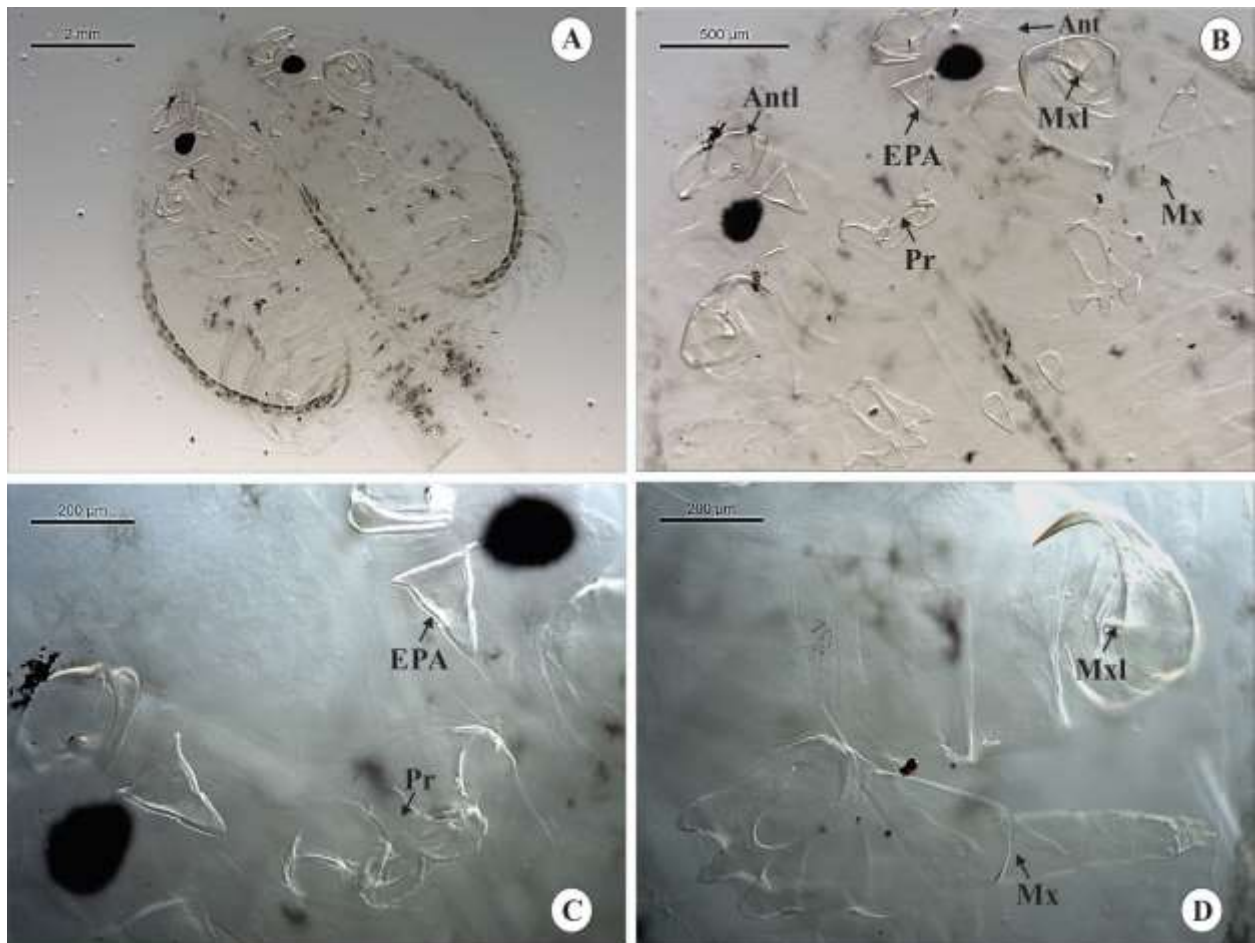


Figura 27 (A–D): *Dolops carvalhoi* (Crustacea, Branchiura) encontrados na pele de *Oreochromis niloticus* (Perciformes, Cichlidae) cultivados e silvestres procedentes do reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A) Vista geral; (B) Detalhe da antênula (Antl), antena (Ant), maxílula (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. Espécime montado em lâmina semipermanente em meio de Hoyer e fotografado em microscópio óptico com contraste de interferência diferencial–DIC.

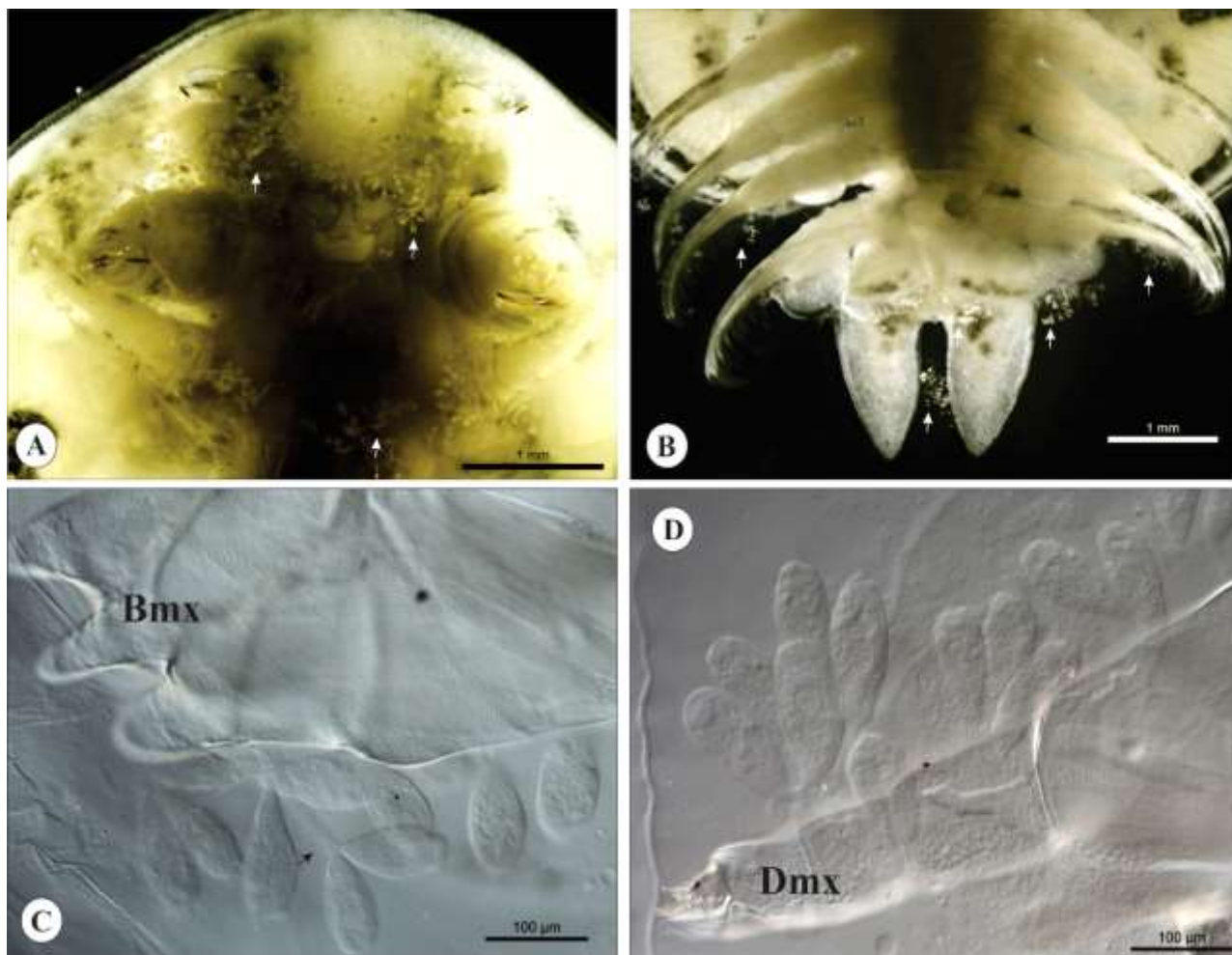


Figura 28 (A–D): Zoóides do epibionte *Epistylis* sp. (Ciliophora, Epistylididae) aderido a *Dolops carvalhoi* (Crustacea, Branchiura), um ectoparasita de *Oreochromis niloticus* (Perciformes, Cichlidae) cultivados e silvestres procedentes do reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, São Paulo, Brasil. (A–B) Colônias de *Epistylis* sp. aderidas a superfície corporal de *D. carvalhoi* (setas brancas) (fotografados com auxílio de estereomicroscópio); (C–D) Zoóides 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) Espécime preservados em etanol 70° e fotografado em microscópio estereoscópio; (C–D) Espécime montado em lâmina semipermanente em meio de Hoyer e fotografado com microscópio óptico com contraste de interferência diferencial–DIC.

7. Considerações Finais

As análises de dieta apresentaram diferenças entre exemplares de *O. niloticus*, sendo o local e a sazonalidade, fatores que influenciaram as preferências alimentares. As análises estomacais confirmaram o hábito alimentar onívoro dessa espécie, além da sua característica oportunista, com aproveitamento de recursos que variam de acordo com sua disponibilidade. Outras espécies de peixes também apresentaram ração na sua composição alimentar, contudo, apenas três espécies mostraram maior espectro alimentar, incluindo ração e detrito em altas quantidades. Tais itens foram os responsáveis pela sobreposição de nicho trófico alto entre *O. niloticus* e outras espécies silvestres. *Oreochromis niloticus* demonstrou ser uma potencial espécie competidora por recursos alimentares, inclusive com espécies nativas, ressaltando-se ainda a forte influência que a piscicultura exerce na alteração alimentar e na relação entre as espécies.

As análises metabólicas trouxeram informações acerca da qualidade dos filés de *O. niloticus*, porém poucas diferenças foram observadas entre os indivíduos cultivados e silvestres, evidenciado pelo alto consumo de ração. Contudo, leva-se em consideração que a espécie apresentou grande variedade de ácidos graxos, presente até mesmo nos peixes cultivados. Tal fato pode ter ocorrido devido à sua complementação alimentar com itens naturais, ressaltando a importância do incremento desses itens nas pisciculturas. Salienta-se ainda, que a influência sazonal e local sobre a alimentação desses peixes, alterou algumas variáveis metabólicas.

As análises parasitológicas apresentaram informações acerca da diversidade de parasitas nas áreas de estudos e possíveis infecções e infestações dos peixes, as quais influenciadas, possivelmente, pelo local onde se encontram e o forrageamento. Houve também o primeiro relato de associação epibiônica entre *D. carvalhoi* e *Epistylis* sp., ambos encontrados parasitando *O. niloticus* silvestres e cultivados. Além de dispor de dados sobre a sanidade da carne dessa espécie, especialmente indivíduos oriundos da piscicultura.

Em suma, este estudo contribui com informações sobre a ecologia trófica de algumas espécies de peixes, em especial de *O. niloticus* e como a dieta e forrageamento pode influenciar no metabolismo e parasitologia desses indivíduos. Traz conhecimentos acerca da interação entre espécies de peixes e sobreposição de nicho trófico. Contribui com aspectos sobre qualidade da carne em termos nutricionais e parasitológicos, auxiliando para uma maior segurança alimentar. Dispõem de dados sobre interação parasita-hospedeiro, dispersão de agentes etiológicos e epidemiologia na aquicultura. Ainda pode cooperar com enriquecimento literário, aperfeiçoamento de técnicas e manejos de produções, melhoramento da sustentabilidade ambiental nesses sistemas, bem como maior retorno econômico aos produtores.

8. Agradecimentos

Somos gratos a Letícia de Oliveira Manoel, José Daniel Soler Garves e Aymar Orlandi Neto pelo apoio logístico na coleta de hospedeiros e a Lidiane Franceschini pelo auxílio nas identificações de parasitas e análises parasitológicas. Agradecemos também à Piscicultura Puro Peixe pela permissão para realizar o trabalho, o Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres (LAPAS) e a Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira (FEIS) da Universidade Estadual Paulista - UNESP pelo uso de instalações laboratoriais e de logística e o Laboratório de Metabolismo e Reprodução de Organismos Aquáticos, IB/USP, sob coordenação da Profa. Dra. Renata Guimarães Moreira Whitton. Agradecemos especialmente à FAPESP (Fundação de Apoio a Pesquisa do Estado de São Paulo) e CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior), pelas bolsas de pós-graduação concedidas à Cibele Diogo Pagliarini (Processo FAPESP 2016/23468-6) e Lidiane Franceschini (CAPES/PNPD 17/2016). Também agradecemos ao CNPq pelo apoio financeiro (CNPq Universal 443103/2014-3).

9. Referências bibliográficas

- ABDULKARIM, B.; BWATHONDI, P. O. J.; BENNO, B. L. Seasonal variations in the proximate composition of five economically important fish species from lake Victoria and lake Tanganyika, Tanzania. **Bayero Journal of Pure and Applied Sciences**, v. 9, p. 11 – 18, 2016.
- ABELHA, M. C. F.; AGOSTINHO, A. A.; GOULART, E. Plasticidade trófica em peixes de água doce. **Acta Scientiarum**, v. 23, n. 2, p. 425-434, 2001.
- ABELHA, M. C. F.; GOULART, E.; KASHIWAQUI, E. A. L.; SILVA, M. R. 2006. *Astyanax paranae* Eigenmann, 1914 (Characiformes: Characidae) in the Alagados, Reservoir, Paraná, Brazil: diet composition and variaton. **Neotropical Ichthyology**, v. 4, p. 349-356, 2006.
- ADITE, A.; WINEMILLER, K. O.; FIOGBE, E. D. Ontogenetic, seasonal, and spatial variation in the diet of *Heterotis niloticus* (Osteoglossiformes: Osteoglossidae) in the So River and Lake Hlan, Benin, West Africa. **Environmental of Biology Fishes**, v.73, p. 367-378, 2005.
- AGOSTINHO, A. A.; GOMES, L. C.; PELICICE, F. M. **Ecologia e manejo de recursos pesqueiros em reservatórios do Brasil**. Maringá, Eduem, 501p., 2007.
- AHLBECK, I.; HANSSON, S.; HJERNE, O. Evaluating fish diet analysis methods by individual-based modelling. **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 69, p. 1184-1201, 2012.
- AIURA, F. S.; CARVALHO, M. R. B. Composição em ácidos graxos e rendimento de filé de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) alimentada com dietas contendo tanino. **Revista portuguesa de ciências veterinárias**, v. 99, p. 93-98, 2004.
- ALVEZ, G. F. O. **Produção de juvenis de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) em sistema com bioflocos: efeito do momento de transferência dos alevinos para o sistema**. 2013. 57 f. Dissertação (Mestrado em Zootecnia) – Escola de Veterinária, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 57 p., 2013.
- ANDERSON, M. J. A new method for non-parametric multivariate analysis of variance. **Austral Ecology**, v.26, p.32-46, 2001.
- ANDERSON, M. J. **PERMDISP: a FORTRAN computer program for permutational analysis of multivariate dispersions (for any two-factor ANOVA design) using permutation tests**. Department of Statistics, University of Auckland, 2004.
- ANDERSON, M. J. Distance based tests for homogeneity of multivariate dispersions. **Biometrics**, v.62, p.245-253, 2006.
- ANTHONY, O.; RICHARD, J.; LUCKY, E. Biochemical composition of five fish species (*C. laticeps*; *D. rostratus*; *S. schall*; *S. mystus* and *H. bebe*) from river Niger in Edo State, Nigéria. **International Journal of Fisheries and Aquatic Studies**, v. 4, p. 507-512, 2016.
- ARTS, M. T., BRETT, M. T., KAINZ, M. **Lipids in aquatic ecosystems**. Springer Science and Business Media. 394 p, 2009.

ASSEFA, W. W.; GETAHUM, A. The food and feeding ecology of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*, in Lake Hayq, Ethiopia. **International Journal of Fisheries and Aquatic Studies**, v. 2, p. 176-185, 2015.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DA PISCICULTURA. PEIXE BR. **Anuário Peixe BR da Piscicultura 2018**. São Paulo: Peixe Br, 71 p., 2018.

ATTAYDE, J. L.; OKUN, N.; BRASIL, J.; MENEZES, R.; MESQUITA, P. Impactos da introdução da tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*), sobre a estrutura trófica dos ecossistemas aquáticos do bioma caatinga. **Oecologia Brasiliensis**, v. 11, p. 450-461, 2007.

AYISI, C. L.; ZHAO, J.; RUIPIA, E. J. Growth performance, feed utilization, body and fatty acid composition of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fed diets containing elevated levels of palm oil. **Aquaculture and Fisheries**, v. 2, p. 67-77, 2017.

AYROZA, D. M. M. R.; FURLANETO, F. P. B.; AYROZA, L. M. S. Regularização dos projetos de tanques-rede em águas públicas continentais de domínio da União no Estado de São Paulo. **Boletim Técnico do Instituto de Pesca**, São Paulo, n. 36, 36 p., 2006.

BAGGIO, R. A. **Avaliação do status quo da tilápia do nilo *Oreochromis niloticus* no reservatório de itaipu e na bacia do rio Uruguai**. 99 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas – Zoologia). Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 99 p., 2012.

BAO, J. W.; QIANG, J.; TAO, Y. F.; LI, H. X.; HE, J.; XU, P.; CHEN, D. J. Responses of blood biochemistry, fatty acid composition and expression of microRNAs to heat stress in genetically improved farmed tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Journal of Thermal Biology**, 73, 91-97, 2018.

BENNEMANN, S. T.; CAPRA, L. G.; GALVES, W.; SHIBATTA, O. A. Dinâmica trófica de *Plagioscion squamosissimus* (Perciformes, Sciaenidae) em trechos de influência da represa Capivara (rios Paranapanema e Tibagi). **Ilheringia Serie Zoologia**, Porto Alegre, v. 96, n. 1, p. 115-119, 2006.

BEYRUTH, Z.; PINTO, C. S. R. M.; FUSCO, S. M.; FARIA, F. C.; SILVA, A. L. Utilização de alimentos naturais por *Oreochromis niloticus* em tanques de terra com arraçoamento. **Boletim Instituto de Pesca**, v. 30, n. 1, p. 9-24, 2004.

BICUDO, C. E. M.; BICUDO, R. M. T. **Algas de águas continentais brasileiras chave ilustrada para identificação de gêneros**. São Paulo: Fundação Brasileira para o Desenvolvimento do Ensino de Ciências, 227p., 1970.

BIDINOTTO, P. M.; MORAES, G.; SOUZA, R. H. S. Hepatic glycogen and glucose in eight tropical fresh water teleost fish: a procedure for field determinations of micro samples. **Boletim Técnico do CEPTA**, Pirassununga, v. 10, p. 53-60, 1997.

BITTENCOURT, L. S.; PINHEIRO, D. A.; CÁRDENAS, M. Q.; FERNANDES, B. M.; AVARESDIAS, M. Parasites of native Cichlidae populations and invasive *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) in tributary of Amazonas River (Brazil). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, p. 44-54, 2014.

BLACKBURN, T. M.; PYSEK, P.; BACHER, S.; CARLTON, J. T.; DUNCAN, R. P.; JAROSÍK, V.; WILSON, J. R. U.; RICHARDSON, D. M. A proposed unified framework for biological invasions. **Trends in Ecology and Evolution**, v. 26, n. 7, p. 333-339, 2011.

BRANDÃO, H.; LOBÓN-CERVIÁ, J.; RAMOS, I. P.; SOUTO, A. C.; NOBILE, A. B.; ZICA, E. O. P.; CARVALHO, E. D. Influence of a cage farming on the population of the fish species *Apareiodon affinis* (Steindachner, 1879) in the Chavantes reservoir, Paranapanema River SP/PR, Brazil. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 24, p. 438-448, 2012.

BUSH, A. O.; LAFFERTY, K. D.; LOTZ, J. M.; SHOSTAK A.W. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis revisited. **The Journal of Parasitology**, v. 83, p. 575–583, 1997.

CARVALHO, E. D.; SILVA, R. J.; RAMOS, I. P.; PAES, J. V. K.; ZANATTA, A. S.; BRANDÃO, H.; ZICA, E. O. P.; NOBILE, A. B.; ACOSTA, A. A.; DAVID, G.S. **Ecological Features of Large Neotropical Reservoirs and Its Relation to Health of Cage Reared Fish**. Cap 14, p. 361 – 382. In: CARVALHO, E. D. (Ed). Health and Environment in Aquaculture. InTech, 414 p., 2012.

CAMPOS, D. W. J. **Interferências de sistemas de pisciculturas em tanques-rede sobre aspectos populacionais e parasitológicos de *Pimelodus cf. platicirris borodin*, 1927, (Siluriformes, Pimelodidae) no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, SP**. 38 f. Monografia (Obtenção do título de Zootecnista) - Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira, Universidade Estadual Paulista. 38 p., 2017.

CECCARELLI, P.; SENHORINI, J. A.; VOLPATO, G. **Dicas em piscicultura: perguntas e respostas**. Botucatu: Santana Gráfica. 247 p., 2000.

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

CLARKE, K. R.; GORLEY, R. N. **PRIMER v6: User Manual/Tutorial**. United Kingdom: Plymouth, 2006, 115p.

COMPANHIA ENERGÉTICA DE SÃO PAULO - CESP. Disponível em <<http://www.cesp.br>> Acesso em:17 nov. 2011.

COORDENADORIA DE ASSISTÊNCIA TÉCNICA INTEGRAL. Diagnóstico da piscicultura no oeste do estado de São Paulo. Documento técnico 122 da CATI, 2016.

COSTA, S. A. G. L.; PERETTI, D.; PINTO-JUNIOR, J. E. M.; FERNANDES, M. A.; GURGEL-JUNIOR, A. M. Espectro alimentar e variação sazonal da dieta de *Plagioscion squamosissimus* (Heckel, 1840) (Osteichthyes, Sciaenidae) na lagoa do Piató, Assu, Estado do Rio Grande do Norte, Brasil. **Acta Scientiarum Biological Sciences**, Maringá, v. 31, p. 285-292, 2009.

CUCHEROUSSET, J.; OLDEN, J. D. Ecological Impacts of Nonnative Freshwater Fishes. **Fisheries**, v. 36, p. 215–230, 2011.

DANZIGER, A. **Chegou o frio, e agora? Impacto do frio sobre os peixes**. Colpani piscicultura, 2012. Disponível em: <http://www.grupoaguasclaras.com.br/chevou-o-frio-e-agora-impacto-do-frio-sobre-os-peixes>. Acesso em: 02 mai. 2018.

DAVIS, M. A. *Invasion Biology*. **Oxford University Press**, 244 p, 2009.

DAVID, G. S. A; CARVALHO, E. D.; NOVAES, J. L. C.; BIONDI, G. F. Tilápia do Tietê: Desafios e contradições da pesca artesanal de tilápias nos reservatórios hipereutróficos do médio rio Tietê. **Panorama Aquícola**, v. 16, p. 24-27, 2006.

DESVIETTES, C.; BEC, A. **Formation and transfer of fatty acids in aquatic microbial food webs: role of heterotrophic protists**. Chapter 2, 25-42, 2009. In: M.T. Arts et al. (eds.), *Lipids in Aquatic Ecosystems*, Springer, New York, 380p. 2009.

DIANA, J. S.; DETTWEILER, D. J.; LIN, C. K. Effect of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) on the ecosystem of aquaculture ponds, and its significance to the trophic cascade hypothesis. **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 48, p. 183-190, 1991.

DIAS, A. C. M. I.; BRANCO, C. W. C.; LOPES, V. G. Estudo da dieta natural de peixes no reservatório de Ribeirão das Lajes, Rio de Janeiro, Brasil. **Acta Scientiarum Biological Sciences**, Maringá, v. 27, n. 4, p. 355-364, 2005.

DIAS, M. K. R.; NEVES, L. R.; MARINHO, R. G. B.; PINHEIRO, D. A.; TAVARES-DIAS, M. Parasitismo em tambatinga (*Colossoma macropomum* x *Piaractus brachypomus*, Characidae) cultivados na Amazônia, Brasil. **Acta Amazônica**, v. 45, n. 2, p. 231-238, 2015.

DRENNER, R. W.; SMITH, J. D.; THRELKELD, S. T. Lake trophic state and the limnological effects of omnivorous fish. **Hydrobiologia**, v. 319, p. 213-223, 1996.

DRUZIAN, J. I.; MACHADO, B. A. S.; SOUZA, C. O.; FRAGA, L. M.; DURAN, V. A. A.; BURGHGRAVE, U. S.; BASTOS, B. L.; ALBINATI, R. C. B.; GUIMARÃES, J. E. Influência da dieta suplementada com óleo de soja na composição centesimal e perfil lipídico de tilápias do Nilo (*Oreochromis niloticus*). **Revista Instituto Adolfo Lutz**, v. 71, p. 85-92, 2012.

DUBOIS, M.; GILLES, K. A.; HAMILTON, J. K.; REBERS, P. A.; SMITH, F. 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. 2-14, 2015.

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

EIRAS J. C, TAKEMOTO R. M, PAVANELLI G. C, LUQUE J. L. Checklist of Protozoan parasites of fishes from Brazil. **Zootaxa**, v. 3221, n. 3221, p. 1-25, 2012.

EIRAS, J. C. Ciliophora. In: PAVANELLI, G. C.; TAKEMOTO, R. M.; EIRAS, J. C. (Org.) **Parasitologia de Peixes de água doce do Brasil**. Maringá: Eduem, p.234-44, 2013.

EL-SAYED, A.; A, F. M.; EL-GHOBASHY, A.; AL-AMOUNDI, M. Effects of pond depth and water temperature on the growth, mortality and body composition of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). **Aquaculture Research**, v. 27, p. 681-687, 1996.

ESTEVEES, K. E.; ARANHA, J. M. R. Ecologia trófica de peixes de riachos. In: Caramaschi, E. P.; Mazzoni, R.; Peres-Neto, P. R. (eds.). **Ecologia de Peixes de Riachos**. Rio de Janeiro: PPGE-UFRJ, p.157-182, 1999.

FARIA, R. H. S'A.; MORAIS, M.; SORANNA, M. R. G. S.; SALLUM, W. B. **Manual de criação de peixes em viveiros**. Brasília: Codevasf, 136 p., 2014.

FILHO, J. C. Conheça os números da produção aquícola de 2015. **Revista Panorama da Aquicultura**, 2016.

FOLCH, J.; LESS, M.; STANLEY, G. H. A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues. **Journal of Biological Chemistry**, v. 226, p. 497-503, 1957.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION. **El estado mundial de la pesca y la acuicultura**. Contribución a la seguridad alimentaria y la nutrición para todos. 226 p., 2016.

FOX, J.; VALAT, M. B.; ANDRONIC, L.; ASH, M.; BOYE, T.; CALZA, S.; CHANG, A.; GROSJEAN, P.; HEIBERG, R.; POUR, K. K.; KERNS, G.J.; LANCELOT, R.; LESNOFF, M. **R Commander, Package 'Rcmdr'**, 2018. Disponível em: <http://socserv.socsci.mcmaster.ca/jfox/Misc/Rcmdr/>. Acesso em: 22 nov 2018.

FRINGS, C. S.; FENDLY, T. W. Improves determination of total lipids by the sulpho-phospho-vanilin reaction. **Clinical Chemistry**. v.18, p. 673-674, 1972.

FURUYA, W. M. **Tabelas Brasileiras para a nutrição de Tilápias**. Toledo: GFM, 100 p., 2010.

GARCIA, F.; ROMERA, D. M.; GOZI, K. S.; ONAKA, E. M.; FONSECA, F. S.; SCHALCH, S. H. C.; GUERRA, L. O. M.; CARMO, F. J.; CARNEIRO, D. J.; MARTINS, M. I. E. G.; PORTELLA, M. C. Stocking density of Nile tilapia in cages placed in a hydroelectric reservoir. **Aquaculture**, 23 p., 2013.

GARCIA, F.; ROMERA, D. M.; SOUSA, N. S.; RAMOS, I. P.; ONAKA, E. M. The potential of periphyton-based cage culture of Nile tilapia in a Brazilian reservoir. **Aquaculture**, 27 p., 2016.

GARCIA, F.; SABBAG, O. J.; KIMPARA, J. M.; ROMERA, D. M.; SOUSA, N. S.; ONAKA, E. M.; RAMOS, I. P. Periphyton-based cage culture of Nile tilapia: an interesting model for small-scale farming. **Aquaculture**, 22 p., 2017.

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

GETACHEW, T. The composition and nutritional status of the diet of *Oreochromis niloticus* in Lake Chamo, Ethiopia. **Journal of Fish Biology**, v.42, p. 865-874, 1993.

GLADYSHEV, M. I.; SUSHCHIK, N. N.; KALACHOVA, G. S.; MAKHUTOVA, O. N. Stable Isotope Composition of fatty acids in organisms of different trophic levels in the yenisei river. **Plos one**, v. 7, p. e34059, 2012.

GOTELLI, N. J.; ENTSMINGER, G. L. **EcoSim: null models software for ecology**. Version 7. Acquired Intelligence and Kesity- Bear. Jericho, Vermont, USA, 2006.

GRAÇA, W. J.; PAVANELLI, C. S. **Peixes da planície de inundação do alto rio Paraná e áreas adjacentes**. Maringá: Editora da UEM, 260 p., 2007.

GRAIG, S.; HELFRICH, L. A. Understanding fish nutrition feeds, and feeding. **Virginia Cooperative Extension**, v.63.256-270, 2002

GROSSMAN, G. D. Food resources partitioning in a rocky intertidal fish assemblage. **Journal of Zoology**, v. 1, p.317-355, 1986.

HAHN, N. S.; FUGI, R., Alimentação de peixes em reservatórios brasileiros: alterações e consequências nos estágios iniciais do represamento. **Oecologia brasiliensis**, v.11, p.469-480, 2007.

HAMMER, O.; HARPER, D. A. T.; RIAN, P. D. Past: **Palaeontological statistics software package for education and data analysis**. Version. 1.37, 2005.

HANLEY, F. Effects of feeding supplementary diets containing varying levels of lipid on growth, food conversion, and body composition of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. **Aquaculture**, v. 93, 323-324, 1991.

HARA, H.; MIYAUCHI, Y.; TAHARA, S.; YAMASHITA, H. Human laryngitis caused by *Clinostomum complanatum*. **Nagoya Journal of Medical Science**, v. 76, p. 81–185, 2014.

HELLAWELL, J. M.; ABEL, R. A rapid volumetric method for the analysis of the food of fishes. **Journal of Fish Biology**, v. 3, p. 29-37, 1971.

HENDERSON, R. J.; TOCHER, D. R. The lipid composition and biochemistry of freshwater fish. **Prog. Lipid Research**, v. 26, p. 281-347, 1987.

HERATH, S. S.; HAGA, Y.; SATOH, S. Effects of long-term feeding of corn co-product-based diets on growth, fillet color, and fatty acid and amino acid composition of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. **Aquaculture**, v. 464, p. 205–212, 2016.

HERNANDEZ, F. B. T.; ZOCOLER, J. L. (Coordenadores). **Dados Climáticos: dados diários**. Laboratório de Hidráulica e Irrigação. Departamento de Fitossanidade, Engenharia Rural e Solos. Universidade Estadual Paulista, Júlio de Mesquita Filho, Câmpus de Ilha Solteira, SP. Plataforma disponível em: <http://clima.feis.unesp.br/>. Acesso em: 06 set 2018.

HIGUCHI, L. H.; FEIDEN, A.; MATSUSHITA, M.; SANTAROSA, M.; ZANQUI, A. N.; BITTENCOURT, F.; BOSCOLO, W. R. Quantificação de ácidos graxos de alevinos de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) alimentados com diferentes fontes de óleos vegetais. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 34, p. 1913-1924, 2013.

HYSLOP, E. J. Stomach contents analysis – a review of methods and their application. **Journal of Fish Biology**, v. 17, p. 411-429, 1980.

IVERSON, S. J. **Tracing aquatic food webs using fatty acids: from qualitative indicators to quantitative determination.** Chapter 12, 281-307, 2009. In: M.T. Arts et al. (eds.), *Lipids in Aquatic Ecosystems*, Springer, New York, 380p. 2009.

JERÔNIMO, G. T.; SPECK, G. M.; CECHINEL, M. M.; GONÇALVES, E. L. T.; MARTINS, M. L. Seasonal variation on the ectoparasitic communities of Nile tilapia cultured in three regions in southern Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, 2v. 71, p. 365-73, 2011.

JONGMAN, R.H.G.; TER BRAAK, C.J.F.; VAN TONGEREN, O.F.R. **Data analysis in community and landscape ecology.** 2nd ed., Cambridge, Cambridge Univ. Press, 1995.

KEANE, R.M.; CRAWLEY, M. J. Exotic plant invasions and the enemy release hypothesis. *Trends in Ecology and Evolution*, v. 17, n. 4, p. 164–170, 2002.

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

KLIEMANN, B. C. K.; DELARIVA, R. L.; AMORIM, J. P. A.; RIBEIRO, C. S.; SILVA, B.; SILVEIRA, R. V.; RAMOS, I. P. 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. **Ictiofauna silvestre como bioindicadora de influências de uma piscicultura em tanques-rede: ecologia trófica e histofisiologia.** 93 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas – Zoologia) – Instituto de Biociências de Botucatu, Universidade Estadual Paulista. 93 p., 2018.

LEÃO, T. C. C.; ALMEIDA, W. R.; DECHOUM, M.; ZILLER, S. R. **Espécies exóticas invasoras no nordeste do Brasil:** contextualização, manejo e políticas públicas. CEPAN: Instituto Hórus, Recife, 101 p., 2011.

LEÃO, M. S. L.; JUSTO, M. C. N.; BUENO, G. W.; COHEN, S. C.; SÃO CLEMENTE, S. C. Parasitism by Monogenoidea in *Piaractus mesopotamicus* (Characiformes, Characidae) cultivated in Paraná River (Brazil). *Brazilian Journal of Biology*, v. 77, n. 4, p. 787-793, 2017.

LEVEQUE, C. Out of Africa: The success story of tilapias. *Environmental Biology of Fishes*, 64: 461-464, 2002.

LEVENE, H. **Robust Tests for Equality of Variances.** In: Olkins, I.; Ghurye, S. G.; Hoeffding, W.; Madow, W. G.; Mann, H. B. (Eds.), *Contributions to Probability and Statistics*, p. 278-292, 1960. Stanford University Press: Stanford, CA.

LIMA, L. B.; OLIVEIRA, F. J. M.; GIACOMINI, H. C.; LIMA-JUNIOR, D. P. Expansion of aquaculture parks and the increasing risk of non-native species invasions in Brazil. *Reviews in Aquaculture*, v. 10, p. 111-122, 2018.

LOLIS, A. A.; ANDRIAN, I. F. Alimentação de *Pimelodus maculatus* Lacépède, 1803 (Siluriformes: Pimelodidae), na planície de inundação do alto rio Paraná, Brasil. *Boletim Instituto de Pesca*, v. 23, p. 187-202, 1996.

LOVELL, R. T. Nutrition of aquaculture species. **Journal of Animal Science**, v. 69, p. 4193–4200, 1991.

LOWRY, O. H., ROSENBROUGH, N. J., FARR, A. L., RANDALL, R. J. Protein measurement with the Folin phenol reagent. **Journal of Biological Chemistry**, v. 193, p. 265-275, 1951.

MacARTHUR, R. H.; PIANKA, E. R. On optimal use of a patchy environment. *American Naturalist*, v. 100, p. 603-609, 1966.

MACK, R. N.; SIMBERLOFF, D.; LONSDALE, W. M.; EVANS, H.; CLOUT, M.; BAZZAZ, F. A. Biotic invasions: causes, epidemiology, global consequences, and control. **Ecological Applications**, v. 10, n. 3, p. 689-710, 2000.

MANLY, B. F. J. **Multivariate statistical methods: a primer**. 2nd ed., London, Chapman; Hall, 1994.

MARCUSSO, P. F.; ETO, S. F.; CLAUDIANO, G. S.; VIEIRA, F. C. F.; SALVADOR, R.; MORAES, J. R. E.; MORAES, F. R. Isolamento de *Streptococcus agalactiae* em diferentes órgãos de Tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*) criadas em tanques-rede. **Bioscience Journal**, v. 31, n. 2, p. 549-554, 2015.

MARTINEZ, C. B. R.; AZEVEDO, F.; WINKALER, E. U. **Toxicidade e efeitos da amônia em peixes neotropicais**. In: Cyrino, J. E. P.; URBINATI, E. C. (Org.). Tópicos Especiais em Biologia Aquática e Aquicultura. Jaboticabal – SP: Sociedade Brasileira de Aquicultura e Biologia Aquática, p. 81 – 95, 2006.

MARTINO, R. C. Exigência e cuidados na adição de lipídeos em rações para peixes e a sua importância para o homem. **Revista Panorama de Aquicultura**, v.13. 58-70. 2003.

MARTINS, M. L.; AZEVEDO T. M. P.; GHIRALDELLI L.; BERNARDI N. Can the parasitic fauna on Nile tilapias be affected by different production systems? **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 82, p. 493-500, 2010.

MARTINS M. L.; CARDOSO, L.; MARCHIORI, N.; PÁDUA, S. B. Protozoan infections in farmed fish from Brazil: diagnosis and pathogenesis. **Brazilian journal of Veterinary Parasitology**, v. 24, n. 1, p. 1-20, 2015.

MASSRESHA, E.; MATEOS, H.; LEWANDOWSKI, P.; ZEWDUE, A. Proximate Composition and Fatty Acid Content of Commercially Important Fish Species from Ethiopian Lakes: A Review. **World Journal of Food Science and Technology**, v.1, p. 105-114, 2017.

MATTIUCCI, S.; D'AMELIO, S. Anisakiasis. In: Bruschi, F. (Ed.). **Helminth Infections and their Impact on Global Public Health**. 1.ed. [s.l]: Springer Vienna. 502 p., 2014.

MEURER, F.; HAYASHI, C.; BOSCOLO, W. R.; SOARES, C. M. Lipídeos na Alimentação de Alevinos Revertidos de Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*, L.). **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 31, p. 566-573, 2002.

MILLIGAN, C. L.; GIRARD, S. S. Lactate metabolism in rainbow trout. **Journal of Experimental Biology**, v. 180, p.175-193, 1993.

MILLWARD, D.J. The nutritional regulation of muscle growth and protein turnover. **Aquaculture**, The Netherlands, v.79 p.1-58, 1989.

MIKA, S.; RÄTSCH, G.; WESTON, J.; SCHÖLKOPF, B.; MÜLLER, K. R. **Fisher discriminant analysis with kernels**. 8 p., 1999. In: *Neural Networks for Signal Processing - Proceedings of the IEEE Workshop* (pp. 41-48). Piscataway, NJ, United States: IEEE.

MONTANHER, P. F.; COSTA E SILVA, B.; BONAFÉ, E. G.; CARBONERA, F.; SANTOS, H. M. C.; LIMA FIGUEIREDO, I.; MARUYAMA, S. A.; MATSUSHITA, M.; VISENTAINER, J. V. Effects of diet supplementation with chia (*Salvia hispânica* L.) oil and natural antioxidant extract on the omega-3 content and antioxidant capacity of Nile tilapia filets. **European Journal of Lipid Science and Technology**, v. 118, p. 698–707, 2016.

MORO, G. V.; RODRIGUES, A. P. O. Rações para organismos aquáticos: tipos e formas de processamento. Palmas: Documentos/Embrapa Pesca e Aquicultura, cap. 14, 32 p., 2015.

MUGNAI, R.; NESSIMIAN, J.L.; BAPTISTA, D.F. **Manual de identificação de macroinvertebrados aquáticos do Estado do Rio de Janeiro**. Rio de Janeiro: Technical Books, 174p., 2010.

NABIRYE, H.; MWEBAZA-NDAWULA, L.; BUGENYI, F. W. B.; JONES, F. 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.

NAVARRO, R. D.; NAVARRO, F. K. S. P.; RIBEIRO FILHO, O. P.; FERREIRA, W. M.; PEREIRA, M. M.; SEIXAS FILHO, J. T. Quality of polyunsaturated fatty acids in Nile tilapias (*Oreochromis niloticus*) fed with vitamin E supplementation. **Food Chemistry**, 134, 215–218, 2012.

NELSON, D. L., COX, M. M. **Princípios de bioquímica de Lehninger**. Artmed Editora, 2014.

NILAKARAWASAM, N. **Ecological studies on the parasites of *Etroplus suratensis* (Bloch) (Pisces: Cichlidae) with special reference to *Enterogyrus* spp. (Monogenea: Ancyrocepiialinae)**. 440 f. Thesis (Doctorado of Philosophy). University of Stirling, 1993.

NJIRU, M.; OKEYO-OWUOR, J. B.; MUCHIRI, M.; COWX, I. G. Shifts in the food of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.) in Lake Victoria, Kenya. **African Journal of Ecology**, v. 42, p. 163-170, 2004.

NOBILE, A. B.; ZANATTA, A. S.; BRANDÃO, H.; ZICA, E. O. P.; LIMA, F. P.; FREITAS-SOUZA, D.; CARVALHO, E. D.; SILVA, R. J.; RAMOS, I. P. Cage fish farm act as a source of changes in the fish community of a Neotropical reservoir. **Aquaculture**, v. 495, p. 780–785, 2018.

NOVAES, J. L. C.; CARVALHO, E. D. Reproduction, food dynamics and exploitation level of *Oreochromis niloticus* (Perciformes: Cichlidae) from artisanal fisheries in Barra Bonita Reservoir, Brazil. **Revista de Biologia Tropical**, v. 60, n. 2, p. 721-734, 2012.

O'DONOGHUE, P. **Protistan parasites and Myxozoa**. In: Marine parasitology: protistan biodiversity. CSIRO Publishing, Melbourne, p.11–17, 2005.

OGAWA, M., MAIA, E. L. Manual de pesca: Ciência e tecnologia do pescado. Livraria varela: São Paulo, v. 1, p. 191-199, 1999.

OKSANEN, J.; BLANCHET, F. G.; FRIENDLY, M.; KINDT, R.; LEGENDRE, P.; McGLINN, D.; MINCHIN, P. R.; O'HARA, R. B.; SIMPSON, G. L.; SOLYMOS, P.; HENRY, M.; STEVENS, H.; SZOECs, E., WAGNER, H. Community Ecology Package: Vegan. 2013. Disponível em: <https://cran.r-project.org>, <https://github.com/vegandevs/vegan>. Acesso em 22 nov 2018.

OLDEN, J. D.; POFF, N. L. Toward a mechanistic understanding and prediction of biotic homogenization. *The American Naturalist*, v. 162, p. 442–460, 2003.

OLIVEIRA, S. R. S.; SOUZA, D. B. P.; ALMEIDA, Z. S.; CARVALHO-NETA, R. N. F. Lesões histopatológicas como biomarcadores de contaminação aquática em *Oreochromis niloticus* (Osteichthyes, Cichlidae) de uma área protegida no maranhão. **Revista Brasileira de Engenharia da pesca**, v. 9, n. 1, p. 12-16, 2016.

ORTEGA, J. C. G.; JÚLIO Jr., H. F.; GOMES, L. C.; AGOSTINHO, A. A. Fish farming as the main driver of fish introductions in neotropical reservoirs. **Hydrobiologia**, v.746, p.147–158, 2015.

OSO, J. A.; AYODELE, I. A.; FAGBUARO, O. Food and Feeding Habits of *Oreochromis niloticus* (L.) and *Sarotherodon galilaeus* (L.) in a Tropical Reservoir. **World Journal of Zoology**, v. 1, n. 2, p. 118-121, 2006.

OSTRENSKI, A.; BOERGER, W. **Piscicultura: Fundamentos e Técnicas de Manejo**. Rio Grande do Sul, Agropecuária Ltda: Guaíba, 211 p., 1998.

PARRISH, L. Determination of total lipid, lipid classes and fatty acids in aquatic samples. **Lipids in freshwater**. v. 37, p. 4-12, 1999.

PÁDUA, S. B.; ISHIKAWA, M. M.; VENTURA, A. S.; JERÔNIMO, G. T.; MARTINS, M. L.; TAVARES, L. E. R. Brazilian Catfish Parasitized by *Epistylis* sp. (Ciliophora, Epistylididae), with Description of Parasite Intensity Score. **Parasitology Reserch**, v. 112, n. 1, p. 443-446, 2013.

PAGLIARINI, C. D.; FRANCESCHINI, L.; RIBEIRO, C. S.; DELARIVA, R. L.; AMORIM, J. P. A.; RAMOS, I. P. *Dolops carvalhoi* as a vector of *Epistylis* sp. between cultivated and wild specimens of *Oreochromis niloticus* in Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, *in press*. (Artigo em anexo).

PANTOJA, W. M. F.; NEVES, L. R.; DIAS, M. K. R.; MARINHO, R. G. B.; MONTAGNER, D.; DIAS, M. T. Protozoan and metazoan parasites of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. **Revista MVZ Córdoba**, v. 17, p. 2812–2819, 2012.

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. coroizatus* n. sp, stomach parasites of cichlids in West Africa. **Systematic Parasitology**, v. 20, p. 211-220, 1991.

PAVANELLI, G. C.; EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R. M. **Doenças de Peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento**. Maringá: Eduem, 3ª ed. 311 p., 2008.

PELICICE; F. M.; AZEVEDO-SANTOS, V. M.; VITULE, J. R. S.; ORSI, M. L.; LIMA JUNIOR, D. P.; MAGALHÃES, A. L. B.; POMPEU, P. S.; PETRERE JUNIOR, M.; ANGELO A AGOSTINHO, A. A. Neotropical freshwater fishes imperilled by unsustainable policies. **Fish and Fisheries**, p. 1-15, 2017.

PETHYBRIDGE, H. R., CHOY, C. A., POLOVINA, J. J., FULTON, E. A. Improving marine ecosystem models with biochemical tracers. **Annual review of marine Science**. v. 10, 2018.

PEZZATO, L. E.; BARROS, M. M.; FRACALOSSO, D. M.; CYRINO, J. E. P. **Nutrição de peixes**. In: CYRINO, J. E. P.; URBINATI, E. C.; FRACALOSSO, D. M.; CASTAGNOLLI, N. Tópicos especiais em piscicultura de água doce intensiva. **Sociedade Brasileira de Aquicultura e Biologia Aquática**, p. 5–169, 2004.

PIANKA, E. R. The structure of lizard communities. *Annual review of ecology, evolution, and systematics*, v.4, p.53–74, 1973.

PINTO, H.; MATI, V. L. T.; MELO, A. L. Metacercarial infection of wild Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) from Brazil. **The Scientific World Journal**, v. 1, p. 1-7, 2014.

QIANG, J.; BAO, J. W.; HE, J.; TAO, Y. F.; HABTE-TSION, H. M.; XU, P. Growth, biochemical, fatty acid composition, and mRNA levels of hepatic enzymes in genetically improved farmed tilapia (GIFT, *Oreochromis niloticus*) (Linnaeus, 1758) at different stocking densities. **Journal of Applied Ichthyology**, v. 33, p. 757–766, 2017.

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, n. 3, p. 245-252, 2008.

RAMOS, I. P.; BRANDÃO, H.; ZANATTA, A. S.; ZICA, E. O. P.; SILVA, R. J Da; REZENDE-AYROZA, D.M.M De; CARVALHO, E.D. 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., FRANCESCHINI, L., ZICA, É. O. P., CARVALHO, E. D., SILVA, R. J. 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, Brazil. **Journal of Helminthology**, v. 88, p. 342–348, 2013.

RANZANI-PAIVA; M. J. T; TAKEMOTO, R. M.; LIZAMA, M. A. P. **Sanidade de organismos aquáticos**. São Paulo: Livraria varela, 426 p., 2004.

RASOARAHONA, J. R. E.; BARNATHAN, G.; BIANCHINI, J. P.; GAYDOU, E. M. Influence of season on the lipid content and fatty acid profiles of three tilapia species (*Oreochromis niloticus*, *O. macrochir* and *Tilapia rendalli*) from Madagascar. **Food Chemistry**, v. 91, p. 683–694, 2005.

R DEVELOPMENT CORE TEAM. R: **A language and environment for statistical computing**. *Epi info* [online]. Vienna, Austria, 2011 [cited 2018 Aug 21]. R Foundation for Statistical Computing. Available from: <https://www.gbif.org/tool/81287/r-a-language-and-environment-for-statistical-computing>.

REIS, R. L. G. **Dieta de Duas Espécies de Peixes da Família Cichlidae (Actinopterygii – Perciformes) na região do Aproveitamento Elétrico De Estreito: Rio Tocantins, Ma.** 43 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas, A/C: Zoologia). Universidade Estadual de Feira de Santana, 43 p., 2014.

RIBEIRO, C. S. **Avaliação do crescimento e reservas energéticas da tilápia (*Oreochromis niloticus*) alimentadas com dieta suplementada com *Kluyveromyces marxianus*.** 92.f. Dissertação (Mestrado em biotecnologia). Universidade de Mogi das Cruzes, 92.p, 2008.

RIBEIRO, N. C. R. **Ecologia trófica de *Plagiacion squamosissimus* (Perciformes: Sciaenidae) em um trecho da bacia do rio machado, Rondônia, Brasil.** 46 f. Monografia (Bacharelado em Engenharia da Pesca). 46 p., 2016.

RIPLEY, B.; VENABLES, B.; BATES, D. M.; HORNIK, K.; GEBHARDT, A.; FIRTH, D. **Support Functions and Datasets for Venables and Ripley's MASS.** *Epi info* [online] 2018. Available from: <http://www.stats.ox.ac.uk/pub/MASS4/>. Acesso em: 22 nov 2018.

SAEED, S. M. Impact of environmental parameters on fish condition and quality in Lake Edku, Egypt, **Egyptian Journal of Aquatic Biology and Fisheries**, v. 17, n.1, p. 101–112, 2013.

SAMPAIO, A. B.; SCHMIDT, I. B. Espécies exóticas invasoras em unidades de conservação federais do Brasil. **Biodiversidade Brasileira**, v. 3, n. 2, p. 32-49, 2013.

SANTOS, C. **Aquicultura e pesca: a mudança do modelo exploratório.** In: Manejo e sanidade de peixes em cultivo. TAVARES-DIAS, M. (Org.). Macapá: Embrapa, ed.1, capítulo 1, p. 13-32, 2009.

SCHOLZ, T.; BRAY, R. A.; KUCHTA, R.; REPOVÁ. Larvae of gyporhynchid cestodes (Cyclophyllidae) from fish: a review. *Foli Parasitologica*, v. 51, p. 131-152, 2004.

SCHULTER, E. P.; VIEIRA FILHO, J. E. R. **Evolução da piscicultura no Brasil: Diagnóstico e desenvolvimento da cadeia produtiva de Tilápia.** Texto para discussão / Instituto de Pesquisa Econômica Aplicada- Brasília. Rio de Janeiro: Ipea, 42 p., 2017.

SCIENCE FOR ENVIRONMENT POLICY. Future brief: sustainable aquaculture. 24 p., 2015. Disponível em: <https://aquaonlinebrasil.com/?ref=B12204257K>. Acesso em: 22 nov 2018.

SHEA, K.; CHESSON, P. Community ecology theory as a framework for biological invasions. **Trends in Ecology and Evolution**, v. 17, n. 4, p. 170-176, 2002.

SILVA, T. T. *Pimelodus maculatus* e *P. platycirris* (Siluriformes: Pimelodidae) no alto rio Paraná: caracterização morfológica, dieta e reprodução. 46 f. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Universidade Estadual Paulista, Centro de Aquicultura, Jaboticabal, 46 p., 2015.

SILVA, J. C.; GUBIANI, É. A.; NEVES, M. P.; DELARIVA, R. L. Coexisting small fish species in lotic neotropical environments: evidence of trophic niche differentiation. **Aquatic Ecology**, v.51, n.2, p.275-288, 2017.

SILVEIRA, U. S.; LOGATO, P.V.R.; PONTES, E. C. Utilização e metabolismo dos carboidratos em peixes. **Revista Eletrônica Nutritime**, v.6, p. 817-836, 2009.

SIMÕES, M. R.; RIBEIRO, C. F. A.; RIBEIRO, S. C. A.; Kil Jin PARK, K. J.; MURR, F. E. X. Composição físico-química, microbiológica e rendimento do filé de tilápia tailandesa (*Oreochromis niloticus*). **Ciências Tecnologia de Alimentos**, v. 27, p. 608-613, 2007.

SOLER, M. P. J. Sistema digestivo de los peces, camarones y su fisiología. In: SOLER-JARAMILLO, M. P.; RODRIGUEZ-GÓMEZ, H.; DAZA, P. V. Fundamentos en nutrición y alimentación en acuicultura, **Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura**, p. 23 – 52, 1996.

SOUZA, R. C. C.; CALAZANS, S. H.; SILVA, E. P. Impactos das espécies invasoras no ambiente aquático. **Ciência e Cultura**, São Paulo, v. 61, n. 1, p. 35-41, 2009.

SUTHARSHINY, S.; SIVASHANTHINI, K. Composição Próximo de Três Espécies de Peixes Scomberoides de Águas do Sri Lanka. **Revista Asiática de Nutrição Clínica**, v. 3, p. 103-111, 2011.

SUTILI, F. J.; GRESSLER, L. T.; PELEGRINI, L. F. V. *Clinostomum complanatum* (Trematode, Digenea): A parasite of birds and fishes with zoonotic potential in southern Brazil: A review. **Revista Brasileira de Higiene e Sanidade Animal**, v. 8, p. 99–114, 2014.

TEIXEIRA, R. N. G.; CORRÊA, R. O.; FARIA, M. T.; MEYER, G. **Piscicultura em tanques-rede**. Embrapa Amazônia Oriental. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, Coleção criar. 1 ed, 128 p., 2009.

TEOH, C. Y.; NG, W. K. The implications of substituting dietary fish oil with vegetable oils on the growth performance, fillet fatty acid profile and modulation of the fatty acid elongase, desaturase and oxidation activities of red hybrid tilapia, *Oreochromis* sp. **Aquaculture**, v. 465, p. 311–322, 2016.

TESFAHUM, 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, p. 43-47, 2018.

TOMASSETTI, P.; GENNARO, P.; LATTANZI, L.; MERCATALI, I.; PERSIA, E.; VANI, D.; PORRELLO, S. Benthic community response to sediment organic enrichment by Mediterranean fish farms: Case studies. **Aquaculture**, v.450, p.262-272, 2016.

TORCHIN, M. E; LAFFERTY, K. D; DOBSON, A. P; MCKENZIE, V. J, & KURIS A. M. Introduced species and their missing parasites. **Nature**, v. 421, p. 628-30, 2003.

TORCHIN, M. E.; MITCHELL, C. E. Pathogens, and Invasions by Plants and Animals. **Frontiers in Ecology Environmental**, v. 2, p. 183-190, 2004.

TSEGAY, T.; NATARAJAN, P.; ZELEALEM, T. Analysis of Diet and Biochemical Composition of Nile Tilapia (*O. niloticus*) from Tekeze Reservoir and Lake Hashenge, Ethiopia. *Journal of Fisheries and Livestock Production*, v. 4, p. 172, 2016.

TUKEY, J. W. **Exploratory Data Analysis**. Addison–Wesley, preliminary edition, 1970.

VELLUDO, M. R. **Ecologia trófica da comunidade de peixes do reservatório do Lobo (Broa), Brotas-Itirapina/SP, com ênfase à introdução recente da espécie alóctone *Cichla kelberi* (Perciformes, Cichlidae)**. 105 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Recursos Naturais) – Centro de Ciências Biológicas e da saúde, Universidade Federal de São Carlos, 105 p., 2007.

VERMEIJ, G. J. An agenda for invasion biology. **Biological Conservation**, v. 78, p. 3-9, 1996.

VIANNY, N.; RICHARD, O. O.; JACKSON, E.; FREDRICK, M.; DISMAS, M.; MARK, O.; LABAN, M.; SHAMIM, N.; SHARON, N. The responses of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) in Lake Wamala (Uganda) to changing climatic conditions. *Lakes and Reservoirs: Research and Management*, v. 20, p. 101–119, 2015.

VICENTE, I. S. T.; ALVES, C. E. Impact of introduced Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) on non-native aquatic ecosystems. **Pakistan Journal of Biological Sciences**, v. 16, p. 121-126, 2013.

VICENTE, I. S. T.; ELIAS, F.; ALVES, C. E. F. Perspectiva da produção de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) no Brasil. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 37, p. 392-398, 2014.

VIDOTTO-MAGNONI, A. P.; CARVALHO, E. D. Aquatic insects as the main food resource of fish the community in a Neotropical reservoir. **Neotropical Ichthyology**, v. 4, n. 4, p. 701-708, 2009.

WILLIAMS, H.; JONES, A. **Parasitic worms of fish**. London, Taylor & Francis, 1994.

WILLIAMSON, M. H.; FITTER, A. The characters of successful invaders. **Biological Conservation**, v. 78, p. 163-170, 1996.

WINEMILLER, K. O. **Food webs: integration of patterns and dynamics**. New York: GA Polis - Chapman and Hall, 1996.

ZAGANINE, R. L.; VIDOTTO-MAGNONI, A. P.; CARVALHO, E. D. Ontogenetic diet shifts of *Oreochromis niloticus* and *Tilapia rendalli* of the Barra Bonita reservoir (Tietê river, São Paulo State, Brazil). **Acta Scientiarum Biological Sciences**, Maringá, v. 34, n. 3, p. 255-262, 2012.

ZAGO, A. C.; FRANCESCHINI, F.; GARCIA, F.; SCHALCH, S. H. C.; GOZI, K. S.; SILVA, R. S. Ectoparasites of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in cage farming in a hydroelectric reservoir in Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v. 23, n. 2, p. 171-178, 2014.

ZANATTA, A. S.; RAMOS, I. P.; SILVA, R. J.; LANGEANI, F.; CARVALHO, E. D. Pisces, Siluriformes, Ictaluridae, *Ictalurus punctatus* (Rafinesque, 1818): First Record in Middle

Paranapanema River Reservoir, Aquaculture and Exotic Species Dispersion. **Check List – Journal of Species List and Distribution**, v.6, n.4, p.589-591, 2010.

YAKASAI, J. B.; YAKASAI, B. A.; FURURUWA, M. D.; AGHANWA, C. I. Effects of freezing period on the ph, crude protein and some essential minerals in catfish (*Clarias gariepinus*) and tilapia (*Oreochromis niloticus*) cultivated in Kaduna metropolis, Kaduna state, Nigeria. **International Journal of Scientific Research**, v. 7, p. 39-40, 2018.

YANG, Z. **Development of a gas chromatographic method for profiling neutral lipids in marine samples**. MSc Thesis, Memorial University of Newfoundland St. John's, Newfoundland, 1995.

YOU DIM, K. A.; MARTIN, A.; JOSEPH, J. A. Essential fatty acids and the brain: possible health implications. **International Journal of Developmental Neuroscience**, v. 18, p. 383–399, 2000.

YOUNIS, E. M.; AL-ASGAH, N. A.; ABDEL-WARITH, A. W. A.; AL-MUTAIRI, A. A. Seasonal variations in the body composition and bioaccumulation of heavy metals in Nile tilapia collected from drainage canals in Al-Ahsa, Saudi Arabia. **Saudi Journal of Biological Sciences**, v. 22, p. 443-447, 2015.

ANEXO

– *Artigo in press* –

CIBELE DIOGO PAGLIARINI; FRANCESCHINI, L.; RIBEIRO, C. S.; DELARIVA, R. L.; AMORIM, J. P. A.; RAMOS, I. P. *Dolops carvalhoi* as a vector of *Epistylis* sp. between cultivated and wild specimens of *Oreochromis niloticus* in Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, *in press*.

Dolops carvalhoi as a vector of *Epistylis* sp. between cultivated and wild specimens of *Oreochromis niloticus* in Brazil

Dolops carvalhoi como vetor de *Epistylis* sp. entre espécimes cultivados e silvestres de *Oreochromis niloticus* no Brasil

Cibele Diogo Pagliarini^{1*}; Lidiane Franceschini²; Cristiéle da Silva Ribeiro³; Rosilene Luciana Delariva⁴; João Paulo de Arruda Amorim⁴; Igor Paiva Ramos¹

¹ Laboratório de Ecologia de Peixes, Departamento de Biologia e Zootecnia, Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira, Universidade Estadual Paulista – UNESP, Ilha Solteira, SP, Brasil

² Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres, Departamento de Parasitologia, Instituto de Biociências de Botucatu, Universidade Estadual Paulista – UNESP, Botucatu, SP, Brasil

³ Laboratório de Fisiologia Animal, Departamento de Biologia e Zootecnia, Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira, Universidade Estadual Paulista – UNESP, Ilha Solteira, SP, Brasil

⁴ Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Estadual do Oeste do Paraná – UNIOESTE, Cascavel, PR, Brasil

Received September 25, 2018

Accepted November 27, 2018

Abstract

Epistylia has been characterized as an emergent disease which has a great impact on fish farms, especially on *Oreochromis niloticus* production systems. Although epidemiological important, information about the dispersion of these parasites and their mechanical vectors is scarce. The present study reported the cooccurrence of *Epistylis* sp. as an epibiont of *Dolops carvalhoi*, a parasitic crustacean of cultivated/wild specimens (from accidental release) of *O. niloticus* from a cage fish farm area in the Ilha Solteira Reservoir, Grande River, SP, Brazil. The co-occurrence of *Epistylis* sp. and *D. carvalhoi*, and their epibiont relationship registered in this study suppose that the *Epistylis* may use the crustaceans for dispersion and as mechanical vectors for the dissemination of diseases in wild and cultivated hosts. Moreover, exchange of parasites between wild and cultivated hosts is possible, considering both organisms (protozoan and argulid). Furthermore, the results of the present study demonstrate the need to monitor the areas adjacent to cage fish farms as a preventive measure for the dispersion of pathogens. This is the first report of epibiosis between *Epistylis* sp. and argulid parasites of cultivated and wild *O. niloticus*, contributing to knowledge about host-parasite specificity, geographical distribution, dispersion of etiological agents and epidemiology in aquaculture.

Keywords: Ciliates peritrichs, cage fish farm, epistylia, epibiont, mechanical vector.

Resumo

Epistilíase tem sido caracterizada como uma doença emergente de grande impacto nas pisciculturas, especialmente em sistemas de produção de *Oreochromis niloticus*. Embora seja importante epidemiologicamente, informações sobre a dispersão desses parasitas e seus vetores mecânicos são escassos. O presente estudo relata a coocorrência de *Epistylis* sp. como um epibionte de *Dolops carvalhoi*, um crustáceo parasita de espécimes cultivados e silvestres (de escapes acidentais) de *O. niloticus* em área de piscicultura de tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, Rio Grande, SP, Brasil. A coocorrência de *Epistylis* sp. e *D. carvalhoi*, e sua relação epibionte registrada neste estudo, supõem que *Epistylis* sp. possa utilizar os crustáceos para dispersão e como vetores mecânicos para a disseminação de doenças em hospedeiros silvestres e cultivados. Além disso, a troca de parasitas entre hospedeiros silvestres e cultivados é possível, considerando ambos os organismos (protozoários e argulídeos). Os resultados deste estudo, também demonstram a necessidade de monitorar as áreas adjacentes às pisciculturas como medida preventiva para a dispersão de patógenos. Este é o primeiro relato de epibiose entre *Epistylis* sp. e parasitas argulídeos de *O. niloticus* cultivados e silvestres, contribuindo para o conhecimento da especificidade parasitária do hospedeiro, distribuição geográfica, dispersão de agentes etiológicos e epidemiologia na aquicultura.

Palavras-chave: Ciliados peritríquios, piscicultura em tanques-rede, epistilíase, epibionte, vetor mecânico.

*Corresponding author: Cibele Diogo Pagliarini. Departamento de Biologia e Zootecnia, Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira, Universidade Estadual Paulista – UNESP, Rua Monção, 226, CEP 15385-000, Ilha Solteira, SP, Brasil. e-mail: cibelepagliari3@gmail.com



Sessile peritrich ciliates can colonize living substrates in an ecological relationship known as epibiosis. They are commonly found attached to a variety of organisms from marine, estuarine and freshwater environments such as plants, zooplanktonic invertebrates, larval stages of aquatic insects, fish, amphibians, reptiles, aquatic mollusks and crustaceans (free-living and parasites) (UTZ, 2007; PÁDUA et al., 2013; KÜHNER et al., 2016 and references therein).

The genus *Epistylis* Ehrenberg, 1830 (Ciliophora, Epistylididae) contains more than 120 described species of peritrichs. Besides being epibionts, these are emerging parasites that are commonly recorded in wild and cultivated fish (EIRAS et al., 2012; ZAGO et al., 2014; VALLADÃO et al., 2014; KÜHNER et al., 2016). Although important from an epidemiological perspective, informations about the dispersion of these parasites and their potential mechanical vectors in aquaculture system are scarce, there being a recent report for *Megaleporinus obtusidens* farmed in fish ponds from Southeast Brazil (PALA et al., 2018). In Brazil, epistyliasis has been characterized as an emergent disease which has a great impact on fish farms (MARTINS et al., 2015), especially on Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) production systems.

Oreochromis niloticus is one of the most widely cultivated fish species, and Brazil is the fourth largest global producer (PEIXEBR, 2018). Knowledge of the effects caused by the intensive fish farming may have on the environment is fundamental for the sustainability of aquatic ecosystems and for maintaining the efficiency of the production system, including sanitary management and prophylactic measures. While *O. niloticus* has been the subject of many studies due to its large commercial production and human consumption, some points remain unexplained, such as the environmental effects caused by the accidental release of individuals from farming systems, including host-parasite interactions and epidemiological aspects involving cultivated and wild host specimens.

The present study reported the occurrence of *Epistylis* sp. as an epibiont of *Dolops carvalhoi* Lemos de Castro (1949) (Crustacea, Argulidae), a parasitic crustacean of cultivated and wild specimens (from accidental release) of *O. niloticus* from a cage fish farm area in the Ilha Solteira Reservoir on the Grande River in the state of São Paulo, Brazil.

The collections were performed in a cage fish farm which breeds Nile tilapia (*O. niloticus*), located in the municipality of Santa Clara D'Oeste in the state of São Paulo, in the Can-Can tributary of the Ilha Solteira Reservoir, in the Grande River (50°55'59.65"W and 20°02'30.54"S). The region is considered the fifth largest hub of freshwater fish production in Brazil and has several cage fish farms (IBGE, 2016) and favorable conditions for assessing the environmental influences of this activity.

Two samples were taken, one during the rainy period (in December 2016) and one during the dry period (in July 2017). A total of 100 specimens of *O. niloticus* were collected during each sample, of which 50 specimens were taken from the cage fish farm (cultivated specimens) and 50 from the wild (from accidental releases), in area adjacent to the fish farm. Cultivated specimens were taken with the aid of a dip net, and wild specimens were collected using casting nets (meshes with 100 mm rate between nodes), in accordance to the License for the Collection of Zoological

Material (SISBio # 56809-1) and the Ethics Committee on use of animals (CEUA -protocol #01/2017).

The surfaces of the bodies of the fish were analyzed to search for ectoparasites and the presence of external macroscopic lesions. The specimens of *O. niloticus* were submitted to skin scraping to collect the mucus on slides, and the fresh slides were analyzed with the aid of an optic microscope to detect ciliates (EIRAS et al., 2006). The crustaceans were fixed and preserved in ethanol 70°, posteriorly mounted in Hoyer's medium, and photographed using a computerized image analysis system coupled to an optic microscope with differential interference contrast (DIC), and another linked to a microscope stereoscope (Leica Application Suite, V3; Leica Microsystems, Wetzlar, Germany).

Prevalence (P = expressed in percentage), mean intensity of infestation (MII) and mean abundance (MA) was calculated according to Bush et al. (1997). The mean intensity of infestation and mean abundance of *D. carvalhoi* parasitizing *O. niloticus* are expressed as means, followed by standard error and range (minimum – maximum) in parentheses. The criteria for characterizing the intensity of parasitism by *Epistylis* sp. in the analyzed fish was determined by the scores from 1 to 4 (PÁDUA et al., 2013), based on the presence and number of layers of zooids. Vouchers of the crustaceans associated with *Epistylis* sp. (epibiosis) were deposited in the Helminthological Collection of the Institute of Biosciences (CHIBB 8517–8520), São Paulo State University (UNESP), in the municipal region of Botucatu, in the state of São Paulo, Brazil.

Based on optic microscopy analysis, the morphology of the fresh zooids found in *D. carvalhoi* and on the skin of wild and cultivated *O. niloticus* corresponded to peritrichs belonging to *Epistylis* (Figure 1A-D). The zooids in both host conditions had a conical to elongated format, peduncle dichotomously branched and noncontractile (Figure 1C and D), macronucleus transverse and C-shaped, presence of one contractile vacuole in the apical portion of the zooid and the cytoplasm with numerous food vacuoles.

The identification of branchiurans corresponded to that proposed by Castro (1949) and Thatcher (2006). The specimens analyzed had a simple first maxilla, armed with claws; the basal plate of the second maxilla armed with three teeth (Figure 1C), abdominal lobes of medium length, compound eyes, the ventral surface of the carapace without spines, and the dorsal surface of the carapace with starry pigmented spots, with more intense pigmentation at the margin of the carapace.

The same prevalence of ciliates was observed on the skin of analyzed cultivated and wild fish (P = 76%). Of the cultivated parasitized fish (38 specimens), 7.9% were classified as score 4, in which the hosts had multifocal colonies with larger dimensions which were easily seen with a naked eye, and the rest were classified as between score 2 and 3, with moderate infection. Among the wild parasitized specimens (38 specimens), 5.3% were classified as score 4, and also had multifocal colonies of *Epistylis* sp., with larger dimensions and multiples lesions on the skin; 7.9% were within score 3, with small colonies observed with a naked eye, and the rest were score 2, with large amounts of zooids organized into colonies, observed with the aid of a microscope (PÁDUA et al., 2013).

In terms of infestation by *D. carvalhoi*, a total of 14 specimens (males and females) were found. Only one specimen of cultivated

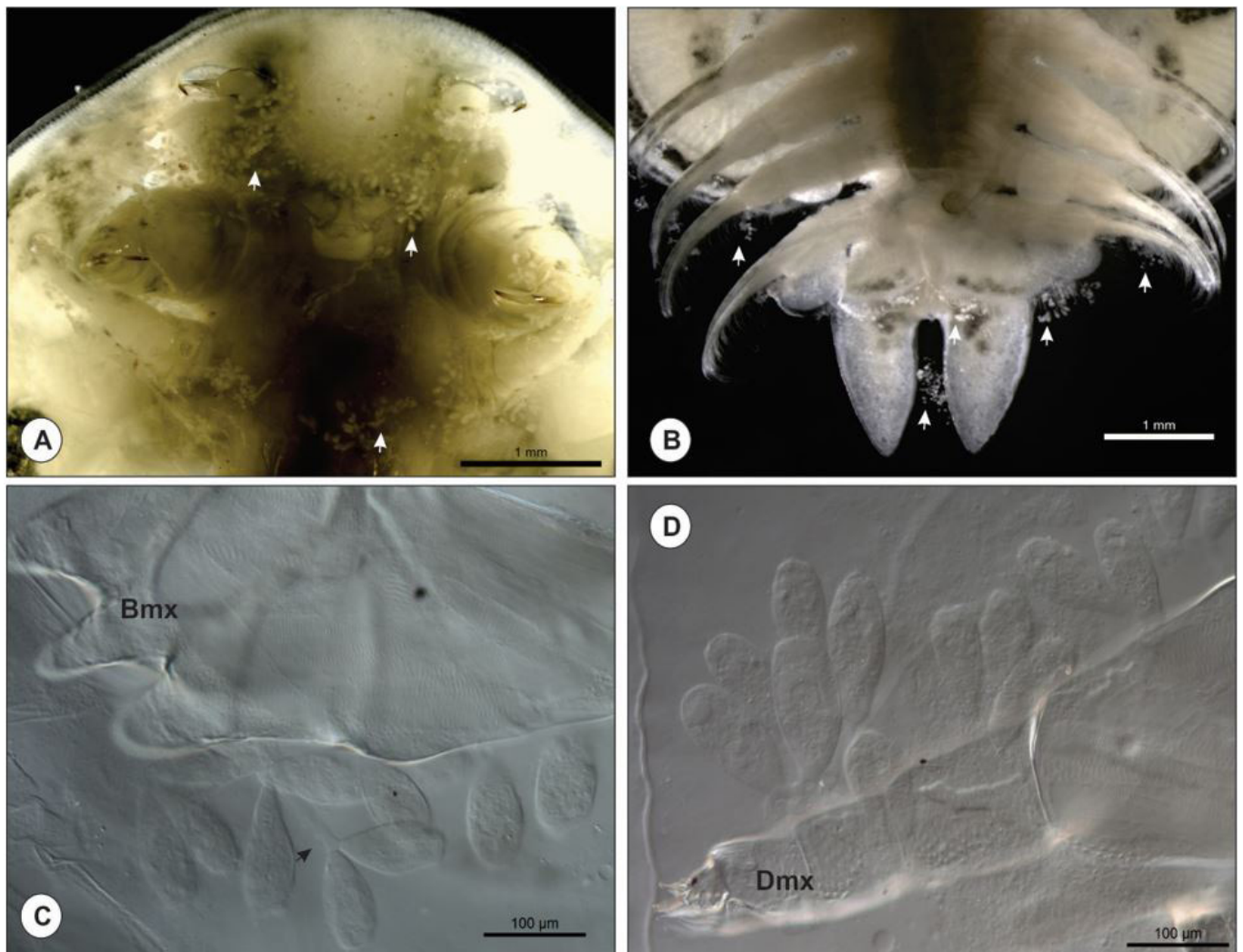


Figure 1. Zooids of epibiont *Epistylis* sp. (Ciliophora, Epistylididae) attached to *Dolops carvalhoi* (Crustacea, Branchiura), an ectoparasite of cultivated and wild *Oreochromis niloticus* (Perciformes, Cichlidae) from Ilha Solteira Reservoir, Grande River, in the state of São Paulo, Brazil. (A-B) Colonies of *Epistylis* sp. adhered to the body surface of *D. carvalhoi* (white arrows) (photographed with aid of stereomicroscope); (C-D) Photomicrographs of zooids of *Epistylis* sp. (C) at the basal plate (**Bmx**) (detail of a dichotomously branched peduncle - black arrow), and (D) at the distal end of the second maxilla (**Dmx**) of *D. carvalhoi*

O. niloticus (P = 2%) was parasitized by a single crustacean, while 10% of wild *O. niloticus* were parasitized by branchiurans (MII = 2.6 ± 0.98 [1-5]; AM = 0.26 ± 0.14 [0-5]). In three wild *O. niloticus* was observed the co-occurrence of *D. carvalhoi* associated with *Epistylis* sp. (epibiosis) and *Epistylis* sp. parasitizing the skin of hosts classified as scores 3 and 4 (PÁDUA et al., 2013). Colonies of zooids were observed in all the crustaceans collected from both cultivated and wild *O. niloticus*.

Under intensive cage fish farming conditions there is an increased discharge of nutrients into the aquatic environment (MONTANHINI & OSTRENSKY, 2015), which can lead to the proliferation of some parasites including ciliate protozoans (PÁDUA et al., 2016). The occurrence of epistylia in fish farms can be associated with low water quality, low oxygen concentration and improper handling such as high stock densities and incorrect feeding practices (EIRAS et al., 2012; PÁDUA et al., 2013; MARTINS et al., 2015; PÁDUA et al., 2016). Although *Epistylis*

does not directly invade the host cells, its can cause injury to the integument of fish, characterized by the presence of epithelial hyperplasia and hypertrophy, possibly caused by constant contact with the fish skin (VALLADÃO et al., 2014). Additionally, can occur secondary infection associated with the presence of bacteria on the peduncle, culminating in mortality and pathological changes (PÁDUA et al., 2013; MARTINS et al., 2015; PÁDUA et al., 2016), causing major losses in South American aquaculture.

Epibiosis studies on sessile peritrichs associated with crustacean parasites are scarce. *Epistylis* spp. have been described colonizing others parasitic crustaceans as *Lernaea bamimiana* (Hartman, 1870), *Lernaea cyprinacea* Linnaeus, 1758 (Copepoda, Ergasilidae) and *Dolops ranarum* (Stuhlmann, 1891) (Branchiura, Argulidae) from various fish hosts in South Africa (VAN AS & VILJOEN, 1984; FERNANDEZ-LEBORANS & TATO-PORTO, 2000). In Brazil, an epibiont relation was described between *Epistylis* sp. and some ectoparasitic crustaceans such as: *Amplexibranchius*

bryconis Thatcher & Paredes, 1985 (Copepoda, Ergasilidae), in *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1837) (Characiformes, Prochilodontidae) from the Peixe's River (ABDALLAH et al., 2011); *Ergasilus chelangulatus* Thatcher and Brasil-Sato, 2008 (Copepoda, Ergasilidae), in *Pimelodus maculatus* Lacépède, 1803 (Siluriformes, Pimelodidae) from the Veados River (AZEVEDO et al., 2014); *Argulus* sp. (Crustacea, Branchiura), in *Hoplias aimara* (Valenciennes, 1847) (Characiformes, Erythrinidae) from the Amazon Basin (CORRÊA et al., 2016). However, there is few information about epibiont associations involving cultivated species of vertebrate hosts (PALA et al., 2018).

Thirteen species are known to belong to *Dolops* most of which are endemic to the Neotropical region (South and Central America), except for two species found on other continents - *Dolops ranarum*, which is exclusively from Africa, and *D. tasmanianus* Fryer, 1969, which is found only in Tasmania (NEETHLING & AVENANT-OLDEWAGE, 2016; WoRMS, 2018). The occurrence of *D. carvalhoi* is recorded in 12 species of wild and cultivated Brazilian freshwater fishes (LUQUE et al., 2013), but there are few records of epibiont relationships involving peritrichs and parasitic argulids (CÔRREA et al., 2016; PALA et al., 2018).

Given the form of food intake and oral apparatus of the argulids (in *Dolops*, the first maxilla is prehensile and terminates in strong claws), their occurrence can cause an inflammatory reaction in the vicinity of the bite, changes to blood parameters and ulcerative lesions, favoring the development of secondary infections due to the penetration of fungi and bacteria (TAVARES-DIAS et al., 2007; PAVANELLI et al., 2008). They can also be associated with the dissemination of viral diseases in fish (OVERSTREET et al., 2009).

The ability of *Epistylis* spp. to colonize free-living (FERNANDEZ-LEBORANS & TATO-PORTO, 2000; AZEVEDO et al., 2014) and parasitic crustaceans (VAN AS & VILJOEN, 1984; FERNANDEZ-LEBORANS & TATO-PORTO, 2000; CORRÊA et al., 2016), allows the crustaceans to act as host reservoirs for these peritrichs, while *Epistylis* may use them for dispersion and as potential mechanical vectors for the dissemination of diseases in wild and cultivated hosts (EIRAS et al., 2012; PÁDUA et al., 2013; MARTINS et al., 2015). The co-occurrence of *Epistylis* sp. and *D. carvalhoi*, and their epibiont relationship registered in this study suppose that the exchange of parasites between wild and cultivated hosts is possible, considering both organisms (protozoan and argulid).

The development of aquaculture systems with proper handling results in fewer effects on water quality and prevent problems related to parasitism, and consequently economic losses and environmental damage. This is the first report of epibiosis between *Epistylis* sp. and argulid parasites of cultivated and wild *O. niloticus*, contributing to knowledge about host-parasite specificity, geographical distribution, dispersion of etiological agents and epidemiology in aquaculture. Furthermore, the results of the present study demonstrate the need to monitor the areas adjacent to fish farms as a preventive measure for the dispersion of pathogens.

Acknowledgements

We are grateful to Letícia de Oliveira Manoel, José Daniel Soler Garves and Aymar Orlandi Neto for logistical support in the collection of hosts and taxonomic suggestions. We also

thank Puro Peixe Fishery for permission to do the work, the Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres (LAPAS) and Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira (FEIS), São Paulo State University – UNESP for the use of laboratory facilities and logistics. The authors would like to thank CAPES (Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel), FAPESP (São Paulo Research Foundation) and CNPq (National Council for Scientific and Technological Development) for financial and scientific support (CNPq 443103/2014-3), and the post-graduate scholarships granted to C.D.P. (FAPESP process 2016/23468-6), L.F. (CAPES/PNPD 17/2016).

References

- Abdallah VD, Azevedo RKD, Silva RJD. First record of an epibiont protozoan *Epistylis* sp. (Ciliophora, Peritrichia) attached to *Amplexibranchius bryconis* Thatcher & Paredes, 1985 (Copepoda, Ergasilidae) from Peixe's River, state of São Paulo, Brazil. *Crustaceana* 2011; 84(9): 1139-1144. <http://dx.doi.org/10.1163/001121611X584352>.
- Azevedo RK, Brandão H, Abdallah VD, Silva RJ. First record of an epibiont protozoan *Epistylis* sp. (Ciliophora, Peritrichia) attached to *Ergasilus chelangulatus* (Ergasilidae) in Brazil. *Braz J Biol* 2014; 74(2): 460-463. <http://dx.doi.org/10.1590/1519-6984.10112>. PMID:25166331.
- Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM, Shostak AW. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *J Parasitol* 1997; 83(4): 575-583. <http://dx.doi.org/10.2307/3284227>. PMID:9267395.
- Castro AL. Contribuição ao conhecimento dos crustáceos argulídeos do Brasil (Branchiura: Argulidae) com descrição de uma nova espécie. *Bol Mus Nac* 1949; 93: 1-8.
- Corrêa LL, Oliveira MSB, Prestes L, Tavares-Dias M. First Record in Brazil of *Epistylis* sp. (Ciliophora) Adhered to *Argulus* sp. (Argulidae), a Parasite of *Hoplias aimara* (Erythrinidae). *Nat Resour* 2016; 7: 331-336.
- Eiras JC, Takemoto RM, Pavanelli GC. *Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes*. 2. ed. Maringá: Eduem; 2006.
- Eiras JC, Takemoto RM, Pavanelli GC, Luque JL. Checklist of Protozoan parasites of fishes from Brazil. *Zootaxa* 2012; 3221(3221): 1-25.
- Fernandez-Leborans G, Tato-Porto ML. A Review of the Species of Protozoan Epibionts on Crustaceans. I. Peritrich Ciliates. *Crustaceana* 2000; 73(6): 643-683. <http://dx.doi.org/10.1163/156854000504705>.
- Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística – IBGE. *Produção da pecuária municipal 2015. Epi info* [online]. Rio de Janeiro: IBGE; 2016 [cited 2018 Aug 28] Available from: https://biblioteca.ibge.gov.br/visualizacao/periodicos/84/ppm_2015_v43_br.pdf.
- Kühner S, Simão TLL, Safi LSL, Gazulha FB, Eizirik E, Utz LRP. *Epistylis portolegrensis* n. sp. (Ciliophora, Peritrichia): A New Freshwater Ciliate Species from Southern Brazil. *J Eukaryot Microbiol* 2016; 63(1): 93-99. <http://dx.doi.org/10.1111/jeu.12252>. PMID:26198754.
- Luque JL, Vieira FM, Takemoto RM, Pavanelli GC, Eiras JC. Checklist of Crustacea parasitizing fishes from Brazil. *Check List* 2013; 9(6): 1449-1470. <http://dx.doi.org/10.15560/9.6.1449>.
- Martins ML, Cardoso L, Marchiori N, Benites de Pádua S. Protozoan infections in farmed fish from Brazil: diagnosis and pathogenesis. *Rev Bras Parasitol Vet* 2015; 24(1): 1-20. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612015013>. PMID:25909248.

- Montanhini R No, Ostrensky A. Nutrient load estimation in the waste of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) reared in cages in tropical climate conditions. *Aquacult Res* 2015; 46(6): 1309-1322. <http://dx.doi.org/10.1111/are.12280>.
- Neethling LAM, Avenant-Oldewage A. Branchiura - A compendium of the geographical distribution and a summary of their biology. *Crustaceana* 2016; 89(11-12): 1243-1446. <http://dx.doi.org/10.1163/15685403-00003597>.
- Overstreet RM, Jovonovich J, Ma H. Parasitic crustaceans as vectors of viruses, with an emphasis on three penaeid viruses. *Integr Comp Biol* 2009; 49(2): 127-141. <http://dx.doi.org/10.1093/icb/icp033>. PMID:21669853.
- Pádua SB, Ishikawa MM, Ventura AS, Jerônimo GT, Martins ML, Tavares LE. Brazilian catfish parasitized by *Epistylis* sp. (Ciliophora, Epistylididae), with description of parasite intensity score. *Parasitol Res* 2013; 112(1): 443-446. <http://dx.doi.org/10.1007/s00436-012-3069-5>. PMID:22890898.
- Pádua SB, Martins ML, Valladão GMR, Utz L, Zara FJ, Ishikawa MM, et al. Host-parasite relationship during *Epistylis* sp. (Ciliophora: Epistylididae) infestation in farmed cichlid and pimelodid fish. *Pesqui Agropecu Bras* 2016; 51(5): 520-526. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-204X2016000500012>.
- Pala G, Farias THV, Alves LO, Pilarski F, Hoppe EGL. Association of *Epistylis* spp. (Ciliophora: Peritrichia) with parasitic crustaceans in farmed piava *Megaleporinus obtusidens* (Characiformes: Anostomidae). *Rev Bras Parasitol Vet* 2018; 27(3): 348-353. PMID:30183996.
- Pavanelli GC, Eiras JC, Takemoto RM. *Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento*. 3. ed. Maringá: Eduem; 2008.
- Peixe BR. *Anuário Peixe BR da Piscicultura 2018. Epi info* [online]. São Paulo: Peixe Br; 2018 [cited 2018 Aug 28]. Available from: <https://www.peixebr.com.br/anuario2018/>.
- Tavares-Dias M, Moraes FR, Onaka EM, Rezende PCB. Changes in blood parameters of hybrid tambacu fish parasitized by *Dolops carvalhoi* (Crustacea, Branchiura), a fish louse. *Vet Arb* 2007; 77(4): 355-363.
- Thatcher VE. *Amazon Fish Parasites*. 2nd ed. Moscow: Pensoft; 2006.
- Utz LRP. First record of *Epistylis plicatilis* (Ciliophora: Peritrichia) attached to *Pomacea canaliculata* (Mollusca: Gastropoda) in Southern Brazil. *Zootaxa* 2007; 1454(1): 49-57.
- Valladão GMR, Levy-Pereira N, Viadanna PHO, Gallani SU, Farias THV, Pilarski F. Haematology and histopathology of Nile tilapia parasitised by *Epistylis* sp., an emerging pathogen in South America. *Bull Eur Assoc Fish Pathol* 2014; 35(1): 14-20.
- Van As JG, Viljoen S. A taxonomic study of sessile peritrichs (Ciliophora: Peritricha) associated with crustacean fish ectoparasites in South Africa, South African. *S Afr J Zool* 1984; 19(4): 275-279. <http://dx.doi.org/10.1080/02541858.1984.11447893>.
- World Register of Marine Species – WoRMS. *Epi info* [online]. 2018 [cited 2018 Aug 28]. Available from: <http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&cid=347079>
- Zago AC, Franceschini L, Garcia F, Schalch SHC, Gozi KS, Silva RJ. Ectoparasites of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in cage farming in a hydroelectric reservoir in Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet* 2014; 23(2): 171-178. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612014041>. PMID:25054495.