

UNIVERSIDADE SANTO AMARO
Mestrado em Saúde Única

Ágatha de Almeida Ferreira

**Checklists de Parasitas de Piranhas (Serrasalminae:
Characiformes) e seus potenciais grupos zoonóticos em
território nacional e no Reservatório Guarapiranga.**

São Paulo
2024

Ágatha de Almeida Ferreira

**Checklists de Parasitas de Piranhas (Serrasalminae:
Characiformes) e seus potenciais grupos zoonóticos em
território nacional e no Reservatório Guarapiranga.**

Dissertação apresentada ao
Programa de Pós-Graduação *Stricto
Sensu* da Universidade Santo
Amaro – UNISA, como requisito
parcial para obtenção do título de
Mestre em Saúde Única.

Orientador: Prof. Dr. Guilherme José
da Costa Silva

São Paulo

2024

F439c Ferreira, Ágatha de Almeida.

Checklists de parasitas de piranhas (Serrasalminae: Characiformes) e seus potenciais grupos zoonóticos em território nacional e no Reservatório Guarapiranga / Ágatha de Almeida Ferreira. – São Paulo, 2024.

72 p. : il., color.

Orientadora: Guilherme José da Costa Silva.

Dissertação. (Mestrado em Saúde Única) - Universidade Santo Amaro, 2024.
Bibliografia incluída.

1. Piranha. 2. Parasitofauna. 3. Potencial zoonótico. I. Silva, Guilherme José da Costa, orient. II. Universidade Santo Amaro. III. Título.

CDD 571.97

Ágatha de Almeida Ferreira

**Checklists de Parasitas de Piranhas (Serrasalminae:
Characiformes) e seus potenciais grupos zoonóticos em
território nacional e no Reservatório Guarapiranga.**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação *Stricto Sensu* da
Universidade Santo Amaro – UNISA, como requisito parcial para obtenção do
título de Mestre em Saúde Única.

Orientador: Prof. Dr. Guilherme José da Costa Silva

São Paulo de janeiro de 2024

Banca examinadora

Prof(a). Dr(a).

Prof(a). Dr(a).

Prof(a). Dr(a).

Conceito Final: _____

Dedico este trabalho a minha família e a ciência, vocês são a razão de eu chegar
aonde estou.

Agradecimentos

Acredito em muitas coisas, uma delas é que eu deva agradecer acima de tudo á mim, por eu ter sido em dois anos a coisa que eu mais acreditei. Me vi ganhar todo o amadurecimento, responsabilidade, autoestima que eu acredito merecer ter e exercer. Tudo foi consequência dos diversos desafios vividos nestes dois anos, dados tanto pela pós graduação como pela vida.

Agradeço essencialmente ao meu orientador por ter me dado a chance de adentrar esta aventura onde tentamos em tudo ver algo positivo e útil, apoiado complementarmente por todos os professores que eu pude conviver e aprender neste período, levo daqui ensinamentos acadêmicos e de vida também.

Agradeço de todo meu coração e espírito a minha família, que sem me surpreender, como sempre estiveram ao meu lado durante as risadas e lágrimas, literalmente na saúde e na doença. Em especial agradeço ao meu noivo Gabriel Soares, por me manter acreditando em mim e nas fases da vida que temos que passar, sem ele eu não teria encerrado esta fase sendo uma nova versão minha e uma versão da qual me orgulho muito. Agradeço minha mãe Rosely Rosa por ter se mantido forte nos momentos onde eu achava que não conseguiria me manter firme, ela foi fortaleza por nós duas e me fez redescobrir o quanto ela é valente e de onde eu herdei isso. Agradeço a meu pai por sempre aparecer e me lembrar que pra tudo se há um jeito e que eu não estou e nunca estive sozinha, não apenas nessa jornada, mas também em todas as demais. Em suma agradeço aos três simultaneamente por darem sentido a frase “Não se faz Ciência Sozinho”, vocês fizeram comigo!

Aos meus colegas de laboratório, agradeço por terem tornado por diversas vezes tudo mais leve, com gargalhadas, choro compartilhado e compreendido, desejo o melhor a cada um de vocês, por tudo o que trocamos e descobrimos juntos.

A UNISA e seus funcionários, agradeço por poderem me proporcionar a sensação de ter um segundo lar, sempre sonhei estar aqui e foi um presente

gigantesco voltar após a graduação e continuar minha história em um lugar onde vivi grandiosos momentos da minha vida.

A CAPES, obrigada não só pelo apoio financeiro ao trabalho, mas também por me fornecer a chance de investir no meu presente, mas também no meu futuro.

A toda equipe da UNESP de Botucatu, não tenho palavras pra descrever a forma como eu fui recebida e tratada enquanto estive aí, em especial agradeço ao Professor Cláudio e ao Jeferson, que me acolheram na reta final do trabalho e me mostraram como é mágico se estar em um laboratório fazendo Ciência, algo que faz e ainda fará muita diferença no futuro do Brasil e do mundo.

Por fim agradeço por não mais apenas crer, por ter certeza.

Certamente sou muito abençoada, há quem olhe por mim.

RESUMO

A região Neotropical possui uma rica ictiofauna, distribuída em sua maioria nas grandes bacias hidrográficas da América do Sul, ocupando os mais diversos habitats com nichos específicos. Tal especificidade entra em desequilíbrio com atividades antrópicas como a piscicultura, que apesar de movimentar financeiramente o mercado e consumo de pescado, ocasiona o escape de espécies que se tornam invasoras, como é o caso da subfamília Serrasalminae, até então não presente em grandes reservatórios como o da Represa Guarapiranga. Essa invasão traz consigo um predador de topo de cadeia que acima de possibilitar um fluxo gênico e uma nova ecologia de cadeia, troca com a fauna ali já existente parasitas potenciais de doenças zoonóticas. A troca ou contaminação de parasitas em ambientes aquáticos ainda é um estudo com estatística subjetiva, uma vez que provavelmente há muito mais consequências nesta contaminação, assim como a extensão de sua ocorrência. Em vista disso, se faz necessário um maior incentivo a estudos da ictiofauna brasileira e, por esta razão, no presente trabalho, realizamos um checklist dos parasitas que ocorrem nas espécies de maior conhecimento da subfamília Serrasalminae, junto a um estudo prático através de coletas e análise de amostras de espécies, representantes desta subfamília, em um trecho da Fazenda Nutrify. No intuito de colaborar nos estudos parasitológicos relacionados aos peixes de água doce e ao seu potencial zoonótico, uma vez que, tais peixes contaminados quando consumidos por populações ribeirinhas, podem sair do cenário de uma rica fonte de proteína e subsistência, para um grave problema de saúde pública.

Palavras-chave: piranha; parasitofauna; potencial zoonótico.

ABSTRACT

The Neotropical region has a rich ichthyofauna, mostly distributed in the large hydrographic basins of South America, occupying the most diverse habitats with specific niches. Such specificity balances with anthropic activities such as fish farming, which despite financially moving the market and fish consumption, causes the escape of species that become invasive, as is the case of the subfamily Serrasalminae, until then not present in large reservoirs such as that of the Guarapiranga Dam. This invasion brings with it a top-of-chain predator that, in addition to enabling gene flow and a new chain ecology, exchanges potential parasites of zoonotic diseases with an already existing fauna there. The exchange or contamination of parasites in aquatic environments is still a study with subjective statistics, since there are probably many more consequences in this contamination, as well as the extent of its occurrence. In view of this, a greater incentive to studies of the Brazilian ichthyofauna is necessary and, for this reason, in the present work, we carry out a checklist of the parasites that occur in the species of greater knowledge of the subfamily Serrasalminae, together with a practical study through collections and analysis of de species, representatives of this subfamily, in a section of the Nutrify Farm. In order to collaborate in parasitological studies related to freshwater fish and their zoonotic potential, since such contaminated fish, when consumed by riverside receptors, can leave the scenario of a rich source of protein and subsistence, for a serious problem of public health.

Keywords: piranha; parasitofauna; zoonotic potential.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	11
1.1 Predadores vorazes.....	11
1.2 Distribuição de Serrasalminae.....	12
1.3 Ecologia das espécies.....	13
1.4 Diversidade de peixes neotropicais de água doce.....	14
1.5 Impactos sofridos pelos peixes de água doce.....	15
1.6 Parasitas de peixes de água doce.....	15
1.7 O represamento e o Reservatório Guarapiranga.....	17
1.8 Distribuição de Serrasalminae no Reservatório Guarapiranga.....	18
2. JUSTIFICATIVA	18
3. OBJETIVOS	19
3.1 Objetivos gerais.....	19
3.2 Objetivos específicos.....	19
4. MATERIAIS E MÉTODOS	19
4.1 Revisão.....	19
4.2 Área de estudo.....	20
4.3 Coletas.....	21
4.3.1 Coleta de material biológico.....	21
4.3.2 Coleta e triagem de ectoparasitas.....	23
4.4 Extração à identificação	
4.4.1 Extração de DNA total por Kit Comercial (DNA Pure Ink ® Thermo Fisher).....	24
4.4.2 Amplificação dos Segmentos de DNA.....	25
4.4.3 Procedimento em gel.....	25
4.4.4 Exosap.....	26
4.4.5 Sequenciamento de DNA pelo laboratório IBTEC.....	27
4.4.6 Precipitação da reação de sequenciamento com glicogênio.....	28
5. RESULTADOS	28
5.1 Checklist da parasitofauna de Piranhas baseado na literatura.....	28

5.1.2 Monitoramento da parasitofauna de piranhas do reservatório de Guarapiranga.....	32
5.1.3 Grupos parasitários encontrados nas coletas.....	32
5.1.4 Resultados do Sequenciamento.....	34
5.1.5 Chegando na identidade do parasita.....	35
6. DISCUSSÃO	36
6.1 Bioindicadores, Consequências do Parasitismo, Ciclo de Vida, Vias de Infecção e Potencial Zoonótico.....	36
6.1.1 Grupos levantados no Checklist.....	36
Monogenea.....	37
Crustacea.....	38
Nematoda.....	39
Digenea.....	40
Acanthocephala.....	40
Cestoda.....	41
Apicomplexa.....	41
6.1.2 Grupos de Parasitas da Guarapiranga.....	43
Considerações Finais	45
Referências	47
Material Complementar	62
Anexo A - Lista de Parasitas associados a Piranhas.....	62
Anexo B - Sequência da amostra amplificada P16 ₂	73

1. INTRODUÇÃO

1.1 Predadores vorazes

A subfamília Serrasalminae inclui as espécies de piranhas ou pirambebas, que formam um grupo de peixes com dieta, táticas de caça e comportamento distintos (POMPEU, 1999). Popularmente conhecidos como predadores mutiladores, esses peixes se alimentam principalmente de fragmentos de nadadeiras, escamas ou outras partes dos corpos de suas presas (OLIVEIRA et al., 2004).

Nos últimos anos tem-se observado um aumento nos registros de ataques direcionados a banhistas, tanto dentro como fora do território brasileiro, sendo fortemente relatado na mídia a partir, aproximadamente, de 2006. De dezembro de 2006 a fevereiro de 2007, foram cerca de 70 ataques causados por peixes da espécie *Pygocentrus nattereri* nas represas nos Rios: Mogi das Cruzes (Estado de São Paulo), Praia do Prata (Estado do Tocantins) e Lagoa do Portinho (Estado do Piauí). Entretanto, essa “novidade” remonta à década de 80, quando a Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado do Tocantins buscou reduzir o número de piranhas que estavam atacando banhistas e praticantes de esporte a vela (ARARIPE et al., 2008). O mesmo ocorreu em 2010 também no Tocantins, em uma área de “praia” às margens de um reservatório (UHLEM), desta vez pelas espécies *Serrasalmus rhombeus* e *Serrasalmus eigenman* (OLIVEIRA E SOUZA, 2012). Um dos episódios mais chocantes ocorreu em 2012 no Estado do Mato Grosso, no Rio Padre Inácio, onde dois banhistas à beira do afogamento foram atacados e posteriormente faleceram, o que até então não havia sido visto ou observado no comportamento das espécies do grupo (CAMPOS NETO; HADDAD JÚNIOR; VANRELL, 2012).

Mais recentemente, em 2021, seis ataques ocorreram no Rio São Francisco no Estado de Alagoas, pela espécie *Serrasalmus marginatus*. Os ferimentos foram nos pés como de costume, variando em relação à gravidade (G1 ALAGOAS, 2021). Novamente na Praia do Prata (TO) em 2022 18 ataques ocorreram em um único dia (G1 TOCANTINS, 2022). A razão dos ataques é explicada pela forma como estes acontecem, na maioria dos casos a região que sofre a mordida são os pés e seus dedos, quando ocorrem de forma individual

indicam um possível mecanismo de defesa territorial, já que quando a busca é por alimento os ataques são feitos em cardume (ARARIPE et al., 2008).

Os ataques comumente ocorrem nas margens de represas, com elevado fluxo turístico, disponibilidade de alimento ou em regiões próximas a ninhos das piranhas, onde banhistas pisam inadvertidamente. Dito isso, a invasão desses animais em locais onde naturalmente não ocupavam, não só é um risco potencial para o meio ambiente, mas também pode impactar de forma importante a economia local, sobretudo aquela ligada ao setor pesqueiro e turístico. Essa invasão já é reportada em sete bacias hidrográficas distintas (NAKAMURA, 2023).

A cultura popular e os meios de comunicação ajudam a alimentar a fama das piranhas como assassinos sanguinários, deixando em segundo plano o importante papel ecológico desses peixes, e sobretudo, os perigos associados à desequilíbrios ambientais que eles podem sinalizar. Peixes de topo de cadeia, como é o caso das piranhas, podem funcionar como bioindicadores ambientais por acumularem contaminantes e parasitas de estratos inferiores da cadeia trófica aquática (FILHO et al., 2016). Além disso, por se tratarem de animais que prosperam em ambientes lacustres artificiais, podem ser sinalizadores ambientais de ambientes aquáticos de grande importância para comunidades humanas, visto que esses reservatórios são amplamente utilizados para o turismo, a produção de pescado e a captação de água (MACIEL; SOARES; PRESTES, 2011).

1.2 Distribuição de Serrasalminae

A família Serrasalminidae é composta por peixes dulcícolas neotropicais, representada por 17 gêneros e 101 espécies. Dentro desta família, estão reunidos os Pacus, Tambaquis e Piranhas, sendo esse último um grupamento monofilético. Em 1915, Eigenmann reconhece Serrasalminae como uma subfamília, que atualmente reúne 37 espécies dentro de cinco gêneros, dentre estes as piranhas dos gêneros *Pygocentrus* e *Serrasalmus* com aproximadamente 21 espécies amplamente distribuídas na América do Sul (MATEUSSI, 2020).

Com o avanço de técnicas taxonômicas, o número de espécies do grupo vem sofrendo um incremento acentuado nos últimos anos, sugerindo que esse

número ainda se encontra defasado (BUCKUP; MENEZES; GHAZZI, 2007). Esse fato é apenas parte da problemática, visto que mesmo as espécies conhecidas são apenas superficialmente estudadas e podem estar sob risco de extinção sem que conheçamos características anatômicas, comportamentais e sobretudo interações ecológicas (BOHLKE; WEITZMAN; MENEZES, 1978).

A evolução histórica na identificação de peixes revela claramente distintas fases. Entre 1750 e 1866, a tarefa de identificação estava nas mãos de zoólogos europeus, focados principalmente em espécies de interesse comercial. Posteriormente, de 1866 a 1930, ictiólogos europeus e norte-americanos ampliaram seus esforços para identificar espécies de diferentes tamanhos. O período entre 1930 e os anos 80 marcou uma época de descobertas, à medida que novas espécies foram identificadas na América do Norte, América do Sul e Europa (BOHLKE; WEITZMAN; MENEZES, 1978).

A necessidade de investimento na área de taxonomia já era evidente nos anos 80. Nessa época, menos de 40% das espécies de peixes de água doce na América do Sul haviam sido descritas. Esse problema persiste até hoje, devido à escassez de conhecimento sobre essas espécies. Esse vácuo de conhecimento é agravado pelo fato de que espécies de piranhas como pertencentes a um grupo invasor podem se disseminar por diversos corpos d'água, representando uma ameaça potencial. A identificação dessas espécies, bem como a possível presença de parasitas zoonóticos na fauna, permanece pouco conhecida (SÉRGIO AGOSTINHO, C.; FERREIRA, H.; JR, J., 2002).

1.3 Ecologia das espécies

A análise da cadeia trófica dos peixes é um tema crucial pois, por meio dela, obtém-se uma compreensão aprofundada das interações entre a ictiofauna e os demais organismos presentes em um ecossistema aquático. Esse exame proporciona insights sobre a dinâmica das comunidades, incluindo aspectos como disponibilidade de alimento, habitat, comportamento e até mesmo as interações inter e intraespecíficas pela exploração dos recursos ambientais (BEVILAQUA et al., 2010).

A alimentação das espécies de peixes está intimamente ligada à disponibilidade e à competição por recursos alimentares, independentemente do grau de especialização. Além disso, as flutuações climáticas desempenham um papel significativo em sua evolução e comportamento (BEVILAQUA et al., 2010).

A maioria das piranhas é composta por predadores carnívoros/piscívoros que geralmente ocupam o topo da cadeia trófica em seus habitats. Sua dieta consiste principalmente em fragmentos, por elas mutilados, do corpo de suas presas. Durante os períodos de cheias dos rios, os habitats aquáticos interconectados oferecem oportunidades para a espécie buscar locais mais propícios (FERREIRA et al., 2014).

São peixes que possuem um porte médio (FERREIRA et al., 2014) e, nos locais que se estabelecem, costumam ser muito abundantes. De fácil captura, o que pode ser um dos fatores que possibilitou que as piranhas fossem um dos grupos mais estudados quanto a sua parasitofauna (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2010). Por outro lado, até o presente, foram realizados apenas estudos parasitológicos regionais. É nesse sentido que o presente trabalho se propõe a fazer um estudo sistemático sobre a parasitofauna associada a piranhas, servindo assim de guia comparativos na utilização desses animais como bioindicadores ambientais de água doce.

1.4 Diversidade de peixes neotropicais de água doce

A ictiofauna de água doce da região Neotropical compreende mais de 5.000 espécies já descritas (REIS et al., 2016) (MARCENIUK et al., 2011), entretanto este número certamente é subestimado visto que pouco se sabe sobre sua filogenia e aspectos ecológicos das espécies (MARCENIUK et al., 2011). Somente na América do Sul, há aproximadamente 3.000 espécies de peixes de água doce, (REIS et al., 2003), só no Brasil estima-se que haja cerca de 14% de todos os peixes do mundo (LEWINSHON E PRADO, 2005). Essa exuberante biodiversidade pode estar associada à presença de grandes bacias hidrográficas e a região biogeográfica em que se localiza o território. Cabe salientar que o número de espécies de peixe brasileiras é provavelmente muito maior do que o já catalogado (BUCKUP; MENEZES; GHAZZI, 2007) (REIS et al., 2016).

Na região Neotropical, a América do Sul, como possuidora da maior diversidade de peixes, os tem distribuídos nas bacias da Amazônia e do Paraná, com 1.500 a 5.000 e 600 espécies respectivamente e no Alto do Paraná só na região da bacia se estima cerca de 250 espécies. Recentemente, a análise de inventários de trechos de riachos e cabeceiras do Alto Paraná em São Paulo

indicam uma vasta diversidade com espécies, desde alóctones a exóticas, na qual 6 a 15% destas são novas descobertas (LANGGANI et al., 2007).

1.5 Impactos sofridos pelos peixes de água doce

A deterioração dos habitats e, como resultado, sua perda, emergiram como a causa primária da extinção de 4% a 10% da ictiofauna na América do Sul. Isso é principalmente resultado das mudanças no uso do solo, a construção de barragens e usinas hidrelétricas, a alocação de recursos hídricos para irrigação, processos de sedimentação, práticas de pesca predatória e o acelerado crescimento da urbanização (MIRANDA, 2012) (REIS et al., 2016). A conservação desses peixes e seus habitats continua a ser um desafio complexo e em constante evolução. Isso se deve, em grande parte, às alterações ambientais causadas por atividades humanas em rápida expansão. Essas mudanças estão diretamente vinculadas à demanda crescente de recursos naturais para atender a múltiplos setores, incluindo necessidades populacionais e da indústria alimentar. Nesse cenário, a escassez de saneamento básico em todo o continente sul-americano intensifica o problema (REIS et al., 2016).

Tais ações antrópicas que degradam os habitats aquáticos provêm do corte raso em florestas tropicais pra fins de pecuária e agricultura. Dentro desses processos, o que impacta drasticamente os sistemas de água doce são a erosão, o uso severo de fertilizantes, herbicidas e pesticidas. Já no caso das hidrelétricas, por exemplo, quando um rio é transformado em reservatório através de um represamento, as espécies reofílicas que existem ali são eliminadas e conseqüentemente as populações das demais espécies também declinam, além de afetar os ciclos sazonais de reprodução e alimentação ao se afetar o regime hidrológico do local, prejudicando a ecologia de peixes migratórios ou não migratórios, uma vez que se altera os níveis da água em relação a jusante da barragem (REIS et al., 2016).

1.6 Parasitas de peixes de água doce

A discussão sobre a diversidade da ictiofauna brasileira e seus corpos d'água contrasta com o limitado conhecimento sobre os parasitas que afetam esses peixes. Embora cada espécie de peixe neotropical de água doce possa hospedar um grupo específico de parasitas, o entendimento das parasitoses ainda é incipiente. Esse tipo de estudo torna-se ainda mais importante tendo em vista o aumento frequente de doenças devido ao crescimento da piscicultura

intensiva, particularmente na aquicultura. Essa atividade emergiu como um recurso econômico significativo no país, tornando os peixes de água doce uma valiosa commodity (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2010).

Os estudos sobre parasitas em peixes neotropicais são limitados devido à vasta biodiversidade da região. Portanto, é essencial selecionar um grupo de peixes que possua atributos biológicos ideais para funcionar como bioindicadores da saúde ambiental em relação à diversidade parasitária regional. Johnson e colaboradores (1993) elencaram critérios importantes para um bom “bioindicador”, incluindo fácil identificação, ampla distribuição, baixa mobilidade, longo ciclo de vida, abundância, facilidade de coleta, tamanho considerável e ecologia bem estudada. As piranhas se encaixam nesses critérios (FREITAS E SIQUEIRA-SOUZA, 2009) e, como carnívoras, têm a capacidade de acumular parasitas de níveis tróficos inferiores, tornando-as excelentes bioindicadoras ambientais.

Esses parasitas têm causado notáveis perdas na produção pesqueira, embora o prejuízo total ainda não esteja completamente quantificado. Além disso, esses parasitas podem infectar animais domésticos e, em alguns casos, representar um potencial risco zoonótico (MORATAL et al. 2020), (SANTOS E HOWGATE, 2011). Por esse motivo, é fundamental compreender a parasitofauna presente nos rios e lagos para permitir um monitoramento adequado e prevenir danos econômicos e à saúde pública.

As consequências ecológicas, econômicas e de saúde pública do parasitismo são evidentes. Os parasitas frequentemente agem como agentes estressores para os peixes de água doce, os tornando mais suscetíveis a infecções secundárias, menos tolerantes às mudanças em seus habitats e até levando à morte (MEYER E BARCLAY, 1991). A crescente produção na piscicultura trouxe problemas sanitários extras, como degradação da qualidade da água, crescimento populacional e manejo inadequado, aumentando a susceptibilidade a infecções por patógenos como parasitas. Essa situação afeta não apenas a saúde das espécies, mas também a saúde pública, já que os peixes infectados podem ser consumidos por diversas camadas da sociedade (JERÔNIMO et al., 2015).

1.7 O represamento e o Reservatório Guarapiranga

Quando um rio fluente é transformado em um reservatório de represamento, em que se interrompe um sistema aberto e de transporte, as espécies que ali habitam entram em queda de indivíduos e assim no tamanho de suas populações, uma vez que agora o ambiente muda, passa a ser um sistema fechado de acumulação e se analisam suas dimensões espaciais e temporais (AGOSTINHO et al., 1992).

A construção de hidrelétricas altera o regime hidrológico em relação a jusante da barragem como já relatado, assim a retenção de água pelas oscilações do seu nível no local afeta diretamente espécies de peixes migratórios, que saem do leito dos rios durante as cheias e entram em áreas de várzea ou de florestas alagadas para alimentação e desova. Assim, se houver uma regularização do rio neste período, leva a dessecação e conseqüentemente morte dos peixes presos em áreas mais rasas que estarão secas. Uma barragem colocada entre as áreas de várzea e as de desova, farão os ovos serem consumidos ou afundarem, alcançando profundidades anóxicas do rio, chegando nas águas paradas do reservatório e assim não desenvolvendo corretamente seu ciclo de vida (REIS et al., 2016).

Pela América do Sul, estão se espalhando barragens de pequeno porte danificando pequenos e médios rios, o que levará a uma fragmentação da conectividade longitudinal em cabeceiras de bacia, uma vez que se está impedimento o movimento faunístico. Estes represamentos fluviais alteram os ecossistemas e assim seu balanço sedimentar e seu regime térmico, reduzindo a qualidade dos habitats (ABUJANRA; AGOSTINHO; HAHN, 2009).

São poucos os estudos a respeito dos efeitos negativos ocasionados pelo represamento, sendo assim não se sabe sobre a fauna nativa antes e depois deste impacto ou sobre a introdução de espécies alóctones e exóticas, como é o caso da Piranha, que popularmente é um grupo de peixes que muito se ouvia falar em âmbito de Pantanal, por exemplo. O que se sabe desde a década de 80 é que, após o represamento, o predomínio local é de espécies carnívoras e oportunistas e que os poucos inventários ictiofaunísticos focam apenas em espécies de grande porte ou significativo valor econômico, desconsiderando o papel ecológico de cada espécie na cada trófica ali existente (BARBIERI et al., 2000). Estudos sugerem que as espécies do grupo Characiforme, que inclusive

são predominantes no Reservatório, têm origem na Bacia Amazônica e que processos geológicos e antrópicos poderiam explicar o aparecimento de novas espécies no local e a conseqüente transformação na ictiofauna, que passa a ser composta por espécies que consigam vencer o processo de adaptação em um habitat transformado e assim sejam espécies oportunistas, o que vemos nas Piranhas (MENEZES, 1912).

1.8 Distribuição de Serrasalminae no Reservatório Guarapiranga

Segundo o estudo de Barbieri et al., 2000, em 1996 foram achados registros da subfamília Serrasalminae na Represa Gurapiranga, das espécies Piranha-Doce (*Serrasalmus spilopleura*) e Piranha-Branca (*Serrasalmus marginatus*). Porém, de acordo com o SiBBr (Sistema de Informação sobre a Biodiversidade Brasileira), em 1981 já havia registro de piranhas no reservatório como Piranha-Amarela (*Serrasalmus maculatus*), em 1908 há registro da espécie Piranha-Doce (*Serrasalmus spilopleura*) no Rio Tietê e em 1985 na região da Praia Azul que também compõem o Reservatório. Atualmente segue a aproximação de outras espécies ao Reservatório, como a Piranha-Preta (*Serrasalmus rhombeus*) que possui registro recente de coleta no Rio Paranapaema que faz divisa entre os Estados de São Paulo e Paraná (SiBBr, 2023).

2. JUSTIFICATIVA

Os peixes atualmente são fonte de subsistência de muitas populações ribeirinhas ou de classe baixa que buscam ter este alimento como um recurso acessível de proteína, além de movimentarem em larga escala o comércio, entretanto a contaminação dos peixes e seu consumo inadequado possuem alto potencial para uma disseminação de doenças zoonóticas, como já se houve falar através do consumo de peixe cru, muito comum na culinária japonesa, que se popularizou intensamente no Brasil.

O conhecimento acerca da parasitofauna de peixes topo de cadeia é de grande importância, tendo em vista as conseqüências que tal contaminação pode causar à ictiofauna e à humanidade.

Com o objetivo de enriquecer os estudos acerca do tema, o trabalho apontará uma listagem de parasitas das espécies mais comuns de Piranha em

território brasileiro, e realizar uma varredura da parasitofauna associada a piranhas do Reservatório da Guarapiranga.

3. OBJETIVOS

3.1 Objetivo Geral

Avaliar o potencial das piranhas como Bioindicadores da presença de parasitas de peixes de água doce e os riscos de contaminação de peixes por parasitas de potencial zoonótico na represa Guarapiranga.

3.2 Objetivo Específico

- Fazer um checklist de Parasitas associados às espécies de piranha;
- Coletar e identificar a parasitofauna associada a piranhas do reservatório de Guarapiranga;
- Analisar se há, entre os parasitas identificados, algum com potencial emergência zoonótica.

4. MATERIAIS E MÉTODOS

O presente trabalho foi realizado em duas etapas. Na primeira, uma revisão literária exaustiva e abrangente a respeito da parasitofauna de piranhas em território nacional foi realizada e apresentada em forma de tabela, localizada ao fim da dissertação como Anexo A e resumida em uma tabela menor nos resultados. Na segunda etapa, analisa-se, em comparação ao checklist, os resultados obtidos e estudos acima do que fora coletado da parasitofauna de Piranhas na Fazenda Nutrify, Reservatório Guarapiranga, bem como as consequências do que fora encontrado somado a uma possível prevenção. As metodologias empregadas em cada uma dessas etapas são apresentadas a seguir.

4.1 Revisão

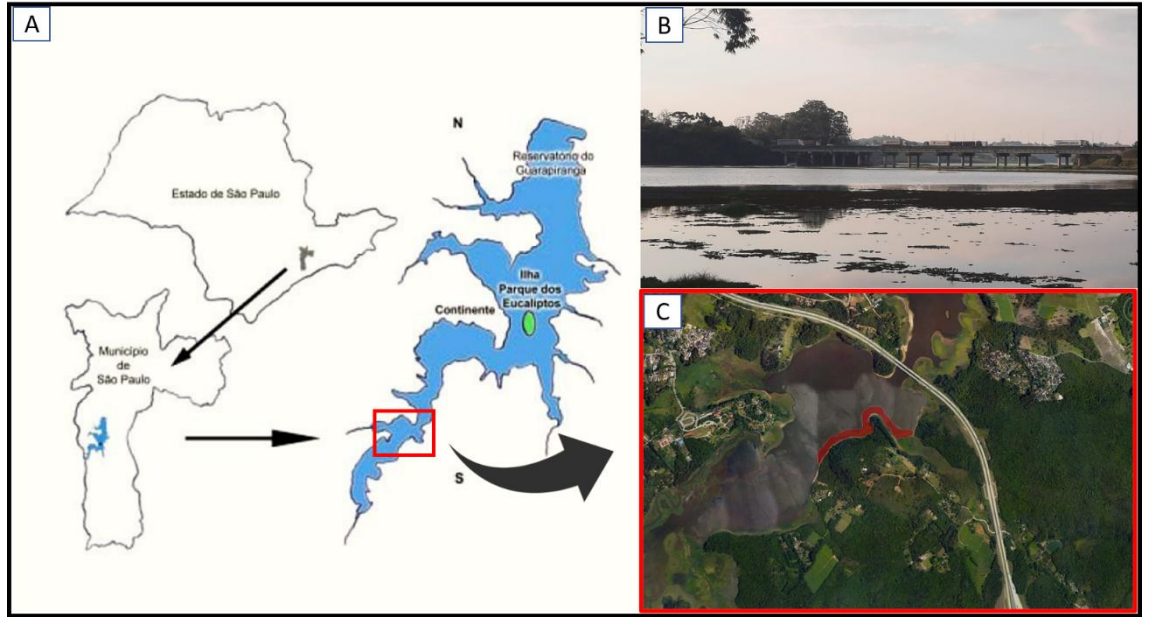
O levantamento da parasitofauna das espécies de Serrasalminae foi realizado através de revisões literárias, compondo a lista de parasitas encontrados e tabulados neste estudo, através de uma extensa busca entre os

trabalhos mais antigos (1978) aos mais atuais (2022) a respeito da temática abordada. A pesquisa foi realizada por meio de bases de dados pertinentes (SciELO, PubMed e Google Acadêmico) e com seus respectivos termos relevantes (*Serrasalmus*, *Pygocentrus*, Parasitofauna), todos estes procurados em suas formas singulares e plurais em português e inglês.

4.2 Área de estudo

A área de desenvolvimento do estudo foi o Reservatório da Guarapiranga, com ponto de acesso pela Fazenda Nutrify, que se localiza em um trecho da Guarapiranga, no Distrito Parelheiros, bairro Parque 3º Lago (figura 1). Esta área é destinada a um projeto de Educação Ambiental, que recebe o apoio e administração da equipe do instituto Nutrè. Com 13 hectares de área, situa-se as margens do reservatório e também próximo a reserva de Jaceguava, separadas apenas por uma estrada vicinal. O ambiente é diverso, variando entre trechos de bosque secundários de vegetação nativa, brejos alagados com plantas aquáticas, e ambiente lacustre coberto por estas ou não. A facilidade de acesso a tal ambiente e sua localização em uma região de transição entre uma reserva ambiental e a área urbana, fazem dessa área um local propício para observação, coleta e catalogação de animais silvestres e seus respectivos parasitas.

Figura 1 - Mapa e fotografia da área amostral: A) mapa referência da área amostral em relação ao Reservatório de Guarapiranga. B) fotografia de uma pequena porção da área amostral, ao fundo nota-se um trecho da sessão sul do Rodo Anel. C) Imagem de satélite de trecho do reservatório de Guarapiranga com destaque a área a ser amostrada (área vermelha central).



Fonte: A autora (2023).

4.3 Coletas

4.3.1 Coleta de material biológico

Para a coleta de peixes, foi aplicada a combinação de dois métodos de captura. A metodologia mais frequente foi a rede de espera, armadas em pernoite para coleta matutina, instalada até 2m de profundidade com a malha variando de 3 a 6cm entrenós. Os procedimentos realizados estão contemplados na licença permanente de coleta de material biológico (SISBIO Número: 67270-1) em nome do Dr. Guilherme José da Costa Silva e autorizados pelo Comitê de Ética CEUA UNISA (Parecer 35/2020).

Para a coleta de peixes, foram realizadas expedições abrangendo estações chuvosas e secas. Isso se fez necessário para uma fiel amostragem da ictiofauna desses trechos, minimizando efeitos de sazonalidade.

Os peixes amostrados durante as expedições ($n = 19$) foram mantidos vivos (ocasionalmente eutanasiados em campo para melhor captura das imagens da espécie) e transportados ao biotério de peixes da Universidade Santo Amaro onde os procedimentos necessários foram realizados. Todos os animais coletados foram eutanasiados em laboratório a partir da imersão em uma solução aquosa contendo 300 mg de eugenol em 1 L de água (figura 2). A necrópsia foi feita com o auxílio de uma tesoura com ponta, onde foi realizado

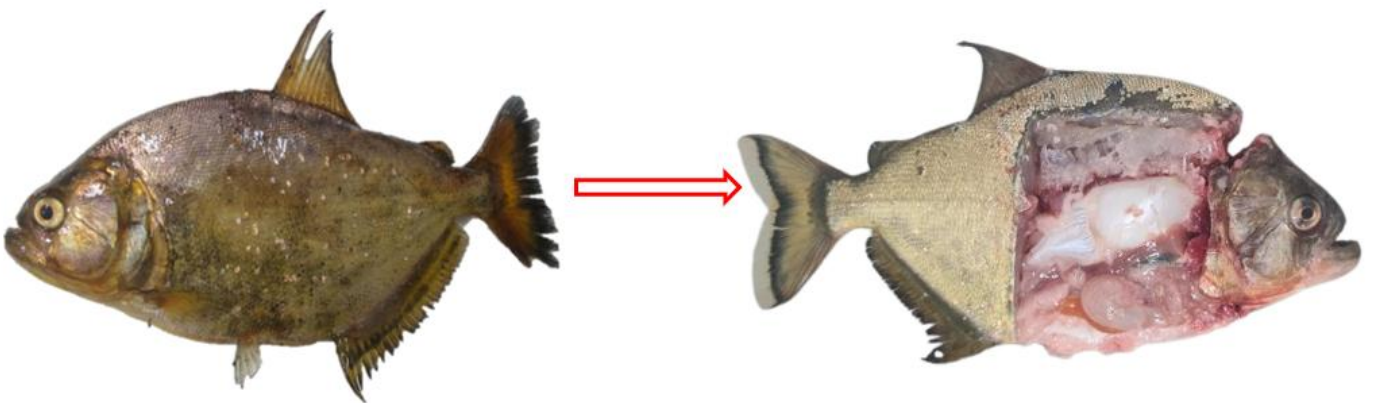
um corte no ventre e a abertura de uma “janela” lateral para melhor visualização dos órgãos e busca dos parasitas (figura 3). Os fragmentos coletados para análise foram fixados em álcool 100% para, posteriormente, a realização da extração e sequenciamento de DNA e em AFA para análises morfológicas. Esses procedimentos seguem uma adaptação do realizado em Amato et al. (1991).

Figura 2 – Eutanásia em campo com Eugenol



Fonte: A autora (2023).

Figura 3 - Piranha após coleta e foco dos órgãos expostos após necrópsia

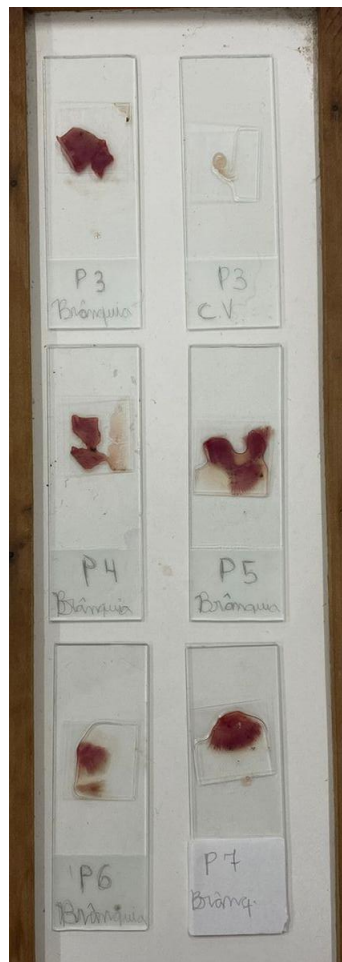


Fonte: A autora (2023).

4.3.2 Coleta e triagem de Ectoparasitas

Os ectoparasitas foram encontrados nas brânquias e na cavidade celomática dos peixes. Todos os parasitas foram fixados em laboratório junto aos órgãos em que foram encontrados no momento da necrópsia e numerados de acordo com o hospedeiro que foram encontrados, por exemplo: Monogenea encontrado na 3º piranha foi classificado como P3 Brânquia e o Nematoda P3 CV (Cavidade Visceral), indicando assim o hospedeiro e local em que foi encontrado no momento da necrópsia (figura 4). Em casos onde se encontrava mais de um parasita (de grupos diferentes ou do mesmo grupo), numerou-se o material durante a análise de forma fragmentada, como por exemplo P3₁, P3₂ e assim por diante.

Figura 4 – Lâminas com os parasitas extraídos em necrópsia



Fonte: A autora (2023).

4.4 Extração à identificação

4.4.1 Extração de DNA total por Kit Comercial (DNA Pure Ink ® Thermo Fisher)

Para a extração do DNA, foi utilizado o kit comercial DNA Pure Ink ® (Thermo Fisher), baseado nas recomendações e protocolos do fabricante para as amostras de parasitas capturadas, através dos seguintes passos:

1. Coloca-se a amostra em um microtubo 1,5 ml, adiciona-se a amostra 100 µl de PBS;
2. Com o auxílio de um *piston*, macera-se toda a amostra;
3. Adiciona-se a amostra 200 µl de Genomic Digestion Buffer, passa-se a amostra em um Vortex Mixer para auxiliar e acelerar a digestão do material pela substância acrescentada;
4. Adiciona-se à amostra 20 µl de Proteinase K;
5. Adiciona-se à amostra 20 µl de RNase A e agita-se em seguida;
6. Transfere-se os tubos para um “banho seco” a 55°C por 1h30m até a total digestão do tecido;
7. Adiciona-se 200 µl de Álcool 100% PA da Merck e passa-se novamente no Vortex Mixer parando o processo de lise da amostra;
8. Transfere-se a amostra para um tubo com filtro e passa-se em uma centrífuga a 10.000 rpm por 1 minuto;
9. Troca-se a parte de baixo descartável do tubo por uma nova e adiciona-se 500 µl de Wash Buffer 1, passa-se novamente na centrífuga a 10.000 rpm por 1 minuto;
10. Novamente troca-se a parte de baixo do tubo por uma nova, adiciona-se 500 µl de Wash Buffer 2 e passa-se novamente na centrífuga, mas desta vez na velocidade máxima desta e por 3 minutos;
11. Descarta-se a parte de baixo pela última vez e encaixa-se o filtro em tubo tipo *ependorf* 1,5 ml, acrescenta-se 100 µl de Elution Buffer e passa-se pela última vez na centrífuga em sua velocidade máxima por 1 minuto;
12. Descarta-se o filtro e guarda-se as amostras com o DNA Extraído no freezer.

4.4.2 Amplificação dos Segmentos de DNA

Para as reações, foi utilizado um Kit de Reagentes (GoTaq® Promega™) contendo H₂O, os primers G18S4 e 18P (Tabela 1) e um mixer como enzima responsável pela polimerização. Nesse kit, a taqpolimerase é acompanhada por um tampão *Buffer* e dNTP, necessários para a reação.

Tabela 1 - Primers que foram utilizados

Nome	Tamanho	Referência	Sequência 5'-3'
G18S4	1,723 bp	Blaxter et al. 1998	GCTTGTCTCAAAGATTAAGCC
18 P	1,723 bp	Blaxter et al. 1998	TGATCCWMCRCAGGTTTAC

Fonte: A autora (2023).

O processo utilizado na amplificação do fragmento do gene 18S contém os seguintes volumes:

Soluções	Volume
Enzima (Mixer)	4,0 µl
Primer G18S4 F	1,0 µl
Primer 18P R	1,0 µl
H ₂ O Autoclavada	14,0 µl
DNA genômico	5,0 µl
Volume Final	25,0 µl

Levam-se os microtubos a um termociclador e realiza-se o seguinte programa com 40 ciclos:

Passo	Processo	Temperatura	Tempo
1	Desnaturação	94° C	5'
2	Desnaturação	94°C	30"
3	Anelamento	54°C	30"
4	Extensão	72°C	2'

4.4.3 Procedimento em Gel

Para análise molecular do DNA extraído e amplificado através do PCR, procedeu-se uma eletroforese para verificação das amostras que amplificaram

seguindo o protocolo estabelecido pelo Laboratório de Biologia e Genética de peixes do Instituto de Biociências, realizado através do seguinte procedimento:

1. Os produtos da PCR foram identificados em um suporte médio onde adicionou-se 120 mL de Tampão (TAE) 1x para 1,20 g de Agarose, obtendo assim uma concentração para o gel de agarose de 1%;
2. Esquenta-se essa mistura até completa homogeneização;
3. Tapa-se com fita dupla face as extremidades da cama para evitar vasões;
4. Após o endurecimento da mistura e visualização dos poços, acrescenta-se 1 μ l de Tampão de carregamento e 1 μ l de Leader 1 Kb Plus como referência no primeiro poro para coloração do procedimento, nos demais acrescenta-se 1 μ l de Tampão de carregamento e 1 μ l da amostra.

4.4.4 Exosap

Após a amplificação e corrida das amostras em gel de agarose, purifica-se os produtos do PCR com as enzimas Exonuclease I (Exo) que remove o excesso de primer e Shrimp Alkaline Phosphatase (SAP), que degrada nucleotídeos não incorporados.

1. Preparação do Mix

Soluções	Volume
Água	1,9 μ l
Exo I	0,05 μ l
SAP	0,05 μ l
Volume Final	2,0 μ l

2. Em um microtubo prepara-se uma reação contendo 5,0 μ l do DNA amplificado juntamente com 2,0 μ l da solução de ExoSap e leva-se para o termociclador para a realização do seguinte programa:

Passo	Temperatura	Tempo
1	37° C	15'
2	80°C	15'

Os produtos de PCR purificados foram usados para fazer um sequenciamento PCR através do kit “Big Dye™ Terminator v 3.1 Cycle Sequencing Ready Reaction” (Applied Biosystems).

4.4.5 Sequenciamento de DNA pelo laboratório IBTEC

O processo de sequenciamento do material amplificado foi realizado inicialmente no Laboratório de Biologia e Genética de Peixes do IBB da UNESP (Botucatu), e em seguida enviado ao laboratório IBTEC (Instituto de Biotecnologia). No sequenciamento utilizaram-se os primers G18S4 e 18P e o Kit Big Dye™ Terminator v 3.1 Cycle Sequencing Ready Reaction” (Applied Biosystems), através da seguinte reação:

1. Realiza-se o procedimento no gelo através da seguinte reação:

Reação	Normal	Forçada
H ₂ O	4,5 µl	4,0 µl
Buffer	1,51 µl	1,5 µl
Big Dye	1,0 µl	1,0 µl
Primer	1,0 µl	1,5 µl
Total Mix	8,0 µl	8,0 µl
PCR	2,0 µl	2,0 µl
Volume Total	10,0 µl	10,0 µl


2. Faz-se um mix para o primer forward e um mix para o primer reverse;

3. Programa:

96°C – 2'	1 x
96°C – 15 "	
50°C – 15"	40 x
60°C – 4'	
12°C – ∞	1 x

4.4.6 Precipitação da reação de sequenciamento com glicogênio

1. Adiciona-se 20 μ l do mix em cada amostra;
2750 μ l etanol 100% (gelado)
110 μ l Acetato de Sódio 3M, pH 5,2
110 μ l glicogênio 1 mg/ml
(Divide-se cada valor das substâncias acima por 96 para saber quanto adiciona-se por amostra)
2. Coloca-se no freezer por 15';
3. Centrifuga-se por 30' a 3000 rcf (g) \implies 30' a 5175 rpm;
4. Descarta-se o etanol e dá-se spin invertido por 1' a 180 rcf (g) \implies 1' a 1156 rpm;

 Bate-se a placa em um papel toalha
5. Adiciona-se 50 μ l de etanol 70% (gelado) e não dá-se vórtex \implies Faz-se álcool na hora;
6. Centrifuga-se por 15' a 2000 rcf (g) \implies 15' a 4226 rpm;
7. Descarta-se o etanol e dá-se spin invertido por 2' a 180 rcf (g) \implies 1' a 1157 rpm;
8. Seca-se em termociclador por 41 a 96°C, sem as tampas, para o álcool evaporar (Deixa-se o termociclador aberto e papel toalha em cima para proteger da luz);
9. Armazena-se as amostras no freezer;
10. Passam-se as amostras em um sequenciador automático (3130-Genetic Analyzer, Applied Biosystems).

5. RESULTADOS

5.1 Checklist da parasitofauna de Piranhas baseado na literatura

Para a realização do Checklist da parasitofauna de piranhas, foram analisados, através de uma busca sistematizada na literatura, 45 documentos entre artigos e livros publicados em língua Português, Espanhol e Inglês. Após reunir as espécies, foi checada a existência de sinonímia entre os parasitas para que os nomes atuais destes fossem listados. Foram compilados dados de grupo, assim a busca foi por grandes grupos parasitários objetivando-se em seguida

uma identificação até o nível taxonômico de espécie, o que em alguns casos, seja para as espécies de parasita ou de hospedeiro, não foi possível. Junto a identificação de parasita e hospedeiro, foram procurados os tecidos de ocorrência no peixe, bem como a localização destes. Ressalta-se que em alguns casos não era descrito de forma detalhada a identificação do parasita, hospedeiro local de ocorrência e tecido afetado. O autor da espécie de parasita foi pesquisado simultaneamente às demais informações tabuladas e apesar de 240 dados terem sido informados e referenciados. Cabe salientar que ainda há uma quantidade considerável de trabalhos ricos em informações supostamente pioneiras, porém ainda em fase de tese ou TCC de graduação que, por este fato, não foram referenciados. Por fim, o compilado dos dados encontrados foram reunidos de forma resumida na Tabela 2 e de forma mais detalhada no Anexo 1.

Tabela 2 – Grupos de parasitas já reportados em piranhas.

Grupo Parasitário	Nº de espécies
Monogenea	72
Crustacea	28
Nematoda	19
Digenea	6
Acanthocephala	5
Cestoda	3
Apicomplexa	2

Fonte: A autora (2023).

Os dados levantados de parasita-hospedeiro foram tabulados (Tabela e Anexo 1). O grupo de parasita e tecido afetado pelo mesmo foram apontados na figura 3. Na tabulação dos dados observou-se que o grupo parasitário Monogenea apresentou o maior número de espécies (72) e dentre esses o gênero *Anacanthorus* possui maior diversidade com cerca de 22 espécies

parasitando essencialmente a Piranha-Vermelha (*Pygocentrus nattereri*). Dentro deste gênero a espécie mais encontrada foi a *Anacanthorus sciponophallus*, aparecendo 5 vezes. A distribuição do grupo parasitário ocorreu principalmente no Estado do Amazonas e no Alto Paraná, indicando o potencial de distribuição dos parasitas e hospedeiros em questão.

O segundo grupo com a maior quantidade de espécies foi Crustacea (28), com destaque para o gênero *Argulus* que possui a maior diversidade contando com cinco espécies, em que *Argulus chicomendesi* e *Argulus multicolor* foram as mais citadas, parasitando também essencialmente a Piranha-Vermelha (*Pygocentrus nattereri*).

Dentro de Nematoda, que também demonstrou notável abundância (19), o gênero *Procamallanus* se destaca com quatro espécies levantadas e *Proclamallanus (Spirocamallanus) inopitatus* sendo a de maior ocorrência aparecendo cinco vezes, e desta vez parasitando em maior diversidade a Piranha-Amarela (*Serrasalmus maculatus*).

As menores representações surgem a partir do grupo Digenea, em que 6 espécies foram encontradas e dentro destas a *Prosorhynchus piranhus* aparece duas vezes, parasitando a Piranha-Amarela (*Serrasalmus maculatus*) e a Piranha-Preta (*Serrasalmus rhombeus*).

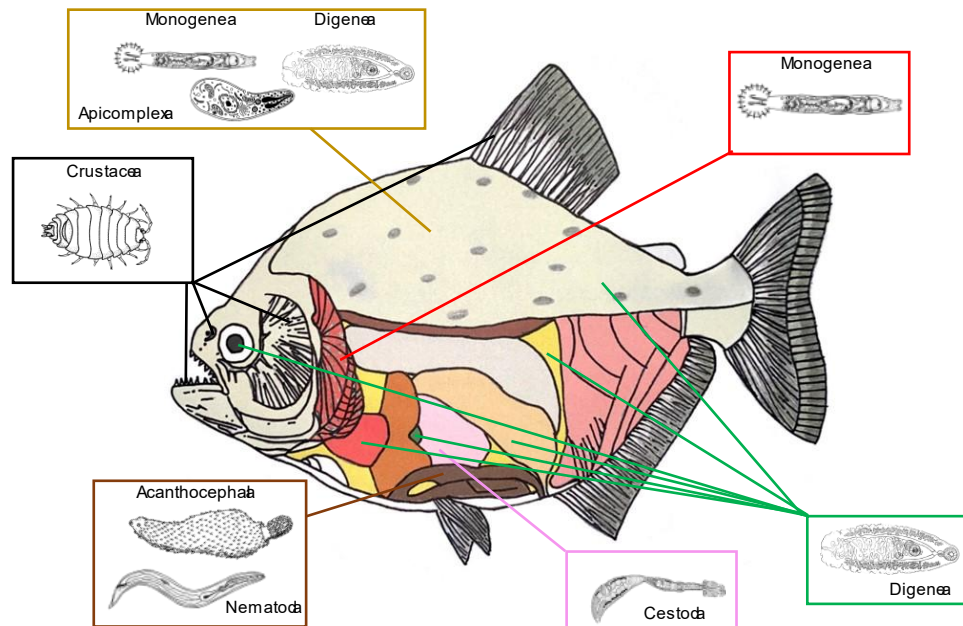
Em Acanthocephala das cinco espécies observadas, uma delas a identificação chega apenas a nível do grupo, sem se saber família ou gênero, uma diversidade um pouco maior aparece no gênero *Echinorhynchus*, em que dentro de três espécies apenas uma não é identificada, porém esta é a que foi vista mais vezes (2) e parasitando duas espécies: Piranha-Amarela (*Serrasalmus maculatus*) e Piranha-Branca (*Serrasalmus marginatus*).

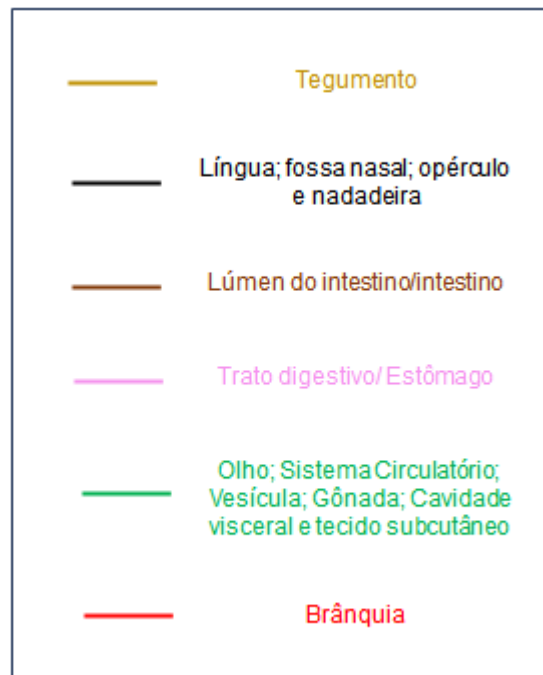
Os menores números ocorreram nos grupos Cestoda e Apicomplexa. Em Cestoda, foram encontradas três espécies igualmente distribuídas, cada uma aparecendo somente uma vez e duas delas sem identificação até a espécie, sendo elas respectivamente Onchoproteocephalidea, Proteocephalinae e *Proteocephalus serrasalmus*, todas parasitando a Piranha-Amarela (*Serrasalmus maculatus*). Dentro de Apicomplexa foram vistas duas espécies do

mesmo gênero, a espécie identificada apareceu mais vezes (2) e parasitando: Piranha-Preta (*Serrasalmus rhombeus*) e Piranha-Chidaua (*Serrasalmus striolatus*). O Grupo Apicomplexa quanto representante parasitário menos vezes listado no levantamento, apresentou sua distribuição, assim como Monogenea, essencialmente no Estado do Amazonas, o que indica um necessário e alto potencial de estudos parasitários na região.

Os tecidos afetados e seus respectivos parasitas seguindo o levantamento literário foram os seguintes: as brânquias e o tegumento foram parasitados pelo grupo dos Monogenea; a nadadeira, língua, fossa nasal e cavidade do opérculo foram parasitados por Crustacea; o lúmen do intestino foi alvo de infestação por Nematoda; a cavidade visceral, vesícula, olho, gônada, sistema circulatório e tecido subcutâneo foram invadidos por Digenea; o intestino sofreu ação parasitária por Acanthocephala; o trato digestivo foi afetado por Cestoda; e o tegumento também foi por parasitas do grupo Apicomplexa conforme ilustrado na Figura 5.

Figura 5 – Ilustração de *Serrasalmus maculatus* e a localização dos parasitas.





Fonte: A autora (2023).

5.1.2 Monitoramento da parasitofauna de piranhas do reservatório de Guarapiranga

5.1.3 Grupos parasitários encontrados nas coletas

As coletas na Fazenda Nutrify foram realizadas entre março de 2022 e outubro de 2023. Ao todo foram coletados 19 indivíduos nos meses de março, maio e outubro e todos eles estavam parasitados (Tabela 3).

A maior parte das coletas foram realizadas durante o verão/primavera e nessas épocas observou-se uma maior presença de parasitas do grupo Nematoda. As coletas de 2023 durante o período do outono/inverno positivaram apenas Monogenea (figura 6), não sendo encontrado nenhum Nematoda (figura 7), além do fato de que durante o período frio ou de fortes chuvas não obtivemos sucesso nas coletas, sendo encontrados apenas dois indivíduos na rede de espera ou por muitas vezes nenhum, já no calor 5 a 12 indivíduos chegaram a ser encontrados em uma única coleta. Não se sabe ainda a razão deste fenômeno e são muito escassos os estudos acerca da influência do clima na ecologia comportamental das piranhas, a respeito de uma migração ou mudança

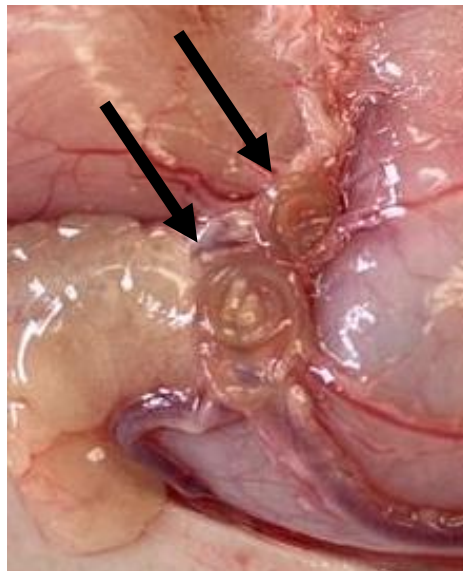
de profundidade no leito no reservatório, apesar desta aparentar ser a razão do “desaparecimento” das piranhas no período mencionado.

Figura 6 – Monogenea em lâmina branquial, com ocelos pretos evidentes



Fonte: A autora (2023).

Figura 7 – Nematodas aderidos aos órgãos do trato digestivo



Fonte: A autora (2023).

Dentre os indivíduos coletados, 11 parasitas do grupo Monogenea foram encontrados após a necrópsia, todos entre os filamentos branquiais nas brânquias de seus hospedeiros, e 9 do grupo Nematoda (tabela 3), localizados

em sua maioria na cavidade visceral, raramente acoplados ao estômago ou intestino. Assim, há um predomínio do grupo Monogenea parasitando as espécies de Piranha no Reservatório, conforme observado no checklist. De acordo com análise da necrópsia, os tecidos dos indivíduos do Reservatório Gurapiranga mais afetados foram: as brânquias, pelo grupo Monogenea e cavidade visceral pelo grupo Nematoda. Foi comum encontrar nesses tecidos mais de um parasita por piranha.

Tabela 3 – Planilha de Coletas

Datas	Número de Hospedeiros	Número de Hospedeiros Parasitados	Parasitados Com Monogenea	Parasitados Com Nematoda	Ocorrência No Hospedeiro
02/03/22	12	9	9	4	Brânquias e Cavidade Visceral
23/05/23	2	2	2	/	Brânquias
04/10/23	5	5	/	5	Cavidade Visceral

Fonte: A autora (2023).

5.1.4 Resultados do Sequenciamento

Conforme mencionado em materiais e métodos no tópico de Coleta e Triagem de Ectoparasitas, os hospedeiros foram identificados pela letra P e o número que representa sua ordem na coleta, organizados abaixo em forma de tabela (tabela 4).

Tabela 4 – Data de Coleta e Hospedeiro parasitado respectivo

Data de coleta	Hospedeiro parasitado
02/03/2023	P1 ₁ (M), P1 ₂ (N), P2 ₃ (N), P2 ₅ (M), P3 ₂ (M), P7 (M), P8 ₁ (M), P8 ₅ (N), P9 ₃ (M), P10 ₂ (N), P10 ₄ (M), P11 ₂ (M) e P12 ₂ (M).
23/05	P13(M) e P14(M).
04/10	P15 ₁ (N), P15 ₂ (N), P16 ₁ (N), P16 ₂ (N), P16 ₃ (N), P17 (N), P18 ₁ (N), P18 ₂ (N), P19 ₁ (N) e P19 ₂ (N).

Fonte: A autora (2023).

OBS:

- M: Monogenea e N: Nematoda;

- Os hospedeiros que não estão listados na tabela acima, como o P4, são os indivíduos que não estavam parasitados e seus órgãos foram fixados para futuras análises como Fígado, Rim e Baço, bem como aqueles hospedeiros com mais de um indivíduo de um mesmo grupo parasitário teve estes parasitas armazenados em AFA.

Todas as amostras acima foram enviadas para verificação da amplificação (o que tornaria assim o sequenciamento e em seguida a identificação das espécies possível). Para isso, correu-se o gel e o sequenciamento foi realizado posteriormente. Nesta etapa do gel percebeu-se a sobreposição das bandas na maioria das amostras, indicando que não obteve-se sucesso no processo de amplificação, o que afetou as etapas seguintes. Problema este que deu-se provavelmente pelo fato de o marcador (G18S4 e 18P = 18S) se tratar de um fragmento extremamente conservado. Pode-se perceber tal situação ao pegar-se a única amostra que foi amplificada e sequenciou, P16₂, e passá-la no programa Blast, o que indicou que tal sequência é comum para diversas espécies de Nematoda, tal qual foi a razão de se considerar o fragmento conservado.

5.1.5 Chegando na identidade do parasita

Após a constatação de que apenas uma amostra sequenciou e a razão para tal, buscou-se realizar uma filtragem baseada no Checklist realizado no

presente trabalho, na qual selecionamos as 100 primeiras espécies com a sequência genética idêntica (100% similares) à da amostra sequenciada fornecidas pelo Blast. Separou-se os 10 gêneros aos quais elas pertencem e buscou-se dentre eles qual está listado no Checklist, filtrando a busca pelo gênero dentre as espécies parasitárias de *Serrasalmus maculatus* e encontradas no Alto Paraná. Dentre os 10 gêneros, o que encontrou-se em comum com o que filtrou-se, dentre os dados tabulados, foi o gênero *Contraecaecum*.

6. DISCUSSÃO

6.1 Bioindicadores, Consequências do Parasitismo, Ciclo de Vida, Vias de Infecção e Potencial Zoonótico

6.1.1 Grupos levantados no Checklist

As consequências ecológicas, econômicas e de saúde pública do parasitismo são facilmente evidentes. Os parasitas frequentemente atuam como agentes estressores para os peixes de água doce, tornando-os mais suscetíveis a infecções secundárias, menos tolerantes a mudanças em seus habitats e até levando à mortalidade (MEYER E BARCLAY, 1991). Essa situação afeta não apenas a saúde das espécies, mas também a saúde pública.

As atividades de pesca continental ganham importância no fornecimento de proteína e emergem como um recurso econômico crucial no Brasil, com um aumento esperado de 104% na produção pesqueira até 2025, tornando os peixes de água doce uma commodity valiosa (FAO 2016). O cultivo intensivo de peixes de água doce traz uma série de desafios sociais, ambientais e de segurança alimentar, que podem encontrar melhor resolução ou aplicação de políticas por meio da proposta de pesca em pequena escala. As pescarias em pequena escala já representam 50% da produção pesqueira e, além de promover o consumo local, também podem se estabelecer como fonte de renda (FAO 2020). Portanto, o estudo das parasitoses de peixes de água doce surge como um mecanismo significativo para o controle de epidemias e a saúde dos estoques pesqueiros.

O cenário em que a diversidade de peixes neotropicais está longe de ser totalmente explorada (REIS et al., 2016) destaca a lacuna no entendimento da relação entre esses animais e seus parasitas. Assim, a intensificação de estudos sobre a fauna parasitária associada aos peixes torna-se ainda mais urgente, e estudos como os conduzidos por Eiras e colaboradores, que consolidam o conhecimento sobre essa biodiversidade, são essenciais.

Embora muito ainda seja desconhecido sobre a diversidade de parasitas de peixes, é interessante estabelecer grupos que possam funcionar como sentinelas da contaminação ambiental por certos tipos de parasitas economicamente e/ou sanitariamente importantes. Nesse contexto, é importante sistematizar a compreensão da fauna parasitária de peixes bioindicadores. Johnson e colaboradores (1993) listaram critérios importantes para um bom “bioindicador”, incluindo fácil identificação, ampla distribuição, baixa mobilidade, longo ciclo de vida, abundância, facilidade de coleta, tamanho considerável e ecologia bem estudada. As piranhas atendem a esses critérios (FREITAS E SIQUEIRA-SOUZA, 2009) e, como carnívoras, têm a capacidade de acumular parasitas de níveis tróficos inferiores, tornando-as excelentes bioindicadores ambientais.

Nesse sentido, destacam-se a seguir alguns componentes da fauna parasitária associada às piranhas e suas principais consequências econômicas e/ou sanitárias.

Monogenea

O grupo dos Monogenea, também comum em peixes Characiformes, costumam se localizar em suas brânquias e tegumento (EUZET E COMBES, 1998). São ectoparasitas com ciclo de vida direto (monoxeno), o que pelo fato de possuírem apenas um hospedeiro, vira um grande problema no meio da piscicultura devido sua alta capacidade de proliferação. São diversas as enfermidades que o peixe infectado pode desenvolver, tais como: anorexia, hemorragia cutânea e branquial, destruição das escamas, inchaço dos filamentos branquiais, intensa produção de muco e emagrecimento, todos estes fatores podendo levar a morte, além de possibilitarem infecções secundárias de outros patógenos como bactérias e fungos, que pelo clima tropical do país acabam favorecendo o agravamento das lesões geradas (JERÔNIMO et al.,

2015). Outra questão que justifica sua gravidade patogênica, é o fato de o parasito mudar frequentemente seu local de fixação, o que por consequência provoca edema, perda de estrutura linear dos filamentos branquiais, extravasamento sanguíneo, hemorragia, hiperplasia e inflamação, justamente por conta da movimentação constante em seu hospedeiro. A infecção por este grupo de parasitos varia em sua gravidade, podendo ser leve sem resposta tecidual ou grave, onde há hiperplasia, focos necróticos, edema, desprendimento do epitélio e rupturas de células pilares, levando o animal a morte, uma vez que seu sistema respiratório é altamente comprometido (CARDOSO et al., 2017). Atualmente, o gênero *Anacanthorus* é um importante contribuinte para a mortalidade destes peixes em cultivo (PORTO D B et al., 2017). Apesar disso, não foram encontrados registros de doenças zoonóticas transmitidas aos seres humanos pelo grupo Monogenea até então (CHAIA; MURRELLB; LYMBERIC, 2005).

Crustacea

Os crustáceos são uma das principais causas de significativas perdas econômicas em peixes de água doce no Brasil (VASCONCELOS et al., 2020). Nesta revisão, foram identificadas espécies da ordem Isopoda e das subclasses Copepoda e Branchiura, que em sua maioria possuem um ciclo de vida direto (monoxeno) (VASCONCELOS et al., 2020). Em Isopoda, as espécies que parasitam tanto peixes de água doce quanto salgada são ectoparasitas. No entanto, algumas têm a capacidade de penetrar nos tecidos de seus hospedeiros, criando perfurações para se comunicar com o ambiente externo. Elas se fixam geralmente no tegumento, brânquias (resultando na destruição delas e na redução da capacidade de natação), na língua do hospedeiro (às vezes substituindo-a completamente) ou nos olhos (causando hemorragias oculares). As lesões causadas pela fixação dos pereiópodes muitas vezes podem levar à morte do peixe, tornando-os contribuintes significativos para altas taxas de mortalidade na aquicultura (BRAGONI; ROMESTAND; TRILLES, 1984).

Dentro do grupo de copépodes, as ergasilídeas fêmeas possuem uma segunda antena que funciona como estrutura de fixação, causando destruição das brânquias e levando à morte do peixe. Vale ressaltar que elas geralmente

se fixam nas brânquias, nadadeiras e tegumento de seus hospedeiros. Os branquiúros são ectoparasitas da pele e da cavidade opercular, movendo-se de um peixe para outro. Os hospedeiros ficam agitados e podem se raspar contra as paredes e o substrato dos tanques de cultivo. As estruturas de fixação variam entre ganchos e ventosas, com função alimentar, consumindo células do tegumento e sangue, causando hemorragias pontuais que, ao evoluírem para lesões extensas, tornam-se pontos de entrada para fungos e bactérias (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2010). A gravidade depende do nível de infestação, podendo infestações elevadas levar à morte do hospedeiro (NOGA et al., 2010). Não foram encontrados registros de parasitas crustáceos infectando e causando doenças zoonóticas em humanos (HANGAN; URDES; IANITCHI, 2013).

Nematoda

Os parasitos de Nematoda não costumam apresentar alterações de comportamento, sinais clínicos ou patogenia em seus hospedeiros. São endoparasitos, que por sua morfologia são facilmente identificados como vermes ou lombrigas, de coloração esbranquiçada ou avermelhada. Em seu ciclo indireto (heteroxenos), os peixes podem servir como hospedeiros intermediários, paratênicos ou definitivos, assim o parasito pode ocorrer em forma de larva ou adulta no hospedeiro (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2010). A gravidade da infecção depende da espécie e quantidade do parasito, algumas são patogênicas a ponto de obstruir o lúmen do intestino, comprimir ou atrofiar os órgãos, deformar o corpo, ou até mesmo serem agentes etiológicos de zoonoses (FRANCESCHINI et al., 2013). Nos peixes em cultivo se observa a castração parasitária e a susceptibilidade dos alevinos à parasitose. A transmissão aos peixes ocorre através de microcrustáceos ou com a presença de aves que podem servir de hospedeiro intermediário (ANDERSON, 2000). Nematodas do gênero *Eustrongylides* e *Contracaecum* citados neste levantamento podem ser agentes causadores de uma doença zoonótica em que ocorrem infecções por nematóides em estado larval em seu hospedeiro aquático, humanos podem se infectar em caso de consumo de peixe cru contendo larvas do parasita, causando gastroenterite ou perfurações intestinais (BRANCIARI et al., 2016).

Digenea

Dentro dos peixes infectados por Digenea, no Brasil, comumente não são relatados sinais clínicos, de alteração comportamental ou patogenia nos peixes

infectados. No caso deste grupo, são endoparasitas, de ciclo indireto (heteroxeno), tendo na maior parte das vezes o molusco como hospedeiro intermediário (DOMINGUEZ et al., 2020). Normalmente encontrados em seu hospedeiro na forma adulta ou como larvas (metacercárias) encistadas no intestino ou cavidade visceral, ou ainda de forma interna, dentro da vesícula, olhos, gônada, sistema circulatório e tecido subcutâneo (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2010). Vale ressaltar que os casos em que o parasito está como metacercária são mais graves, podendo causar a morte do hospedeiro, uma vez que podem gerar: perda de visão, necroses, deformação da coluna, diminuição do crescimento ou tempo de sobrevivência, alterações comportamentais e morfológicas, além da possibilidade da transmissão de zoonoses, quando consumidos infectados com sua musculatura tomada por cistos (SUTILI; GRESSLER; PELEGRINI, 2014). Em Digenea existem relatos de infecção em humanos após a ingestão de peixe cru, contendo, metacercárias ou o indivíduo adulto do parasita, podendo levar a gastroenterite ou até mesmo hepatite (HADFIELD; CLAYTON, 2021).

Acantocéfala

Os Acantocéfalos dificilmente são vistos causando epizootia em peixes cultivados, porém quando isso é observado em larga escala pode causar a morte de seu hospedeiro. Os ganchos de sua probócide, utilizada para fixação, podem obstruir e perfurar o intestino, causando hemorragias, além da presença expressiva de macrófagos e fibroblastos e neste caso o maior problema é que o peixe passa a não se alimentar (FERRAZ DE LIMA; FERRAZ DE LIMA; CECARELLI, 1989). Endoparasitas de ciclo indireto (heteroxeno), seus hospedeiros intermediários são ostras e copépodes (GOATER; GOATER; ESCH, 2014). Os seres humanos são infectados através da ingestão de peixes (até então de água salgada) ou lulas crus, contendo cistacantos do parasita (RU et al., 2022), desenvolvendo assim uma acanthocephaliase, que se manifesta através de fortes dores abdominais e náusea (KAITO et al., 2019). No entanto, nenhum parasita responsável por zoonoses foi identificado na pesquisa.

Cestoda

Em peixes de cultivo, as infecções por Cestoda são mais raras, apesar de presente o parasita não manifesta sinais clínicos em seu hospedeiro e quando

isso ocorre é na forma da perda de peso, o que economicamente seria prejudicial aos piscicultores (SILVA et al., 2013). Quando severamente comprometido, o peixe tem sua região ventral inchada e no trato digestivo se observam estruturas parecidas com fitas, que no caso são a forma adulta do parasito, ou larvas em cistos no mesentério, o que pode levar a compressão visceral, obstrução do lúmen do intestino, anorexia e castração parasitária (ACOSTA et al., 2016). Estes endoparasitas de ciclo indireto (heteroxeno), são conhecidos como tênias, que em sua morfologia possuem proglotides. Estas liberam ovos que se transformam em larvas, as procercoides, que são consumidas por microcrustáceos, que serão ingeridos por outros organismos, sendo estes os hospedeiros intermediários secundários no qual as larvas se desenvolvem agora chamadas de plerocercoides e sendo a fase mais prejudicial ao peixe, por fim seu hospedeiro definitivo pode ser o homem, no qual dependendo da plerocercóide pode causar sintomas como: diarreia, anemia, perda de peso e dores abdominais (SANTOS E HOWGATE, 2011). No levantamento realizado, nenhuma espécie parasitária dentro deste grupo com potencial zoonótico foi identificada.

Apicomplexa

Os peixes da ordem Characiforme não costumam apresentar sinais clínicos quando infectados pelo grupo Protozoa, porém pelo fato de ser um agente estressante, pode gerar sinais de desconforto (MARTINS et al., 2015). Este grupo de parasitas são facilmente transmitidos de um peixe infectado a outro, além da água e de utensílios de uso da piscicultura, assim para evitar ou diminuir sua presença é necessário um controle de baixa densidade populacional dos peixes, além de água, ambientes de qualidade e a temperatura destes, boa alimentação e manejo sem fatores de estresse (TAVARES-DIAS; MARTINS; MORAES, 2001).

Os pescadores e manipuladores de pescado de usinas de processamentos, foram os primeiros a serem expostos às zoonoses de peixes, que com o crescimento da aquicultura e de aquaristas levou a um aumento dos casos públicos transmitidos por peixes em 1950 que se intensificou em 1980 (BOYLAN, 1999). Entre 1999 a 2011, se especulava a respeito dos protozoários patogênicos serem os grandes causadores de doenças em peixes ornamentais e até então sem riscos aos seres humanos (SHOLTZ, 1999). Nas últimas duas

décadas, os protozoários foram encontrados em ambientes aquáticos contaminando mariscos, que por sua vez são um risco potencial de infecções por protozoários para os peixes. Além de diversos vertebrados infecta também seres humanos e em relação a estes a infecção é de origem hídrica, alimentar, ou até mesmo por medidas inadequadas de higiene, devido a contaminação da água, de alimentos mal lavados ou consumidos crus contendo fezes com oócitos/cistos do protozoário, instalando assim uma doença parasitária que se manifesta na forma de diarreias, essencialmente em crianças ou pessoas com imunodeficiência (MORATAL et al., 2020).

O filo Apicomplexa é um grupo de parasitas intracelulares obrigatórios que ocorrem em diversas espécies de vertebrados e invertebrados, em sua maioria possuem um ciclo monóxeno e pelo fato de parasitarem uma grande quantidade de organismos, possuem extrema relevância econômica (CREMONTE; BALSEIRO; FIGUEIRAS, 2005). Apesar disso as doenças geradas por tais microorganismos ainda não são amplamente abordadas em termos de quantidade de estudos realizados/publicados (SILVA et al., 2019). Possuem um complexo apical de organelas secretoras com a função de motilidade, adesão e invasão do parasita, que facilita sua penetração nas células de seu hospedeiro (SOLDATI; FRANCOIS; LEBRUN, 2001; TOMLEY et al., 2001; DOGGA et al., 2015). Nos peixes, são vistos parasitando essencialmente tegumento e fígado, desencadeando uma resposta inflamatória e levando a degeneração de hepatócitos e macrófagos, o que pode resultar em uma falência hepática ou até mesmo mortandade (FOURNIER E OVERSTREET, 1993). Apesar do filo ser responsável por doenças como malária ou toxoplasmose, pouco se sabe a respeito do gênero *Calyptospora*, que se sabe ser um parasita de ictiofauna, porém, sem muito conhecimento a respeito do ciclo de vida das espécies deste gênero ou de sua patogenia, a princípio acredita-se que o maior prejuízo seja em relação aos recursos pesqueiros em locais que alimentam esse tipo de mercado.

6.1.2 Grupos de Parasitas da Guarapiranga

Dentre os tecidos listados no desenho/tabela, e que esperava-se encontrar com as necrópsias por serem comumente alvo de parasitas nessas espécies segundo a literatura, não apresentaram taxa de parasitismo reportado nos indivíduos coletados. O que foi uma surpresa, visto que para *Serrasalmus maculatus* no Alto Paraná, segundo literatura foram encontrados parasitas dos grupos: Acanthocephala, Digenea e Crustacea (MIGUEL et al., 2022) (ROSSIM, MESQUITA; LUQUE, 2010) (THATCHER, 1999). Apesar de terem sido encontrados parasitas do Grupo Nematoda próximo ao intestino/trato digestivo na literatura (MIGUEL et al., 2022), demais parasitas que também poderiam ser encontrados ali não foram observados, como acontece com Acanthocephala e Cestoda respectivamente (MIGUEL et al., 2022) (LEHUN et al., 2020), além do fato de que na maior parte dos indivíduos necropsiados, os indivíduos do grupo Nematoda estavam dispersos pela cavidade visceral, o que parece ser uma novidade tendo em vista onde comumente o parasita é encontrado no hospedeiro segundo a literatura (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2010). Já Digenea e Crustacea apesar da vasta gama de regiões do hospedeiro que estes podem parasitar. Ainda assim, não foram encontrados nos representantes coletados no Reservatório Guarapiranga. Por conta disso, durante as necrópsias, notamos uma ausência de parasitas em regiões como língua, fossa nasal, fígado, gônada, cavidade do opérculo, locais estes onde esperava-se a presença de tais parasitas. Não foram identificados parasitas sanguíneos do grupo *Trypanosoma*, que junto a Digenea também poderiam ter sido encontrados no sistema circulatório do hospedeiro (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2010).

Um dado interessante é que os dois grupos parasitários encontrados nas espécies coletadas no Reservatório também são dois dos grupos de maior ocorrência de parasitismo para o grupo das Piranhas segundo a literatura. Para a espécie em foco *Serrasalmus maculatus*, a distribuição tanto de Monogenea como Nematoda se concentram segundo a literatura em São Paulo e no Alto Paraná. Apesar do grupo Crustacea também ser comum parasitando a espécie e também tendo distribuição no Alto Paraná, não foi encontrado nos indivíduos do reservatório.

Em relação aos grupos que esperava-se encontrar nas necrópsias dos indivíduos do reservatório, Monogenea e Nematoda, sabe-se que o grupo dos Monogenea ainda não possui registros de doenças zoonóticas transmitidas aos seres humanos até então (CHAIA; MURRELLB; LYMBERIC, 2005). O que nos leva a crer que os parasitas deste grupo encontrados nas necrópsias não possuem ameaça a população ribeirinha que faça consumo do hospedeiro in-natura. Já o grupo dos Nematoda possui espécies que podem ser agentes causadores de uma doença zoonótica que em estado larval infecta seu hospedeiro aquático e em humanos podem se infectar em caso de consumo de peixe cru também com a larva do parasita, causando gastroenterite ou perfurações intestinais (BRANCIARI et al., 2016). Tal doença pode ser causada pelo gênero *Estronglydes* e *Contracaecum*, encontrados no levantamento parasitando a espécie em foco.

Conforme apresentado nos resultados, após comparação entre o que fora encontrado no Blast e as espécies de nematóides que acometem *Serrasalmus maculatus* no Alto Paraná de acordo com o checklist elaborado, o gênero *Contracaecum* foi o identificado dentre as amostras. Assim, é a espécie-foco a se analisar.

O gênero zoonótico *Contracaecum* pertencente à família Anisakidae são endoparasitas de corpo alongado, fino e esbranquiçado de ciclo heteróximo (PARDO et al., 2009), que foram encontrados durante as necrópsias de *Serrasalmus maculatus* e também vistos parasitando as traíras do reservatório (KLEIN et al., 2023). Os parasitas em sua fase adulta são encontrados essencialmente em aves piscívoras e tem elas e as focas como hospedeiros definitivos (MADI E SILVA, 2005). Crustáceos, moluscos, gastrópodes, celenterados e ctenóforos abrigam as larvas L2 e são os primeiros hospedeiros intermediários deste parasita. No caso dos peixes, tanto os de água doce como salgada são considerados os hospedeiros secundários e abrigam em sua cavidade celômica as larvas L3. Os humanos acabam sendo hospedeiros acidentais para o parasita quando consomem peixe cru infectado pelas larvas L3 (PAVANELLI et al., 2018).

O gênero é potencial causador da chamada Anisakidose humana, uma parasitose gastrointestinal gerada pela ingestão acidental de larvas infectantes do parasita. Considerada uma doença de distribuição global por infectar até

mesmo espécies como o Bacalhau, apresenta dificuldade em seu diagnóstico por assemelhar-se a diversas outras enfermidades como apendicite, que pode se dar de diversas formas. A patologia depende do local onde o parasita se instala no organismo, podendo ser: luminal, gástrica, subaguda crônica e alérgica (RAMOS, 2011). Quando gástrica, pode gerar náuseas e vômito dentro de 24 horas após a infecção. Se ocorrer no intestino ou em demais órgãos, como fígado e pulmão, pode gerar a perfuração destes com resposta inflamatória (NUNES; LADEIRA; MERGULHÃO, 2003).

Uma das formas de prevenção da doença, uma vez que se consuma pescado cru, é que este seja um produto de qualidade sanitária satisfatória, que a evisceração do peixe tenha sido feita logo após sua captura e que tenha ficado a uma temperatura de -20°C , por pelo menos 24 horas antes do consumo para inativação das larvas (SOUZA et al., 2016). Vale ressaltar que uma forma de identificar parasitas nematóides no peixe é através de transiluminação, assim não se altera o aspecto do alimento (PETRIE et al., 2009)

Conclui-se assim que tal infecção facilmente pode estar ocorrendo com a população do entorno do reservatório devido a possibilidade deste gênero parasitário estar acometendo as piranhas, uma vez que hoje no Reservatório Guarapiranga eles possuem como foco parasitário as Traíras, que por sua vez são parte da dieta do hospedeiro em questão no local de estudo, o que tornaria possível a infecção deste pelo parasita zoonótico (KLEIN et al., 2023), levando assim a um problema de saúde pública e emergência sanitária.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

O presente trabalho, em sua primeira etapa, confirmou a ocorrência, até o momento, dos sete grandes grupos: Monogenea, Crustacea, Nematoda, Digenea, Acanthocephala, Cestoda e Apicomplexa, parasitando as 16 espécies de piranhas: *Serrasalmus* sp., *Serrasalmus altuvei*, *Serrasalmus brandtii*, *Serrasalmus compressus*, *Serrasalmus eigenmanni*, *Serrasalmus elongatus*, *Serrasalmus gouldingi*, *Serrasalmus maculatus*, *Serrasalmus manueli*, *Serrasalmus marginatus*, *Serrasalmus niger*, *Serrasalmus rhombeus*, *Serrasalmus spilopleura*, *Serrasalmus striolatus*, *Pygocentrus nattereri* e

Pygocentrus Piraya em território nacional, segundo o checklist realizado, com base na literatura revisada da parasitofauna do hospedeiro em questão.

Em sua segunda etapa, através das coletas realizadas na fazenda Nutrify, no Reservatório Guarapiranga, encontrou-se a espécie *Serrasalmus maculatus* ou popularmente Piranha-Amarela, parasitada por dois grupos de hospedeiros identificados como Monogenea e Nematoda. Em sua maioria os indivíduos necropsiados estavam parasitados pelo grupo Monogena, localizado nos filamentos branquiais destes. Apesar disso, o grupo identificado após o sequenciamento foi o grupo Nematoda, com o gênero *Contracaecum*.

O gênero *Contracaecum*, encontrado comumente na literatura e nas coletas realizadas, é um gênero zoonótico, causador da Anisakidose humana que já acomete atualmente as traíras do reservatório, e sendo estas um dos focos de predação das piranhas do local, justifica-se a presença do gênero parasitário em questão nas espécies coletadas e confirma-se assim o caráter bioindicador destas, bem como o potencial zoonótico emergencial de um dos grupos que as parasitam.

Conclui-se assim a presença de parasitas zoonóticos no local, parasitando mais de um hospedeiro, sendo assim de extrema relevância a continuidade dos estudos a respeito, uma vez que, é possível a busca por outros marcadores genéticos que consigam sequenciar uma maior quantidade de amostras e traga maior exatidão na identificação das mesmas, o que futuramente pode dar início a um novo checklist, que inclusive mensure a variação sazonal que acomete os hospedeiros e o ciclo de seus parasitas, fator que já foi brevemente observado através das coletas do presente trabalho.

A pesquisa em questão, junto à somatória de possibilidades futuras de projetos acerca do tema citadas acima, corroboram com os estudos e a geração de conhecimento dentro das áreas da Saúde Única, Biologia e Medicina Veterinária merecendo atenção e incentivo, não só do meio acadêmico mas também da saúde pública, por apresentar fatores de risco à saúde humana que podem trazer malefícios de diversos graus, seja para as espécies do reservatório e para a população do seu entorno, através da pesca de subsistência, ou com o grande mercado do pescado, tornando cada vez mais necessária a prática de medidas sanitárias e de fiscalização.

REFERÊNCIAS

- ABUJANRA, F.; AGOSTINHO, A. A.; HAHN, N. S. Effects of the flood regime on the body condition of fish of different trophic guilds in the Upper Paraná River floodplain, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 69, n. 2 suppl, p. 469–479, jun. 2009.
- ACÁCIO, M., et al. The Parasitic Crustaceans of *Serrasalmus rhombeus* (Linnaeus, 1776) (Characiformes: Serrasalminidae) from floodplain lakes of the Solimões river, Central Amazon, Brazil. **Neotrop. Helminthol**, vol. 6, n. 2, 2012.
- ACOSTA, A. A., et al. Aspectos parasitológicos dos peixes. In: SILVA, R.J., orgs. Integridade ambiental da represa de Jurumirim: ictiofauna e relações ecológicas. São Paulo. **Editora UNESP**, p. 115-192, 2016.
- AGOSTINHO, A. A.; BENEDITO-CECILIO, E. Situação atual e perspectivas da ictiologia no Brasil. Maringá. **Eduem**, 1992.
- AGOSTINHO, A. A. et al. Considerações sobre os impactos dos represamentos na ictiofauna e medidas para sua atenuação. Um estudo de caso: Reservatório de Itaipu. Maringá. **Revista UNIMAR**, vol. 14, p. 89-107, out.1992.
- ALEXANDRE, E. A. A.; YAMADA, F. H. Diversity and ecology of parasitic fauna of the endemic *Serrasalmus brandtii* Lütken, 1875 from the Caatinga Domain, Brazil. **Journal of Natural History**, v. 56, n. 33-36, p. 1447–1458, 17 set. 2022.
- ANDERSON, R. C. Nematode Parasites of Vertebrates. [s.l.] **CABI**, 2000.
- ARARIPE, H. Ataque de piranhas na lagoa do Portinho (Parnaíba/PI) - bioindicador de desequilíbrio ecológico. In: Meio Ambiente no Baixo Parnaíba: olhos no mundo, pés na região. Maranhão. **EDUFMA**, 2008.
- BARBIERI, G., et al. Avaliação qualitativa da comunidade de peixes da Represa Guarapiranga, São Paulo. **Instituto de Pesca**, p. 21 (Boletim Técnico, n. 30), 2000.
- BEVILAQUA, D. R.; FREITAS, C. E.; SOARES, M. G. Crescimento e Mortalidade de *Pygocentrus nattereri* Kner, 1885 em Lagos de Várzea da Região

de Manacapuru, Amazônia. **Revista Brasileira de Engenharia de Pesca**, v. 5, n. 2, p. 43–52, 10 set. 2010.

BÖHLKE, J. E.; WEITZMAN, S. H.; MENEZES, N. A. Estado atual da sistemática dos peixes de água doce da América do Sul. **Acta Amazonica**, v. 8, n. 4, p. 657–677, dez. 1978.

BOYLAN, S. Zoonoses Associated with Fish. **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**, v. 14, n. 3, p. 427–438, set. 2011.

BRAGONI, G.; ROMESTAND, B.; TRILLES, J. P. Parasitoses à Cymothoadien chez le loup *Dicentrarchus labrax* (Linnaeus, 1758) en élevage. I. Ecologie parasitaire dans le cas de l'étang de Diana (Haute-Corse) (Isopoda, Cymothoidae). **Crustaceana**, v. 47, p. 44-51, 1984.

BRANCIARI, R., et al. Occurrence of Parasites of the Genus *Eustrongylides* spp. (Nematoda: Dioctophymatidae) in Fish Caught in Trasimeno Lake, Italy. **Italian Journal of Food Safety**, v. 5, n. 4, p. 6130, 15 nov. 2016.

BUCKUP; MENEZES; GHAZZI. **Catálogo das espécies de peixes de água doce do Brasil**. [s.l: s.n.].

CAMPOS NETO, M. F.; HADDAD JÚNIOR, V.; VANRELL, J. P. Estudo de Caso: Vítima Afogada e Atacada por Piranhas na Região do Pantanal de Mato Grosso-Brasil. **Brazilian Journal of Forensic Sciences, Medical Law and Bioethics**, v. 1, n. 3, p. 93–96, 2012.

CARDOSO, L. D., et al. **TÓPICOS ESPECIAIS EM CIÊNCIA ANIMAL VII 1ª EDIÇÃO**. [s.l: s.n.]. Disponível em: <https://cienciasveterinarias.ufes.br/sites/cienciasveterinarias.ufes.br/files/fileld/anexo/topicos_especiais_em_ciencia_animal_vii_2018.pdf>.

CASALI, G. P.; TAKEMOTO, R. M. Endoparasitic fauna of *Serrasalmus* spp. (Characidae: Serrasalminae) in a neotropical floodplain. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, v. 38, n. 1, p. 105–105, 21 jul. 2016.

저자: CATHERINE HADFIELD; CLAYTON, L. **Clinical guide to fish medicine**. 출판사: Hoboken, Nj: John Wiley & Sons, Inc, 2021.

CHAI, J. Y.; DARWIN MURRELL, K.; LYMBERY, A. J. Fish-borne parasitic zoonoses: Status and issues. **International Journal for Parasitology**, v. 35, n. 11-12, p. 1233–1254, out. 2005.

CREMONTE, F.; BALSEIRO, P.; FIGUERAS, A. Occurrence of *Perkinsus olseni* (Protozoa: Apicomplexa) and other parasites in the venerid commercial clam *Pitar rostrata* from Uruguay, southwestern Atlantic coast. **Diseases of aquatic organisms**, v. 64, p. 85–90, 1 jan. 2005.

DA SILVA NEGRÃO, M. C., et al. Prevalence and molecular characterisation of *Calyptospora* parasites Overstreet, Hawkins and Fournié, 1984 (Apicomplexa: Calyptosporidae) in fishes from the eastern Amazon, Brazil. **Parasitology International**, v. 73, p. 101975, dez. 2019.

DE ALBUQUERQUE, M. C.; CLAPP, M. D. dos S.; SATO, M. de C. B. Endoparasites of two species of forage fish from the Três Marias reservoir, Brazil: new host records and ecological índices. **Brazilian Journal of Veterinary Medicine**, v. 38, n. Supl. 3, p. 139–145, 2016.

DE OLIVEIRA, J. D. F., et al. Hepatic coccidiosis in *Serrasalmus rhombeus* Linnaeus, 1766 from the Amazon basin: morphological and histopathological aspects. **Revista Brasileira De Parasitologia Veterinaria**, v. 30, n. 1, 1 jan. 2021.

DOGGA, S. K., et al. Phylogeny, Morphology, and Metabolic and Invasive Capabilities of Epicellular Fish *Coccidium* *Goussia janae*. **Protist**, v. 166, n. 6, p. 659–676, 1 dez. 2015.

DOMINGUEZ, H. N., et al. Metacercárias (Platyhelminthes: Digenea) em espécies de peixes ornamentais de água doce no Sudeste do Brasil: relato de caso. **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP**, v. 18, n. 1, 12 dez. 2019.

DUARTE, R.; Santos-Clapp, M. D.; Brasil-Sato, M. C. *Sebekia* sp. (Eupentastomida, Sebekidae) in *Pygocentrus piraya* (Actinopterygii: Serrasalminae) from marginal lagoons of the middle São Francisco River basin, Brazil. **Revista Brasileira De Parasitologia Veterinaria**, v. 31, n. 4, 1 jan. 2022.

EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M.; PAVANELLI, G. C. Diversidade dos parasitas de peixes de água doce do Brasil. Maringá. **Clichetec**, 2010.

EUZET, L.; COMBES, C. The selection of habitats among the monogenea. **International Journal for Parasitology**, v. 28, n. 10, p. 1645–1652, out. 1998.

FAO. Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação: Novo relatório da FAO aponta que produção da pesca e aquicultura no Brasil deve crescer mais de 100% até 2025. **FAO no Brasil. Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture**. Disponível em: <<https://www.fao.org/brasil/noticias/detail-events/fr/c/423722/>>. Acesso em: 15 dez. 2022.

FERRAZ DE LIMA, C. L. B.; FERRAZ DE LIMA, J. A.; CECARELLI, P. S. Ocorrência de Acanthocéfalos parasitando o Pacu, *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 (Pisces, Serrasalminae) em piscicultura, **Téc. CEPTA**, vol. 2, p. 43-51, 1989.

FERREIRA, F. S., et al. Trophic ecology of two piranha species, *Pygocentrus nattereri* and *Serrasalmus marginatus* (Characiformes, Characidae), in the floodplain of the Negro River, Pantanal. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 26, n. 4, p. 381–391, dez. 2014.

FILHO, F. M. DOS S. et al., Mercúrio, cromo, cádmio e chumbo em *Pygocentrus Nattereri* Kner, 1858 e *Prochilodus Lineatus* (Valenciennes, 1836) de Dois Rios do Pantanal (MT), Brasil. **Revista Brasileira de Ciências Ambientais**, n. 42, p. 67–81, dez. 2016.

FONTANA, M. et al., Parasitism by argulids (Crustacea: Branchiura) in piranhas (Osteichthyes: Serrasalminae) captured in the Caiçara bays, upper

Paraguay River, Pantanal, Mato Grosso state, Brazil. **Neotropical Ichthyology**, v. 10, n. 3, p. 653–659, 23 out. 2012.

FOURNIE, J. W.; OVERSTREET, R. M. Host specificity of *Calyptospora funduli* 42 (Apicomplexa: Calyptosporidae) in atheriniform fishes. **Journal of Parasitology**, v. 79, n. 5, p. 720–727, 1993.

FRANCESCHINI, L., et al. Parasitic infections of *Piaractus mesopotamicus* and hybrid (*P. mesopotamicus* x *Piaractus brachypomus*) cultured in Brazil. **Revista Brasileira De Parasitologia Veterinaria**, v. 22, n. 3, p. 407–414, 1 set. 2013.

FREITAS, C. E. C.; SIQUEIRA-SOUZA, F. K. O uso de peixes como bioindicador ambiental em áreas de várzea da bacia amazônica. **Revista Agrogeoambiental**, v. 1, n. 2, 1 ago. 2009.

G1, TV Anhanguera do Tocantins. **Após 18 ataques de piranhas em um dia, telas de proteção das praias da capital recebem reparos**. Disponível em: <<https://g1.globo.com/to/tocantins/noticia/2022/07/18/apos-18-ataques-de-piranhas-em-um-dia-telas-de-protecao-das-praias-da-capital-recebem-reparos.ghtml>>. Acesso em: 20 fev. 2023.

G1, TV Gazeta de Alagoas. **Ataque de piranhas deixa seis feridos no Rio São Francisco, em Alagoas**. Disponível em: <<https://g1.globo.com/al/alagoas/noticia/2021/09/13/ataque-de-piranhas-deixa-seis-feridos-no-rio-sao-francisco-em-alagoas.ghtml>>. Acesso em: 20 fev. 2023.

GAMA, C. S., et al. *Argulus juparanensis* (Branchiura) em Raias *Potamotrygon* spp. (Potamotrygonidae) na Foz do Rio Amazonas (Brasil). **Biota Amazônia**, v. 5, n. 2, p. 134–136, 30 jun. 2015.

GOATER, T.; Goater, C.; Esch, G. W. Phylum Acanthocephala, Capítulo 8, **Parasitism**, 2014. [s.l.: s.n.]. Disponível em: <<https://host170.sedici.unlp.edu.ar/server/api/core/bitstreams/8105896b-2b07-4a87-ae55-39ae81f0cdaf/content>>.

HANGAN, M.; URDES, L.; IANITCHI, D. The Prevalence and Pathogenicity of the "Anchor Worm" (*Lernea* spp, Phylum Arthropoda) within the

Finfish Inhabiting the Danube Delta Area. **Lucrari Stiintifice: Zootehnie si Biotehnologii**, vol. 46, p.258, 2013.

Jerônimo, et. al. **Aquicultura no Brasil: Novas Perspectivas Volume 1 Aspectos Biológicos, Fisiológicos e Sanitários de Organismos Aquáticos**. [s.l: s.n.]. Disponível em: <<https://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/bitstream/doc/1040459/1/2015CL09.pdf>>.

JOHNSON, R. K.; WIEDERHOLM, T.; ROSENBERG, D. M. Freshwater Biomonitoring Using Individual Organisms, Populations, and Species Assemblages of Benthic Macroinvertebrates, pp. 40–158. 2017. Disponível em: <file:///C:/Users/gabri/Downloads/Johnsonetal1993%20(1).pdf>. Acesso em: 05 mai. 2022.

KAITO, S., et al. A case of small bowel obstruction due to infection with *Bolbosoma* sp. (Acanthocephala: Polymorphidae). **Parasitology International**, v. 68, n. 1, p. 14–16, 1 fev. 2019.

KLEIN, V. G. S., et al. Pesquisa de nematóides de importância zoonótica em traíras (*Hoplias malabaricus* bloch, 1794) e tilápias (*Oreochromis niloticus*) no estado de São Paulo/SP, Brasil. **Brazilian Journal of Global Health**, v. 3, n. 12, p.15-17, 2023.

KOHN, A.; COHEN, S. M. South American Monogenea—list of species, hosts and geographical distribution. **Int. J. Parasitol.**, v. 28, n. 10, p. 1517–1554, 1 out. 1998.

KRITSKY, D. C.; BOEGER. W. A. Neotropical Monogenea. 12. Dactylogyridae from *Serrasalmus nattereri* (Cypriniformes, Serrasalmidae) and Aspects of Their Morphologic Variation and Distribution in the Brazilian Amazon. **Proc. Helminthol. Soc. Wash**, vol. 55, n. 2, p. 188-213, 1988.

KRITSKY, D. C.; BOEGER, W. A.; JÉGU, M. Neotropical Monogenoidea. 30. Ancyrocephalinae (Dactylogyridae) of Piranha and Their Relatives (Teleostei, Serrasalmidae) from Brazil: Species of *Calpidothecium* gen. n.,

Calpidothecioides gen. n., Odothecium gen. n., and Notothecioides gen. n. **J. Helminthol. Soc. Wash**, vol. 64, n. 2, p. 208-218, 1997.

KRITSKY, D. C.; BOEGER, W. A.; JÉGU, M. Neotropical Monogenoidea. 17. Anacanthorus Mizelle and Price, 1965 (Dactylogyridae, Anacanthorinae) from Characoid Fishes of the Central Amazon. **J. Helminthol. Soc. Wash**, v. 59, n. 1, p. 25-51, 1992.

KRITSKY, D. C.; BOEGER, W. A.; JÉGU, M. Neotropical Monogenoidea. 28. Ancyrocephalinae (Dactylogyridae) of Piranha and Their Relatives (Teleostei, Serrasalminidae) from Brazil and French Guiana: Species of Notozothecium Boeger and Kritsky, 1988, and Mymarothecium gen. n. **J. Helminthol. Soc. Wash**, v. 63, n. 2, p. 153-175, 1996.

KRITSKY, D. C., BOEGER, W. A., JÉGU, M. Neotropical Monogenoidea. 29. Ancyrocephalinae (Dactylogyridae) of Piranha and Their Relatives (Teleostei, Serrasalminidae) from Brazil: Species of Amphithecium Boeger and Kritsky, 1988, Heterothecium gen. n. and Pithanothecium gen. n. **J. Helminthol. Soc. Wash**, v. 64, n. 1, p. 25-54, 1997.

KRITSKY, D. C.; BOEGER, W. A.; JÉGU, M. Neotropical Monogenoidea. 31. Ancyrocephalinae (Dactylogyridae) of Piranha and Their Relatives (Teleostei, Serrasalminidae) from Brazil: Species of Notothecium Boeger and Kritsky, 1988, and Enallothecium gen. n. **J. Helminthol. Soc. Wash**, v. 65 n. 1, p. 31-49, 1998.

LANGGANI, F., et al. Diversidade da ictiofauna do Alto Rio Paraná: composição atual e perspectivas futuras. **Biota Neotropica**, v. 7, n. 3, p. 181–197, 2007.

LEHUN, A. L., et al. Checklist of parasites in fish from the upper Paraná River floodplain: An update. **Revista Brasileira De Parasitologia Veterinaria**, v. 29, n. 3, 1 jan. 2020.

LEWINSOHN, T. M.; PRADO, P. I., 2005 Quantas Espécies Há No Brasil – Megadiversidade. **Taxonomia (Biologia), Intervalo de confiança**. Disponível em: <<https://pt.scribd.com/document/328914622/Lewinsohn-2005-Quantas-Especies-Ha-No-Brasil-Megadiversidade>>. Acesso em: 11 mar. 2023.

LIMA DOS SANTOS, C. A. M.; HOWGATE, P. Fishborne zoonotic parasites and aquaculture: A review. **Aquaculture**, v. 318, n. 3-4, p. 253–261, ago. 2011.

LUQUE, J. L., et al. Checklist of Crustacea parasitizing fishes from Brazil. **Check List**, v. 9, n. 6, p. 1449, 1 nov. 2013.

MACIEL, H. M.; SOARES, M. G. M.; PRESTES, L. Reprodução da piranha-amarela *Serrasalmus spilopleura* Kner, 1858, em lagos de várzea, Amazonas, Brasil. **Biota Neotropica**, v. 11, n. 2, p. 97–102, 1 jun. 2011.

MADI, R. R.; SILVA, M. S. R. *Contracaecum* Railliet & Henry, 1912 (Nematoda, Anisakidae): o parasitismo relacionado à biologia de três espécies de peixes piscívoros no reservatório do Jaguari, SP. **Revista Brasileira Zoociências**, v. 7, n. 1, p. 15-24, jun. 2005.

MALTA, J. C. DE O.; VARELLA, A. Os Argulíddeos (Crustacea: Branchiura) da Amazônia Brasileira 3. Aspectos da Ecologia de *Dolops striata* Bouvier, 1899 e *Dolops carvalhoi* Castro, 1949. **Acta Amazonica**, v. 13, n. 2, p. 299–306, abr. 1983.

MALTA, J. C. O.; VARELLA, A. M. B. CELSO, J.; BEZERRA, M. *Ergasilus yumaricus* sp. n. (Copepoda: Ergasilidae) das Brânquias de *Pygocentrus nattereri* (Kner, 1860), *Serrasalmus rhombeus* (Linnaeus, 1819) E *Pristobrycon eigenmanni* (Norman, 1929) (Characiformes: Serrasalmidae) da Amazônia Brasileira. **Acta Amazonica**, v. 25, n. 1-2, p. 93–100, 1 jan. 1995.

MARCENIUK, A. P.; HILSDORF, A. W.; LANGEANI, F. A ictiofauna de cabeceiras do rio Tietê, São Paulo, Brasil. **Biota Neotropica**, v. 11, n. 3, p. 217–236, set. 2011.

MARTINS, M. L., et al. Protozoan infections in farmed fish from Brazil: diagnosis and pathogenesis. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 24, n. 1, p. 1–20, mar. 2015.

MATEUSSI, N. T. B., et al. Phylogenomics of the Neotropical fish family Serrasalmidae with a novel intrafamilial classification (Teleostei:

Characiformes). **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 153, p. 106945–106945, 1 dez. 2020.

MENEGUETTI, D. U. O., et al. Primeiro relato de larvas de Eustrongylides sp. (Nematoda: Dioctophymatidae) em Hoplias malabaricus (Characiformes: Erythrinidae) no Estado de Rondônia, Amazônia Ocidental, Brasil. **Revista Pan-Amazônica de Saúde**, v. 4, n. 3, p. 55–58, set. 2013.

MENEZES, N. A. The food of Brycon and three closely related genera of the tribe Acestrorhynchini. **Papéis Avulsos de Zoologia**, v. 22, n. 1-25 (1968-1969), p. 217–223, 1 abr. 1969.

MEYER, F.; BARCLAY, L. **Field Manual for the edited by**. [s.l: s.n.]. Disponível em: <<https://pubs.usgs.gov/rp/177/rp177.pdf>>.

MIGUEL, S. B., et al. Parasites and diet of Serrasalmus maculatus in a hydroelectric reservoir in Brazil. **Revista Brasileira De Parasitologia Veterinária**, v. 31, n. 1, 1 jan. 2022.

MIRANDA, J. C. Ameaças aos peixes de riachos da Mata Atlântica. **Universidade do Estado do Rio de**. [s.l: s.n.]. Disponível em: <http://www.naturezaonline.com.br/natureza/conteudo/pdf/07_MirandaJC_136139.pdf>.

MIZELLE, J. D.; PRICE, C. E. Studies on Monogenetic Trematodes. XXVIII. Gill Parasites of the Piranha with Proposal of Anacanthorus gen. n. **Journal of Parasitology**, v. 51, n. 1, p. 30–30, 1 fev. 1965.

MORAIS, A. M.; CÁRDENAS, M. Q.; MALTA, J. C. DE O. Nematofauna of red piranha *Pygocentrus nattereri* (Kner, 1958) (Characiformes: Serrasalminidae) from Amazonia, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 28, n. 3, p. 458–464, jul. 2019.

MORATAL, S., et al. Potential Risk of Three Zoonotic Protozoa (*Cryptosporidium* spp., *Giardia duodenalis*, and *Toxoplasma gondii*) Transmission from Fish Consumption. **Foods**, v. 9, n. 12, p. 1913, 21 dez. 2020.

MOREY, G. A. M., et al. Copepods (Crustacea: Ergasilidae) Fish Parasites of foodplain lakes of Central Amazon, Brazil. **Neotropical Helminthology**, vol. 10, n. 2, 2016.

NAKAMURA, P. **Palometas se aproximam da bacia do Tramandaí; entenda por que isso é um problema ambiental**. Disponível em: <<https://gauchazh.clicrbs.com.br/ambiente/noticia/2023/05/palometas-se-aproximam-da-bacia-do-tramandai-entenda-por-que-isso-e-um-problema-ambiental-cli0hb1o2005b016xjtddavu8.html>>. Acesso em: 20 fev. 2023.

National Library of Medicine (National Center for Biotechnology Information) – Blast. Disponível em: <https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>. Acesso em: 29 dez. 2023.

NOGA, E. J. **Fish Disease**. [s.l.] John Wiley & Sons, 2011.

NUNES, C.; LADEIRA, S.; Mergulhão, A. Alergia ao Anisakis simplex na população portuguesa. **Rev. Port. Imun.**, v. 11, n. 1, p. 30-40, 2003.

OLIVEIRA, A. K., et al. Diet shifts related to body size of the pirambeba *Serrasalmus brandtii* Lütken, 1875 (Osteichthyes, Serrasalminae) in the Cajuru Reservoir, São Francisco River Basin, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 64, n. 1, p. 117–124, 1 fev. 2004.

OLIVEIRA, M.; SOUSA, W. J. O Ataque das Piranhas: um Estudo de Caso na Praia do Caju em Palmas-TO. **Congresso Norte Nordeste de Pesquisa e Inovação**, 7, 2012, Tocantins. [...] Tocantins: CONEPI, 2012.

OLIVEIRA, M. S. B., et al. Larvas de nematoides de potencial zoonótico infectando peixes carnívoros do baixo Rio Jari, no Norte do Brasil. Macapá. **Biota Amazônia**, v. 9, n. 4, p. 50-52, 2019.

PARDO, S. C., et al. Índices parasitarios y descripción morfológica de *Contracecum* sp. (Nematoda: Anisakidae) en Blanquillo *Sorubim cuspidatus* (Pimelodidae) del Río Sinú. **Rev. MVZ**, v. 14, n. 2, p. 1712-1722, 2009.

PAVANELLI, G. C., et al. Ginger oil (*Zingiber officinale*) in the fight against larvae of *Contracaecum* sp. that cause human zoonoses. **O Mundo da Saúde**, v. 42, n. 2, p. 534-547, jun. 2018.

PETRIE, A., et al. A survey of *Anisakis* and *Pseudoterranova* in Scottish fisheries and the efficacy of current detection methods. **Gov Vet J**, v. 20, n. 1, p. 28-31, 2009.

POMPEU, P. Dieta da pirambeba *Serrasalmus brandtii* Reinhardt (Teleostei, Characidae) em quatro lagoas marginais do rio São Francisco, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 16, n. suppl 2, p. 19–26, 1999.

PORTO, D. B., et al. Ação do permanganato de potássio (KMnO₄) sobre populações de *Anacanthorus spathulatus* e *Notozothecium janauachensis* parasita das brânquias de tambaqui, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1816). repositorio.inpa.gov.br, 2017.

RAMOS, P. *Anisakis* spp. em bacalhau, sushi e sashimi: risco de infecção parasitária e alergia. **Rev. Port. Cienc. Vet**, v. 110, p. 87-97, 2011.

REIS, R. E., et al. Fish biodiversity and conservation in South America. **Journal of Fish Biology**, v. 89, n. 1, p. 12–47, 17 jun. 2016.

REIS, R. E. Check list of the freshwater fishes of South and Central America. [s.l.]. Porto Alegre. **Edipucrs**, 2003.

Representante da FAO apresenta situação e perspectivas da pesca no mundo. **CATI** Disponível em: <<https://www.cati.sp.gov.br/portal/imprensa/noticia/representante-da-fao-apresenta-situacao-e-perspectivas-da-pesca-no-mundo>>. Acesso em: 15 dez. 2023.

ROSIM, D. F.; Mesquita, R. L. B.; Luque, J. L. Occurrence of *Gamispatulus schizodontis* Thatcher & Boeger, 1984 (Cyclopoida, Ergasilidae) in the nasal cavities of Erythrinidae fishes from Brazil. **Pan-American Journal of Aquatic Sciences**, v. 5, n. 1, p. 153-156, 1 jan. 2010.

ROSSIN, M. A., et al. Rhinoxenus (Dactylogyridae) parasitizing piranhas (Serrasalminae) at its southernmost limit of distribution (Paraná River, Argentina), with the description of two new species. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 91, n. 4, 2019.

RU, S. S., et al. Morphology, molecular characterization and phylogeny of *Bolbosoma nipponicum* Yamaguti, 1939 (Acanthocephala: Polymorphidae), a potential zoonotic parasite of human acanthocephaliasis. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v. 18, p. 212–220, ago. 2022.

SANTOS, C. A. M. L.; Howgate, P. Fishborne zoonotic parasites and aquaculture: A review. **Aquaculture**, v. 318, n. 3-4, p. 253–261, ago. 2011.

SANTOS, M. D., et al. First report of larval *Spiroxys* sp. (Nematoda, Gnathostomatidae) in three species of carnivorous fish from Três Marias Reservoir, São Francisco River, Brazil. **Pan-American Journal of Aquatic Sciences**, vol. 4, n. 3, p.306-311, 2009.

SANTOS, M. D.; THATCHER, V. E.; BRASIL-SATO, M. C. *Brasergasilus bifurcatus* sp. nov. (Copepoda, Ergasilidae, Abergasilinae) from the gills and nasal fossae of serrasalminid fishes from the Três Marias Reservoir, Upper São Francisco River, Minas Gerais State, Brazil. **Acta Parasitologica**, v. 52, n. 3, 1 jan. 2007.

SANTOS, M. D., et al. *Sebekia* sp. (Eupentastomida, Sebekidae) in *Pygocentrus piraya* (Actinopterygii: Serrasalminae) from marginal lagoons of the middle São Francisco River basin, Brazil. **Revista Brasileira De Parasitologia Veterinaria**, v. 31, n. 4, 1 jan. 2022.

SCHOLZ, T. Parasites in cultured and feral fish. **Veterinary Parasitology**, v. 84, n. 3-4, p. 317–335, ago. 1999.

SÉRGIO AGOSTINHO, C.; FERREIRA, H.; JR, J. Observation of an invasion of the piranha *Serrasalmus marginatus* Valenciennes, 1847 (Osteichthyes, Serrasalminae) into the Upper Paraná River, Brazil. **Acta Scientiarum Maringá**, v. 24, n. 2, p. 391–395, 2002.

SiBBr - Sistema de Informação sobre a Biodiversidade Brasileira.
Disponível em: <<https://sibbr.gov.br/>>.

SILVA, M. F., et al. Gastric coccidiosis in *Thoracocharax stellatus* caused by *Goussia guamaensis* n. sp. (Apicomplexa: Eimeriidae) from the Amazon region. **Journal of Fish Diseases**, v. 42, n. 6, p. 905–912, abr. 2019.

SILVA, R. M., et al. Parasitic fauna in hybrid tambacu from fish farms. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 48, n. 8, p. 1049–1057, ago. 2013.

SOLDATI, D.; DUBREMETZ, J. F.; LEBRUN, M. Microneme proteins: structural and functional requirements to promote adhesion and invasion by the apicomplexan parasite *Toxoplasma gondii*. **International Journal for Parasitology**, v. 31, n. 12, p. 1293–1302, out. 2001.

SOUZA, M. E., et al. Anisakidose Humana: Zoonose com risco potencial para consumidores de pescado cru. **Veterinária e Zootecnia**, v. 23, n. 1, p. 25–37, mar. 2016.

SUTILI, F. J.; GRESSLER, L. T.; PELEGRINI, L. F. V. *Clinostomum complanatum* (Trematoda, Digenea): a parasite of birds and fishes with zoonotic potential in southern Brazil. A Review. **Revista Brasileira de Higiene e Sanidade Animal**, v. 8, n. 1, 2014.

TAKEMOTO, R. M., et al. Diversity of parasites of fish from the Upper Paraná River floodplain, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 69, n. 2 suppl, p. 691–705, 1 jun. 2009.

TAVARES-DIAS, M., et al. Distribution pattern of crustacean ectoparasites of freshwater fish from Brazil. v. 24, n. 2, p. 136–147, 1 abr. 2015.

TAVARES-DIAS, M.; MARTINS, M. L.; MORAES, F. R. Fauna parasitária de peixes oriundos de “pesque-pague” do município de Franca, São Paulo, Brasil. I. Protozoários. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 18, n. suppl 1, p. 67–79, jul. 2001.

THATCHER, V.; SANTOS, M.; BRASIL-SATO, M. *Gamidactylus piranhus* sp. nov. (Copepoda, Vaigamidae) from the nasal fossae of serrasalmid fishes

from the Três Marias Reservoir, Upper São Francisco River, Minas Gerais State, Brazil. **Acta Parasitologica**, v. 53, n. 3, 1 jan. 2008.

THATCHER, V. E. Vanamea GEN. NOV. FOR *Livoneca symmetrica* VAN NAME, 1925, (CRUSTACEA, ISOPODA, CYMOTHOIDAE) AND A REDESCRIPTION OF THE SPECIES BASED ON SPECIMENS FROM BRAZILIAN PIRANHAS. **Acta Amazonica**, v. 23, n. 2-3, p. 287–296, 1 jan. 1993.

THATCHER, V. E. Two new Bucephalidae (Trematoda) from Fishes of the Brazilian Amazon. **Acta Amazonica**, v. 29, n. 2, p. 331–335, jun. 1999.

TOMLEY, F. M., et al. EtMIC4: a microneme protein from *Eimeria tenella* that contains tandem arrays of epidermal growth factor-like repeats and thrombospondin type-I repeats. **International Journal for Parasitology**, v. 31, n. 12, p. 1303–1310, 1 out. 2001.

VAN EVERY, L. R.; KRITSKY, D. C. Neotropical Monogenoidea. 18. *Anacanthorus Mizelle* and Price, 1965 (Dactylogyridae, Anacanthorinae) of Piranha (Characoidea, Serrasalminidae) from the Central Amazon, their Phylogeny, and Aspects of Host-Parasite Coevolution. **J. Helminthol. Soc. Wash**, v. 59, n. 1, p. 52-75, 1992.

VASCONCELOS, H. C. G., et al. Crustacean parasites of *Leporinus affinis*, an Anostomidae fish from the Brazilian Amazon. **Revista Brasileira De Parasitologia Veterinaria**, v. 29, n. 2, 1 jan. 2020.

VICENTIN, W., et al. Metazoan endoparasites of *Serrasalmus marginatus* (Characiformes: Serrasalminae) in the Negro River, Pantanal, Brazil. **Revista Brasileira De Parasitologia Veterinaria**, v. 20, n. 1, p. 61–63, 1 mar. 2011.

VICENTIN, W., et al. Metazoan endoparasites of *Pygocentrus nattereri* (Characiformes: Serrasalminae) in the Negro River, Pantanal, Brazil. **Revista Brasileira De Parasitologia Veterinaria**, v. 22, n. 3, p. 331–338, 1 set. 2013.

10. MATERIAL SUPLEMENTAR

10.1 APÊNDICE

APÊNDICE A

Quadro 1 - Lista de Parasitas associados a Piranhas

Hospedeiro	Parasita	Grupo parasitário	Ocorrência no Hospedeiro	Drenagens de ocorrência	Referência
<i>Serrasalmus</i> sp.	<i>Amphithecium diclonophallum</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Rio Jatapú, Rio Uatumã (Amazonas).	1
	<i>A. falcatum</i>			Furo do Catalão (Manaus, Amazonas).	
	<i>A. microphallum</i>			Rio Uatumã (Amazonas).	
	<i>A. muricatum</i>			Rio Pitinga, Rio Uatumã (Amazonas).	
	<i>A. verecundum</i>			Ilha do Careiro, Rio Solimões (Amazonas), Lago do Rei (Paraná).	
	<i>Anacanthorus amazonicus</i>			Rio Pitinga, Rio Uatumã (Amazonas).	
	<i>A. gravihamulatus</i>			Furo do Catalão, Rio Solimões (Manaus, Amazonas).	
	<i>A. jegui</i>			Rio Pitinga, Rio Solimões, Rio Uatumã (Amazonas).	
	<i>A. lepyrophallus</i>			Rio Negro, Rio Solimões, Rio Uatumã (Amazonas), Lago do Rei (Paraná).	
	<i>A. mesocondylus</i>			Rio Negro, Rio Pitinga, Rio Uatumã (Amazonas).	
	<i>A. periphallus</i>			Roraima.	
	<i>A. prodigiosus</i>			Furo do Catalão, Rio Uatumã (Amazonas).	
	<i>A. sciponophallus</i>			Furo do Catalão, Rio Jatapú e Rio Uatumã (Amazonas).	
	<i>A. serrasalmi</i>	Rio Jatapú (Amazonas).			
	<i>Asotana magnifica</i>	Crustacea	Brân., nad., teg., lín., fos. nas. e cav. opé.	Roraima.	
	<i>Enallothecium aegidatum</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Furo do Catalão, Rio Uatumã (Amazonas).	
	<i>E. cornutum</i>			Furo do Catalão, Rio Jatapú e Rio Uatumã (Amazonas).	
<i>E. umbelliferum</i>	Rio Jatapú (Amazonas).				
<i>Mymarothecium dactyloatum</i>	Furo do Catalão, Rio Uatumã (Amazonas).				
<i>M. whittingtoni</i>	Furo do Catalão, Rio Solimões (Manaus, Amazonas).				

Hospedeiro	Parasita	Grupo parasitário	Ocorrência no Hospedeiro	Drenagens de ocorrência	Referência
	<i>Notothecium cyphophallum</i>			Furo do Catalão e Rio Uatumã (Amazonas).	
	<i>N. deleastoideum</i>			Furo do Catalão (Manaus, Amazonas).	
	<i>N. deleastum</i>			Furo do Catalão, Rio Jatapú e Rio Uatumã (Amazonas).	
	<i>N. reduvium</i>			Furo do Catalão (Manaus, Amazonas).	
	<i>Notothecium minor</i>			Rio Jatapú, Rio Uatumã (Amazonas).	
	<i>N. teinodendrum</i>				
	<i>Procamallanus (Spirocamallanus) rarus</i>			Nematoda	
<i>Serrasalmus altuvei</i>	<i>Rhinoxenus piranhus</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Bacia do Rio São Francisco e Rio Negro.	
<i>Serrasalmus brandtii</i>	<i>Amphithecium falcatum</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Represa Lima Campos (Ceará).	2
	<i>Anacanthorus serrasalmi</i>				
	<i>Brasergasilus bifurcatus</i>	Crustacea	Brân., nad., teg., lín., fos. nas. e cav. opé.	Rio São Francisco, Reservatório Três Marias (Minas Gerais).	3
	<i>Clinostomum</i> sp.	Digenea	Intes. ou cav. visc., vesí., olh., gôn., sis. circu. e tec. subcu.	Represa Lima Campos (Ceará).	2
	<i>Contraecaecum</i> sp.	Nematoda	Lúm. intes.		
	<i>Cystidicoloides fischeri</i>				
	<i>Gamidactylus piranhus</i>	Crustacea	Brân, nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.	Rio São Francisco, Reservatório Três Marias (Minas Gerais).	5
	<i>Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus</i>	Nematoda	Lúm. intes.	Bacia do Rio São Francisco.	4
<i>Serrasalmus compressus</i>	<i>Amphithecium diclonophallum</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Rio Solimões, Manaus (Amazonas).	6
	<i>Amphithecium falcatum</i>				
	<i>Enallothecium aegidatum</i>				
	<i>Enallothecium cornutum</i>				
	<i>Enallothecium umbelliferum</i>				
	<i>Notothecium cyphophallum</i>				
<i>Serrasalmus eigenmanni</i>	<i>Ergasilus yumaricus</i>	Crustacea	Brân, nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.	Amazônia.	8
<i>Serrasalmus elongatus</i>	<i>Amphithecium diclonophallum</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Rio Jatapú (Amazonas).	6
	<i>Amphithecium falcatum</i>			Rio Solimões, Manaus	

Hospedeiro	Parasita	Grupo parasitário	Ocorrência no Hospedeiro	Drenagens de ocorrência	Referência
	<i>Amphithecium speirocamarotum</i>			(Amazonas).	
	<i>Anacanthorus lepyrophallus</i>			Rio Negro, Manaus (Amazonas).	9
	<i>Anacanthorus mesocondylus</i>			Rio Solimões, Manaus (Amazonas).	10
	<i>Anacanthorus ramosissimus</i>			Rio Negro, Manaus (Amazonas).	
	<i>Anacanthorus sciponophallus</i>			Rio Solimões, Manaus (Amazonas).	
	<i>Anacanthorus serralalmi</i>			Furo do Catalão, Manaus (Amazonas).	7
	<i>Enallothecium aegidatum</i>			Rio Jatapú (Amazonas).	
	<i>Notothecium cyphophallum</i>			Rio Solimões, Manaus (Amazonas).	
	<i>Notothecium deleastum</i>			Rio Jatapú (Amazonas).	11
	<i>Notozothecium minor</i>			Rio Jatapú (Amazonas).	
	<i>Notozothecium teinodendrum</i>				
<i>Serrasalmus gouldingi</i>	<i>Amphithecium diclonophallum</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Rio Jatapú (Amazonas).	6
	<i>Amphithecium falcatum</i>				
	<i>Amphithecium minutum</i>				
	<i>Amphithecium pretiosum</i>				
	<i>Enallothecium aegidatum</i>				
	<i>Enallothecium cornutum</i>				
	<i>Heterothecium globatum</i>				7
	<i>Mymarothecium galeolum</i>				6
	<i>Notothecium circellum</i>				7
	<i>Notothecium cyphophallum</i>				
	<i>Notothecium deleastum</i>				
	<i>Notozothecium teinodendrum</i>				
	<i>Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus</i>	Nematoda	Lúm. intes.	Não consta.	
<i>Serrasalmus maculatus</i>	Acanthocephala gen. sp.	Acanthocephala	Intes.	Várzea do Rio Alto Paraná (Paraná).	12

Hospedeiro	Parasita	Grupo parasitário	Ocorrência no Hospedeiro	Drenagens de ocorrência	Referência
	<i>Anacanthorus lepyrophallus</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Várzea do Rio Alto Paraná (Paraná); Reservatório Ilha Solteira (Alto Paraná); Rio Grande, Bacia Rio Alto Paraná (São Paulo).	
	<i>Anacanthorus paraxaniophallus</i>			Rio Miranda, Pantanal (Mato Grosso do Sul).	
	<i>Anacanthorus sciponophallus</i>			Rio Batalha e Rio Peixe Bacia do Rio Alto Paraná (São Paulo).	
	<i>Argulus chicomendesi</i>	Crustacea	Brân, nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.	Bacia do Rio Paraguai, Pantanal (Mato Grosso).	13
	<i>Argulus multicolor</i>				
	<i>Austrodiplostomum compactum</i>	Digenea	Intes. ou cav. visc., vesí., olh., gôn., sis. circu. e tec. subcu.	Reservatório Rosana, Rio Paranapanema.	12
	Capillariidae gen. sp.	Nematoda	Lúm. intes.	Várzea do Rio Alto Paraná (Paraná).	
	<i>Contracaecum</i> sp.			Várzea do Rio Paraná.	12 e 14
	<i>Cucullanus</i> sp.				
	Digenea gen. sp.	Digenea	Intes. ou cav. visc., vesí., olh., gôn., sis. circu. e tec. subcu.	Várzea do Rio Alto Paraná (Paraná).	25
	<i>Dipteropeltis hirundo</i>	Crustacea	Brân, nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.	Bacia do Rio Paraguai, Pantanal (Mato Grosso).	13
	<i>Dolops</i> sp.				
	<i>Dolops bidentata</i>				
	<i>Dolops longicauda</i>				
	<i>Echinorhynchus</i> sp.	Acanthocephala	Intes.	Várzea do Rio Paraná.	14
	<i>Echinorhynchus salobrensis</i>			Não consta.	15
	<i>Eustrongylides</i> sp.	Nematoda	Lúm. intes.		12
	<i>Eustrongylides ignotus</i>				
	<i>Gamispatulus schizodontis</i>	Crustacea	Brân, nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.	Várzea do Rio Alto Paraná.	16
	<i>Kritskyia annakohnae</i>	Monogenea	Brân. e teg.		31
	<i>Mymarothecium</i> sp.			Reservatório Ilha Solteira, Bacia do Rio Alto Paraná (São Paulo).	32
	<i>Notothecium deleastoideum</i>			Rio Peixe (Bacia do Rio Alto Paraná: São Paulo).	
	<i>Notothecium minus</i>			Rio Batalha, Bacia do Alto Paraná (São Paulo).	
	Onchoproteocephalidea	Cestoda	Trat. Diges.	Não consta.	15

Hospedeiro	Parasita	Grupo parasitário	Ocorrência no Hospedeiro	Drenagens de ocorrência	Referência	
	gen. sp.					
	Philometridae gen. sp.	Nematoda	Lúm. intes.	Várzea do Rio Alto Paraná (Paraná).	12	
	<i>Procamallanus</i> sp.					
	<i>Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus</i>					
	<i>Procamallanus (Spirocamallanus) neocaballeroi</i>					
	<i>Prosohynchus piranhus</i>	Digenea	Intes. ou cav. visc., vesí., olh., gôn., sis. circu. e tec. subcu.	Várzea do Rio Alto Paraná (Paraná).		
	Proteocephalinae gen. sp.	Cestoda	Trat. Diges.	Não consta.	15	
	<i>Proteocephalus serrasalmus</i>			Várzea do Rio Alto Paraná (Paraná).	12	
	<i>Rhinoxenus euryxenus</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Rio Paraná (Paraná).	17	
	<i>Rhinoxenus paranaensi</i>			Rio Paraná (Argentina).	12	
	<i>Rhinoxenus piranhus</i>			Rio Paraná (São Paulo).	12	
<i>Serrasalmus manueli</i>	<i>Amphithecium falcatum</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Rio Xingu (Pará).	6	
	<i>Amphithecium pretiosum</i>					
	<i>Notozothecium teinodendrum</i>				11	
<i>Serrasalmus marginatus</i>	Acanthocephala fam. gen. sp.	Acanthocephala	Intes.	Várzea do Rio Alto Paraná.	15	
	<i>Amphithecium</i> sp.	Monogenea	Brân. e teg.		18	
	<i>Anacanthorus</i> sp.				15	
	Ancyrocephalinae gen. sp.					
	<i>Argulus chicomendesi</i>	Crustacea	Brân. nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.	Bacia do Rio Paraguai, Pantanal (Mato Grosso).	13	
	<i>Argulus multicolor</i>					
	<i>Ascocotyle</i> sp.	Digenea	Intes. ou cav. visc., vesí., olh., gôn., sis. circu. e tec. subcu.	Várzea do Rio Alto Paraná.	18	
	<i>Brevimulticaecum</i> sp.	Nematoda	Lúm. intes.	Várzea do Rio Alto Paraná.	Rio Negro, Pantanal (Mato Grosso do Sul).	19
	Capilariidae				18	
	<i>Contraecaecum</i> sp.				Rio Negro, Pantanal (Mato Grosso do Sul).	19
	<i>Cucullanus</i> sp.				Várzea do Rio Alto Paraná.	49
	<i>Demidospermus</i> sp.				Monogenea	Brân. e teg.
	<i>Diplostomulum</i> sp.	Digenea	Intes. ou cav. visc., vesí., olh., gôn., sis. circu. e tec. subcu.	Rio Negro, Pantanal (Mato Grosso do Sul).	19	
<i>Dolops</i> sp.	Crustacea	Brân. nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.	Várzea do Rio Alto Paraná.	13		
<i>Dolops bidentata</i>						

Hospedeiro	Parasita	Grupo parasitário	Ocorrência no Hospedeiro	Drenagens de ocorrência	Referência
	<i>Echinorhynchus</i> sp.	Acanthocephala	Intes.		15
	<i>Eustrongylides ignotus</i>	Nematoda	Lúm. intes.		18
	<i>Gamispatulus schizodontis</i>	Crustacea	Brân, nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.		14
	<i>Goezia</i> sp.	Nematoda	Lúm. intes.		15
	<i>Hysterothylacium</i> sp.				
	<i>Kritskyia annakohnae</i>	Monogenea	Brân. e teg.		18
	<i>Notothecium</i> sp.				
	<i>Notozothecium</i> sp.				
	Philometridae				
	<i>Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus</i>	Nematoda	Lúm. intes.		15
	<i>Procamallanus (Spirocamallanus) neocaballeri</i>				
	<i>Rhinoxenus</i> sp.	Monogenea	Brân. e teg.		19
	<i>Sebekia oxycephala</i>	Crustacea	Brân, nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.	Rio Negro, Pantanal (Mato Grosso do Sul).	
	<i>Subtriquetra</i> sp.				
<i>Serrasalmus niger</i>	<i>Calyptospora serrasalmi</i>	Apicomplexa	Teg.	Nordeste Brasileiro.	20
	<i>Amphithecium diclonophallum</i>			Rio Jatapú, Lago Maracana (Amazonas).	6
	<i>Amphithecium falcatum</i>			Rio Capucapú como confluente do Rio Jatapú, Cachoeira das Garças; Rio Jatapú, Lago Maracana; Rio Uatumã, Lago Tapana (Santana, Amazonas).	1
	<i>Amphithecium junki</i>			Ilha da Marchantaria, Rio Solimões, (Manaus, Amazonas).	
<i>Serrasalmus rhombeus</i>	<i>Amphithecium muricatum</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Rio Jatapú, Lago Maracana; Rio Pitinga, Igarape Água Branca; Rio Uatumã (Amazonas).	6
	<i>Anacanthorus amazonicus</i>			Rio Pitinga, Igarape Água Branca; Rio Uatumã (Amazonas); Rio Negro (Próximo a Manaus).	10
	<i>Anacanthorus gravihamulatus</i>			Rio Pitinga, Igarape Água Branca; Rio Uatumã tributário do Rio Amazonas (Amazonas).	

Hospedeiro	Parasita	Grupo parasitário	Ocorrência no Hospedeiro	Drenagens de ocorrência	Referência
	<i>Anacanthorus jegui</i>			Rio Uatumã tributário do Rio Amazona; Rio Pitinga, Igarape Água Branca (Amazonas).	
	<i>Anacanthorus mesocondylus</i>			Rio Solimões próximo a Ilha da Marchantaria; Rio Negro próximo a Manaus (Amazonas).	
	<i>Anacanthorus prodigiosus</i>			Rio Uatumã; Rio Pitinga, Igarape Água Branca; Rio Negro próximo a Manaus (Amazonas).	
	<i>Anacanthorus sciponophallus</i>			Rio Solimões próximo a Ilha da Marchantaria; Rio Negro próximo a Manaus (Amazonas).	
	<i>Anacanthorus serrasalmi</i>			Rio Pitinga, Igarape Água Branca; Rio Uatumã tributário do Rio Amazona; Rio Negro (Amazonas).	
	<i>Calyptospora</i> sp.	Apicomplexa	Teg.	Bacia Amazônica, Rio Capim.	21
	<i>Calyptospora serrasalmi</i>			Rio Amazonas.	
	<i>Enallothecium aegidatum</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Rio Uatumã, Lago Tapaná próximo a Santana; Rio Jatapú, Lago Maracana; Rio Solimões, Ilha da Marchantaria, Manaus (Amazonas).	7
	<i>Enallothecium cornutum</i>			Rio Jatapú, Lago Maracana (Amazonas).	
	<i>Enallothecium umbelliferum</i>			Rio Jatapú, Lago Maracana (Amazonas).	
	<i>Ergasilus yumaricus</i>	Crustacea	Brân, nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.	Não indicado.	22
	<i>Eustrongylides</i> sp.	Nematoda	Lúm. intes.	Baixo Rio Jari.	23
	<i>Mymarothecium dactylosum</i>			Rio Pitinga, Igarape Água Branca; Rio Uatumã (Amazonas).	
	<i>Mymarothecium galeolum</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Rio Capucapú como confluente do Rio Jatapú, Cachoeira das Garças; Rio Jatapú, Lago Maracana; Rio Pitinga, Igarape Água Branca; Rio Uatumã (Amazonas).	11
	<i>Mymarothecium whittingtoni</i>			Rio Solimões, Ilha da Marchantaria; Furo do Catalão (Manaus, Amazonas.)	
	<i>Myracetima piraya</i>	Crustacea	Brân, nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.	Lagos e Várzea do Rio Solimões	24

Hospedeiro	Parasita	Grupo parasitário	Ocorrência no Hospedeiro	Drenagens de ocorrência	Referência
				(Amazônia central).	
	<i>Notothecium cyphophallum</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Rio Jatapú, Lago Maracana (Amazonas).	7
	<i>Notothecium deleastum</i>			Rio Uatumã, Lago Tapaná próximo a Santana (Amazonas).	
	<i>Notothecium phyleticum</i>			Rio Solimões, Ilha da Marchantaria (Manaus, Amazonas).	11
	<i>Notothecium minor</i>			Rio Jatapú, Lago Maracana; Rio Uatumã; Rio Solimões, Ilha da Marchantaria (Manaus, Amazonas).	
	<i>Notothecium teinodendrum</i>				
	<i>Prosohynchus piranhus</i>			Digenea	Intes. ou cav. visc., vesí., olh., gôn., sis. circu. e tec. subcu.
	<i>Vanamea symmetrica</i>	Crustacea	Brân, nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.	Amazonas, Paraná.	26
	<i>Anphira branchialis</i>			Amazonas; Goiás; Roraima.	27
<i>Serrasalmus spilopleura</i>	<i>Amphithecium falcatum</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Rio Uatumã, Lago Tapaná, próximo a Santana (Amazonas).	1
	<i>Amphithecium minutum</i>			Rio Solimões próximo a Ilha da Marchantaria (Manaus, Amazonas).	6
	<i>Amphithecium unguiculum</i>			Rio Uatumã, Lago Tapaná, próximo a Santana; Rio Solimões (Amazonas).	
	<i>Anacanthorus cladophallus</i>			Rio Solimões próximo a Ilha da Marchantaria (Manaus, Amazonas).	10
	<i>Anacanthorus jegui</i>			Rio Solimões, Ilha da Marchantaria próximo a (Manaus, Amazonas).	
	<i>Anacanthorus mesocondylus</i>			Rio Solimões próximo a Ilha da Marchantaria (Manaus, Amazonas).	7
	<i>Anacanthorus scapanus</i>			Rio Solimões próximo a Ilha da Marchantaria (Manaus, Amazonas); Rio Negro.	10
	<i>Anacanthorus sciponophallus</i>			Rio Uatumã, Lago Tapaná próximo a Santana; Rio Solimões, Ilha da Marchantaria (Manaus, Amazonas).	7
	<i>Enallothecium aegidatum</i>			Rio Uatumã, Lago Tapaná (Santana, Amazonas).	6
	<i>Mymarothecium perplanum</i>			Furo do Catalão (Manaus, Amazonas).	11
	<i>Mymarothecium whittingtoni</i>				

Hospedeiro	Parasita	Grupo parasitário	Ocorrência no Hospedeiro	Drenagens de ocorrência	Referência	
	<i>Notothecium modestum</i>			Rio Uatumã, Lago Tapaná próximo a Santana (Amazonas).		
	<i>Notothecium minor</i>					
<i>Serrasalmus striolatus</i>	<i>Calyptospora serrasalmi</i>	Apicomplexa	Teg.	Rio Amazonas.	21	
<i>Pygocentrus nattereri</i>	<i>Amphithecium brachycirrum</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Rio Uatumã, Lago Tapaná (Amazonas) e Furo do Catalão (Manaus, Amazonas).	6	
	<i>Amphithecium calycinum</i>			Rio Uatumã, Lago Tapaná (Amazonas) e Furo do Catalão (Manaus, Amazonas), Ilha Marchantaria, Rio Solimões (Manaus, Amazonas).		
	<i>Amphithecium camelum</i>			Rio Uatumã, Lago Tapaná (Amazonas) e Furo do Catalão (Manaus, Amazonas).		
	<i>Amphithecium catalaoensi</i>			Rio Jatapú, Lago Maracana, Amazonas.		
	<i>Amphithecium diclonophallum</i>			Rio Uatumã, Lago Tapaná (Amazonas), Rio Solimões próximo a Ilha da Marchantaria (Manaus, Amazonas).		
	<i>Amphithecium falcatum</i>			Rio Uatumã, Lago Tapaná (Amazonas), Furo do Catalão (Manaus, Amazonas), Ilha da Marchantaria, Rio Solimões (Manaus, Amazonas).		
	<i>Amphithecium junki</i>			Rio Uatumã, Lago Tapaná (Amazonas).		
	<i>Amphithecium microphallum</i>			Rio Amazonas.		28
	<i>Anacanthorus anacanthorus</i>			Rio Mamoré próximo a Surpresa (Rondônia).		29
	<i>Anacanthorus brazilensis</i>			Rio Amazonas.		28
	<i>Anacanthorus maltai</i>			Rio Solimões, Ilha da Marchantaria (Manaus, Amazonas).		29
	<i>Anacanthorus neotropicalis</i>			Rio Mamoré próximo a Surpresa (Rondônia).		
	<i>Anacanthorus reginae</i>			Rio Solimões próximo a Ilha da Marchantaria (Manaus, Amazonas).		9
	<i>Anacanthorus rondonensis</i>					29
	<i>Anacanthorus stachophallus</i>					
	<i>Anacanthorus thatcheri</i>					
	<i>Anphira branchialis</i>			Crustacea		Brân, nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.
<i>Argulus sp.</i>	Rio Amazonas, Paraná e					

Hospedeiro	Parasita	Grupo parasitário	Ocorrência no Hospedeiro	Drenagens de ocorrência	Referência
	<i>Argulus chicomendesi</i>			São Francisco.	
	<i>Argulus elongatus</i>				
	<i>Argulus juparanensis</i>			Pantanal-Matogrossense.	31
	<i>Argulus multicolor</i>			Lago Janauacá (Amazônia).	32
	<i>Braga patagonica</i>			Bacia do Rio Amazonas e do Rio Paraná.	30
	<i>Brevimulticaecum</i> sp.	Nematoda	Lúm. intes.	Várzea do Rio Alto Paraná.	33
	Capillariidae gen. sp.			Amazônia.	34
	<i>Calpidothecium crescentis</i>				28
	<i>Calpidothecium orthus</i>				
	<i>Calpidothecium serralalmus</i>				
	<i>Pithantheceum amazonensis</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Rio Amazonas.	6
	<i>Pithantheceum piranhus</i>				
	<i>Pithantheceum serralalmus</i>				
	<i>Contraecum</i> sp.	Nematoda	Lúm. intes.	Rio Guandu, Rio de Janeiro.	33
	<i>Dolops</i> sp.			Bacia do Rio Amazonas.	30
	<i>Dolops bidentata</i>	Crustacea	Brân, nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.	Baía Caiçaras, Bacia do alto Rio Paraguai (Pantanal, Mato Grosso).	13
	<i>Dolops carvalhoi</i>			Lago Janauacá (Amazônia).	35
	<i>Echinorhynchus paranensis</i>	Acanthocephala	Intes.	Rio Negro, Pantanal.	33
	<i>Enallothecium aegidatum</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Rio Uatumã, Lago Tapaná próximo de Santana (Amazonas).	7
	<i>Ergasilus yumaricus</i>	Crustacea	Brân, nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.	Bacia do Rio Amazonas.	30
	<i>Eustrongylides</i> sp.	Nematoda	Lúm. intes.	Rondônia.	36
	<i>Mymarothecium galeolum</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Rio Uatumã, Lago Tapaná próximo de Santana (Amazonas).	11
	<i>Myracetyma</i> sp.				
	<i>Myracetyma etimaruya</i>	Crustacea	Brân, nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.	Rio Amazonas e Rio Paraná.	30
	<i>Myracetyma kawa</i>				
	<i>Myracetyma piraya</i>				
	<i>Notozothecium minor</i>	Monogenea	Brân. e teg.	Rio Paraná (Paraná).	37
	<i>Notozothecium penetratum</i>				
	<i>Philometra nattereri</i>				
	<i>Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus</i>	Nematoda	Lúm. intes.	Amazônia.	34
	<i>Rhinergasilus piranhus</i>			Várzea do Rio Alto Paraná.	38
	<i>Sebekia</i> sp.	Crustacea	Brân, nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.	Lagoas marginais da Bacia	39

Hospedeiro	Parasita	Grupo parasitário	Ocorrência no Hospedeiro	Drenagens de ocorrência	Referência
				do médio São Francisco.	
	<i>Sebekia oxycephala</i>			Rio Cuiabá (Mato Grosso do Sul).	33
	<i>Subtriquetra</i> sp.			Rio Salobra (Mato Grosso do Sul).	
<i>Pygocentrus piraya</i>	<i>Brasergasilus</i> sp.	Crustacea	Brân, nad., teg., lín., foss. nas. e cav. opé.	Rio Alto Paraná.	27
	<i>Brasergasilus bifurcatus</i>			Reservatório Três Marias, Alto do Rio São Francisco (Minas Gerais).	3
	<i>Dipteropeltis hirundo</i>			Amazonas, Mato Grosso e São Paulo.	27
	<i>Gamidactylus piranhus</i>			Reservatório Três Marias, Alto do Rio São Francisco (Minas Gerais).	40
	<i>Sebekia</i> sp.			Lagoas marginais da Bacia do médio São Francisco.	39
	<i>Spiroxys</i> sp.	Nematoda	Lúm. intes.	Alto Rio São Francisco.	41

Abreviações: Brân. (Brânquia), Teg. (Tegumento), Nad. (Nadadeira), Lín. (Língua), Fos. Nas. (Fossa Nasal), Cav. Opé. (Cavidade do Opérculo), Lúm. Intes. (Lúmen do Intestino), Intes. (Intestino), Cav. Visc. (Cavidade Visceral), Vesí. (Vesícula), Olh. (Olho), Gôn. (Gônada), Sis. Circ. (Sistema Circulatório), Tec. Subcu. (Tecido Subcutâneo), Trat. Diges. (Trato Digestivo), Teg. (Tegumento).

Referências: 1. Eiras J C, Takemoto R M e Pavanelli G C 2010; 2. Alexandre E A A e Yamada F H 2022; 3. Santos M D, Thatcher V E e Sato M C B 2007; 4. Albuquerque M C, Clapp M D S e Sato M C B 2016; 5. Thatcher V E, Santos M D e Sato M C B 2008; 6. Kritsky D C, Boeger W A e Jégu M 1997; 7. Kritsky D C, Boeger W A e Jégu M 1998; 8. Malta J C O e Varella A M 1996; 9. Kritsky D C, Boeger W A e Jégu M 1992; 10. Van Every L R e Kritsky D C 1992; 11. Kritsky D C, Boeger W A e Jégu M 1996; 12. Miguel B D S, Franceschini L, Manoel L D O, Kliemann B C K, Delariva R L e Ramos I P 2022; 13. Fontana M, Takemoto R M, Malta J C D O, e Mateus L A D F 2012; 14. Casali G P e Takemoto R M 2016; 15. Lahun A L, Hasuike W T, Silva J O S, Ciccheto J R M, Michelin G, Rodrigues A F C, Nicola D N, de Lima L D, Correia A N e Takemoto R M 2020; 16. Rosim D F, Mesquitas R L B e Luque J L 2010; 17. Rossin M A, Francesco P N, Irigoitia M M, Scarabotti P A, Taglioretti V, Timi J T 2019; 18. Takemoto R M, Pavanelli G C, Lizama M D L A, Lacerda A C F, Yamada F H, Moreira L H A, Cechini T L, Bellay S 2009; 19. Vicentin W, Vieira K R I, Costa F E D S, Takemoto R M, Tavares L E R, Paiva, F 2011; 20. Negrão M C S, da Silva M R L, Videira M N e Viana L A 2019; 21. Oliveira J E F D,

Figueredo R T A, Sindeaux-Neto J L, Vilhena M P S P, Berrêdo J F, Matos E, Velasco M 2021; 22. Malta J C O e Varella A M 1995; 23. Oliveira M S B, Corrêa L L, Ferreira D O, Tavares-Dias M 2019; 24. Acácio M, Varella Â M B, de Oliveira Malta J C 2012; 25. Thatcher V E 1999; 26. Thatcher V E 1993; 27. Luque J L, Pavanelli G, Vieira F, Takemoto R, Eiras J 2013; 28. Mizelle J D e Price C E 1965; 29. Kritsky D C e Boeger 1988; 30. Tavares-Dias M, Dias-Júnior M B F, Florentino A C, Silva L M A, Cunha A C D 2015; 31. Gama C S, Tavares-Dias M, Sobrinho A F 2015; 32. Malta J C D O, Varella A M B 2000; 33. Vicentin W, Vieira K R I, Tavares L E R, Costa F E D S, Takemoto R M, Paiva F 2013; 34. Morais, A. M., Cardenas, M.Q. & Malta, J.C.O., 2019; 35. Malta J C D O, Varella A M B 1983; 36. Meneguetti D U D O, Laray M P D O, Camargo L M A 2013; 37. Cohen S C e Kohn A 1998; 38. Morey G A M, Moreira A C, Morais A, Atroch F M P B 2016; 39. Duarte R, Santos-Clapp, M D D, Brasil-Sato M D C 2022; 40. Santos M D, Thatcher V E e Brasil-Sato M C 2008; 41. Santos M D, Albuquerque M C, Monteiro C M, Martins A N, Ederli N B, Brasil-Sato M C 2009.

Fonte: O autor (2023).

APÊNDICE B – Sequência da amostra amplificada P16₂

```
CTATTTAGTAGGCTAGAGTCTCGCTCGTTATCGGAATAAACCCAGACAAATC
ACTCCACCAACTAAGAACGGCCATGCACCACCAACCACCGAATCAAGAAA
GAGCTCTCAATCTGTCAATCCTCACGGTGTCCGGGCCAGGTGAGTTTTCC
CGTGTTGAGTCAAATTAAGCCGCAGGCTCCACTCCTGGTGGTGCCCTTCC
GTCAATTTCTTTAAGTTTCAGCTTTGCAACCATACTTCCCCCGGAACCGAAA
GACTTTCGTTTCCGGGAAGCTGCCCGTCAAGGCGTATTTACCGCCGACGG
AACGCTAGTTGGTATCGTTTACGGTCAGAACTAGGGCGGTATCTGATCGC
CTTCGAACCTCTGACTTTTCGTT
```

Fonte: National Library of Medicine (National Center for Biotechnology Information) – Blast.