

RESSALVA

Atendendo solicitação do autor,
o texto completo desta tese,
será disponibilizado somente a
partir de 28/03/2027.

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA – UNESP
Instituto de Biociências – Campus de Botucatu

RODRIGO BRAVIN NARCISO

**Diversidade e sistemática de ergasilídeos (Copepoda: Cyclopoida) parasitos
de peixes dulcícolas do Brasil e estuarinos da África do Sul**



Botucatu
2025

RODRIGO BRAVIN NARCISO

Diversidade e sistemática de ergasilídeos (Copepoda: Cyclopoida) parasitos de peixes dulcícolas do Brasil e estuarinos da África do Sul

Tese apresentada ao Programa de Pós-graduação em Ciências Biológicas (Zoologia) do Instituto de Biociências da Universidade Estadual Paulista – UNESP, Campus de Botucatu, São Paulo, como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutor em Ciências Biológicas (Zoologia).

Área de Concentração: Ciências Biológicas (Zoologia)

Orientador: Prof. Tit. Dr. Reinaldo José da Silva

Botucatu
2025

N222d

Narciso, Rodrigo Bravin

Diversidade e sistemática de ergasilídeos (Copepoda: Cyclopoida)
parasitos de peixes dulcícolas do Brasil e estuarinos da África do Sul /
Rodrigo Bravin Narciso. -- Botucatu, 2025

242 p. : il., tabs., fotos, mapas


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

Orientador: Reinaldo José da Silva

1. Ergasilidae. 2. Filogenia. 3. Lernaeyidae. 4. Molecular. 5.
Taxonomia. I. Título.

ATA DA DEFESA PÚBLICA DA TESE DE DOUTORADO DE RODRIGO BRAVIN NARCISO, DISCENTE DO PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS (ZOOLOGIA), DO INSTITUTO DE BIOCIÊNCIAS - CÂMPUS DE BOTUCATU.

Aos 28 dias do mês de março do ano de 2025, às 14h, por meio de Videoconferência, realizou-se a defesa de TESE DE DOUTORADO de RODRIGO BRAVIN NARCISO, intitulada **Diversidade e sistemática de ergasilídeos (Copepoda: Cyclopoida) parasitos de peixes dulcícolas do Brasil e estuarinos da África do Sul**. A Comissão Examinadora foi constituída pelos seguintes membros: Prof. Tit. REINALDO JOSÉ DA SILVA (Participação Virtual) do Departamento de Biodiversidade e Bioestatística - Setor de Parasitologia / Instituto de Biociências de Botucatu - Unesp, Prof. Dr. FABIANO PASCHOAL DE OLIVEIRA (Participação Virtual) da Universidade do Estado do Rio de Janeiro (UERJ), Dr. PHILIPPE VIEIRA ALVES (Participação Virtual) do Departamento de Biodiversidade e Bioestatística - Setor de Parasitologia / Instituto de Biociências de Botucatu - Unesp, Dr. MARCOS TAVARES DIAS (Participação Virtual) do Setor de Aquicultura e Pesca / Embrapa Amapá, Prof. Dr. FABIO HIDEKI YAMADA (Participação Virtual) do Departamento de Ciências Biológicas / Universidade Regional do Cariri - URCA. Após a exposição pelo doutorando e arguição pelos membros da Comissão Examinadora que participaram do ato, de forma presencial e/ou virtual, o discente recebeu o conceito final: **APROVADO**. Nada mais havendo, foi lavrada a presente ata, que após lida e aprovada, foi assinada pelo Presidente da Comissão Examinadora.

Documento assinado digitalmente
 REINALDO JOSE DA SILVA
Data: 08/04/2025 12:58:41-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Tit. REINALDO JOSÉ DA SILVA

Dedico este trabalho aos meus pais Isaias e Leonice que sempre lutaram com todas suas forças para que eu e meu irmão pudéssemos ir atrás de nossos sonhos.

É como nas grandes histórias sr. Frodo. As realmente importantes. Eram cheias de perigo e escuridão. E às vezes nem se queria saber o final. Por que como o fim poderia ser feliz? Como o mundo poderia voltar a ser o que sempre foi quando tanta coisa ruim acontecia? Mas no final é algo que passará, essa sombra, até mesmo a escuridão acabará. Um novo dia virá. E quando o sol nascer, ele brilhará ainda mais. Essas eram as histórias que ficavam com a gente, que significavam alguma coisa, mesmo quando eu era pequeno demais para entender por quê. Mas eu acho, sr. Frodo, que eu entendo. Agora eu já sei. As pessoas daquelas histórias tiveram muitas chances para desistir, mas não desistiram. Elas foram em frente porque estavam se agarrando a alguma coisa. (...) Que há algo de bom neste mundo, sr. Frodo. Algo pelo qual vale a pena lutar.

Samwise “Sam” Gamgee

AGRADECIMENTOS

Agradeço aos meus pais por todo o apoio que sempre me deram. Graças aos senhores eu pude sair em busca de meus sonhos. Sei que não foi nada fácil, os senhores sempre fizeram de tudo o que podiam e, até mesmo o que não podiam para que eu e meu irmão pudéssemos estudar. Espero que um dia eu possa retribuir por tudo... todo o carinho, cuidado, suor derramado, e sacrifícios que os senhores fizeram por mim e por meu irmão. Agradeço do fundo do meu coração! Falando do meu irmão! Queria dizer o quanto você é importante para mim, carinha! Agradeço por cada palavra, conselho e risada que tivemos! Isso tudo também foi de grande importância para que eu tivesse força nas horas que eu mais me sentia fraco. Você é além de irmão, um grande amigo! Muito obrigado por tudo!

Agradeço ao professor e orientador Reinaldo José da Silva por todas as oportunidades, ensinamentos, broncas e conselhos que o senhor sempre me deu! Já faz quase treze anos desde que o senhor me aceitou como um aluno em seu laboratório... dá para acreditar?! Devo muito ao senhor, muito mesmo!

Agradeço também o professor Nico J. Smit e toda a equipe do laboratório do Water Research Group pelo carinho e cuidado que tiveram comigo durante o meu estágio na África do Sul. Não foi nada fácil ficar longe de casa, mas vocês tornaram essa jornada muito mais prazerosa. Aprendi muito com todos! Espero poder revê-los no futuro!

Aos meus amigos do LAPAS por todas as conversas, risadas, brincadeiras, festas e parcerias! Queria agradecer por tudo... tudo mesmo... desde as idas ao bom prato, as broncas e conselhos, e até os finais de tarde onde todos nos sentávamos em volta da mesa do laboratório e tomávamos um bom vinho! São muitas pessoas, por isso não falarei o nome de todas, mas gostaria muito de agradecer a todos! Muito do que aprendi e do que sou hoje como pessoa eu devo a minha convivência com todos!

Aos meus amigos César, Hugo e Maurício! Passar um tempo com todos, seja conversando, fofocando ou jogando um jogo de tabuleiro sempre foi muito importante! Espero que essa parceria continue por muito tempo ainda! Muito obrigado a todos! Também não posso deixar de agradecer a todos os funcionários do Departamento de Parasitologia. Todos sempre foram muito amáveis e prestativos comido! Um especial obrigado a “Dona Lu” que sempre recebeu a todos com carinho e um grande sorriso no rosto!

À FAPESP (Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo – Processo no 2019/26831-2 e 2022/16672-7) e ao CNPq (Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico – Processo #3116352021-0) pelo apoio científico e financeiro para a realização desta pesquisa. Graças a esses apoios consegui manter o meu sonho de me tornar um cientista na área de Zoologia, aprendi uma língua nova e pude conhecer pessoas incríveis em diferentes partes do mundo.

Por fim, também agradeço à UNESP por todo o suporte financeiro e tecnológico para o desenvolvimento desta pesquisa. Foi minha segunda casa durante 13 anos! Muito obrigado!

Resumo

Copepoda está entre os táxons mais importantes de parasitos de peixes. O parasitismo surgiu independentemente várias vezes ao longo da história evolutiva do grupo, tornando o táxon um modelo relevante para o estudo das origens e da evolução dessa relação ecológica. Nas últimas duas décadas, abordagens moleculares tornaram-se cada vez mais importantes para os estudos taxonômicos e filogenéticos. No entanto, a disponibilidade de sequências gênicas ainda é limitada em diversos grupos de copépodes, como Ergasilidae e Lernaeidae. Diante desse cenário, este estudo teve como objetivo inventariar, identificar e descrever a fauna de copépodes parasitos de peixes coletados em rios do Brasil e estuários da África do Sul, com base em dados morfológicos e moleculares. As coletas foram realizadas entre junho de 2020 e outubro de 2023, nas seguintes localidades: Brasil – Rio Pardo, um tributário do rio Paranapanema, São Paulo, com seis pontos de amostragem ao longo de toda a extensão do rio (da nascente à foz); e África do Sul – múltiplas coletas nos estuários e na zona litorânea dos rios Groot (Western Cape) e Boknes (Eastern Cape). No total, mais de 700 espécimes de peixes foram analisados, e copépodes parasitos foram encontrados nas seguintes espécies hospedeiras: (1) Brasil – *Astyanax lacustris* (*Rhinergasilus piranhus* – narinas; *Tiddergasilus bipartitus* – brânquias); *Cyphocharax modestus* (*R. piranhus* – narinas); *Coptodon rendalli* (*R. piranhus* – narinas; *Lamproglena monodi* – brânquias); *Psalidodon bockmanni* (*R. piranhus* – narinas) e *Serrasalmus maculatus* (*Gamispatulus schizodontis* – narinas); e (2) África do Sul – *Anguilla mossambica* (*Mugilicola smithae* – boca e brânquias); *Chelon richardsonii* (*Dermaergasilus amplectens* – brânquias); *Chelon tricuspidens* (*Ergasilus* sp. – brânquias); *Pseudomyxus capensis* (*D. amplectens* – brânquias); e *Rhabdosargus holubi* (*Paraergasilus* n. sp. – brânquias). Neste estudo, foram obtidas sequências de dois genes ribossomais nucleares (18S e 28S) e/ou de um gene mitocondrial (subunidade 1 da citocromo c oxidase – *cox1*) para oito crustáceos parasitos, incluindo uma possível nova espécie de *Paraergasilus* (*Paraergasilus* n. sp.) da África do Sul. Nenhuma sequência foi obtida para a espécie brasileira *T. bipartitus*; no entanto, as análises morfológicas desse parasito indicaram que se tratava de uma nova espécie, a qual foi descrita ao longo deste estudo. Hipóteses filogenéticas para os genes 18S e 28S revelaram sete clados terminais com alto suporte dentro de Ergasilidae, incluindo um clado formado exclusivamente por espécies neotropicais. Embora as relações entre esses clados ainda sejam incertas, sua designação gera “bons alvos” para revisões taxonômicas futuras – incluindo para o gênero-tipo *Ergasilus*, que constantemente tem sido recuperado como polifilético. As análises de Lernaeidae, além de corroborarem a identificação do espécime como *L. monodi*, sugerem que a distribuição geográfica desses copépodes pode representar um sinal filogenético relevante dentro do gênero. A ocorrência diferencial do copépode de vida livre *Tropocyclops* cf. *prasinus prasinus* nas brânquias de peixes do Rio Pardo (*A. lacustris*, *Geophagus brasiliensis*, *C. rendalli* e *P. bockmanni*) sugere uma possível associação simbiótica entre esses organismos, que ainda precisa ser investigada. Finalmente, os novos registros de hospedeiros e localidades não só expandem nosso conhecimento sobre copépodes parasitos no Brasil e na África do Sul, mas também revelam novas evidências de espécies invasoras, troca de hospedeiros e de recontaminação por parasitos nativos (ou *parasite spillback*) nas áreas estudadas.

Palavras-chave: Ergasilidae, Filogenia, Lernaeidae, Molecular, Morfologia, Taxonomia.

Abstract

Copepoda is among the most important taxa of fish parasites. Parasitism has independently arisen several times throughout the evolutionary history of this group, making it a relevant model for studying the origins and evolution of this type of ecological relationship. In the last two decades, molecular approaches have become increasingly important for taxonomic and phylogenetic studies. However, the availability of gene sequences is still limited in several copepod groups, such as Ergasilidae and Lernaecidae. In this context, the aim of this study was to do the inventory, identification and description of parasitic copepods from fishes collected in rivers in Brazil and estuaries in South Africa, based on morphological and molecular approach. The fish samplings were carried out between June 2020 and October 2023 in the following locations: Brazil – Pardo River, a tributary of the Paranapanema River in São Paulo state, with six sampling points along the entire length of the river (from the source to the mouth); and South Africa – multiple collections sites in the estuaries and coastal zones of the Groot River (Western Cape) and Boknes River (Eastern Cape). Overall, more than 700 fish specimens were analyzed, and parasitic copepods were found in the following host species: (1) Brazil – *Astyanax lacustris* (*Rhinergasilus piranhus* – nostrils; and *Tiddergasilus bipartitus* – gills); *Cyphocharax modestus* (*R. piranhus* – nostrils); *Coptodon rendalli* (*R. piranhus* – nostrils; and *Lamproglana monodi* – gills); *Psalidodon bockmanni* (*R. piranhus* – nostrils); and *Serrasalmus maculatus* (*Gamispatulus schizodontis* – nostrils); and (2) South Africa – *Anguilla mossambica* (*Mugilicola smithae* – mouth and gills); *Chelon richardsonii* (*Dermoergasilus amplexens* – gills); *Chelon tricuspidens* (*Ergasilus* sp. – gills); *Pseudomyxus capensis* (*D. amplexens* – gills); and *Rhabdosargus holubi* (*Paraergasilus* n. sp. – gills). In this study, sequences of two nuclear ribosomal genes (18S and 28S) and/or one mitochondrial gene (cytochrome c oxidase subunit 1 or *cox1*) for seven parasitic crustaceans were provided, including for a putative new species of *Paraergasilus* (or *Paraergasilus* n. sp.) from South Africa. No sequences were obtained for *Tiddergasilus bipartitus*, but morphological analyses of this parasite indicated that this copepod belonged to a new species that was described during this study. Phylogenetic hypotheses for the 18S and 28S genes revealed seven terminal clades with high support within Ergasilidae, including a clade formed exclusively by Neotropical species. Although the relationships between these clades are still unclear, their designation generates “good targets” for taxonomic revisions in this taxon – even for the type-genus *Ergasilus* Nordmann, 1832 which has been continuously recovered as polyphyletic. The analysis of Lernaecidae, in addition to corroborating the identification of our specimen as *L. monodi*, suggests that the geographic distribution of these copepods may represent a relevant phylogenetic signal within the genus. The differential occurrence of the free-living copepod *Tropocyclops* cf. *prasinus prasinus* on the gills of fishes from the Pardo River (*A. lacustris*, *Geophagus brasiliensis*, *C. rendalli*, and *P. bockmanni*) suggests a possible symbiotic association between these organisms, which still requires further investigation. Finally, the new records of hosts and localities not only expand our knowledge of parasitic copepods in Brazil and South Africa but also reveal new evidence of invasive species, host switching, and parasite spillback in the studied areas.

Keywords: Ergasilidae, Lernaecidae, Molecular, Morphology, Phylogeny, Taxonomy.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** Ciclo de vida padrão em Ergasilidae Burmeister, 1835: (A) Fêmea adulta com ovos fecundados. (B) Liberação de ovos no ambiente. (C) Larva náuplios ♂♀ (5-6 estágios) no plâncton. (D) Copepodito ♂♀ (5 estágios) no plâncton. (E) Fecundação dos óvulos pelo Macho de vida-livre no plâncton. **Fonte:** Smit & Hadfield (2018).
..... 29
- Figura 2.** Morfologia padrão das fêmeas adultas em Ergasilidae Burmeister, 1835: (A) corpo, vista dorsal. (B) antena, modificada para fixação e armada com uma ou mais garras. (C) primeira perna natatória. (D) antênula. 30
- Figura 3.** Áreas de amostragem (A1 a A6) ao longo do rio Pardo, estado de São Paulo, Brasil.
..... 61
- Figura 4.** Áreas de amostragem no Cabo Oriental e Ocidental da África do Sul. (A) Mapa completo da África do Sul com indicação dos dois locais de coleta (retângulos). (B) Estuário do Rio Groot no Cabo Ocidental. (C) Estuário do Rio Boknes no Cabo Oriental. * indicando o estuário do Rio Groot e ** para o estuário do Rio Boknes. 63
- Figura 5.** Pontos de amostragem na primeira área de coleta (A1) – Fazenda Boa Vista. (A) Primeiro ponto de coleta (P1): ambiente lântico e com raso. (B) Segundo ponto de coleta (P2): ambiente lótico e de maior profundidade. 65
- Figura 6.** Pontos de amostragem na segunda área de coleta (A2) – Fazenda Paineiras. (A) Terceiro ponto de coleta (P3): leito do Rio Pardo. (B) Quarto ponto de coleta (P4): riacho afluente, com pequenas cachoeiras e bolsões de água. 66
- Figura 7.** Pontos de amostragem na terceira área de coleta (A3) – Estância Nova Era: leito do Rio Pardo caracterizado pelo fundo pedregoso. 66
- Figura 8.** Pontos de amostragem na quarta área de coleta (A4). (A e B) Sexto ponto de coleta (P6): riacho afluente com ligação direta ao leito e cachoeiras. (C) Oitavo ponto de coleta (P8): leito do Rio Pardo. 67
- Figura 9.** Pontos de amostragem da quinta área de coleta (A5) – município de Cerqueira César, São Paulo. (A) Nono ponto de coleta (P9): leito do Rio Pardo. (B) Décimo primeiro ponto de coleta (P11): riacho afluente. 67
- Figura 10.** Ponto de amostragem na sexta área de coleta (A6) – foz do Rio Pardo, município de Salto Grande, São Paulo. 68
- Figura 11.** Locais de amostragem no estuário do Rio Boknes em Boknesstrand, Cabo Oriental, África do Sul. (A) Costa (Oceano Indico) em frente ao laboratório de campo. (B) Estuário,

como membros do Water Research Group utilizando redes de arraste para coleta de peixes.

Fonte: Nico J. Smit. 69

Figura 12. Microfotografias e códigos de acesso ao GenBank dos espécimes de *Rhinergasilus piranhus* Boeger & Thatcher, 1988 usados para obtenção de sequências dos fragmentos parciais do gene mitocondrial (subunidade I da citocromo c oxidase - *cox1*) e do gene ribossômico (28S rDNA): **(A)** PQ452578; **(B)** PQ452582; **(C)** PQ452580; **(D)** PQ442939; **(E)** PQ452581. 71

Figura 13. Espécies de peixes parasitados por crustáceos no Rio Pardo, São Paulo, Brasil. **(A)** *Astyanax lacustris* (Lütken, 1875) (Characiformes: Acestrorhamphidae). **(B)** *Psalidodon bockmanni* (Vari & Castro, 2007) (Characiformes: Acestrorhamphidae). **(C)** *Cyphocharax modestus* (Fernández-Yépez, 1948) (Characiformes: Curimatidae). **(D)** *Coptodon rendalli* (Boulenger, 1897) (Cichliformes: Cichlidae). **(E)** *Serrasalmus maculatus* Kner, 1858 (Characiformes: Serrasalminidae). Barras de escala = 5 centímetros (cm). 83

Figura 14. *Tiddergasilus bipartitus* Narciso, Vieira & Silva, 2022 – fêmea adulta, parasita de brânquias de *Astyanax lacustris* (Lütken, 1875): **(A)** Corpo, vista dorsal; **(B)** Rostrum, vista ventral; **(C)** Segundo somito pedígero, vista dorsal, com janelas tegumentares em cada extremidade lateral (seta); **(D)** Antênula, vista ventral; **(E)** Antena, vista ventral, garra com fossa na margem côncava (seta); **(F)** Segmento genital-duplo, vista dorsal; e **(G)** Detalhe do espinho distal do primeiro segmento da antena (= coxobasis). **Pa** = protuberância anterior. **Pp** = protuberância posterior. Escalas em micrômetros. 94

Figura 15. *Tiddergasilus bipartitus* Narciso, Vieira & Silva, 2022 – fêmea adulta, parasita de brânquias de *Astyanax lacustris* (Lütken, 1875): **(A)** Labrum, vista ventral; **(B)** Mandíbula, vista ventral; **(C)** Maxílula, vista ventral; **(D)** Maxíla, vista ventral; **(E)** Urossoma e ramo caudal, vista ventral; **(F)** Saco de ovos; e **(G)** Escleritos intercoxais e placas interpodais, vista ventral. **Es** = projeção espiniforme. **Po** = poro. **S1** = seta 1. **S2** = seta 2. **S3** = seta 3. **S4** = seta 4. Escalas em micrômetros. 95

Figura 16. *Tiddergasilus bipartitus* Narciso, Vieira & Silva, 2022 – fêmea adulta, parasita de brânquias de *Astyanax lacustris* (Lütken, 1875): **(A)** Perna 1; **(B)** Perna 2; **(C)** Perna 3; e **(D)** Perna 4. Escalas em micrômetros. 96

Figura 17. Fotos de microscopia de luz do holótipo (MZUSP 42722) de *Tiddergasilus bipartitus* Narciso, Vieira & Silva, 2022 – fêmea adulta, depositado na coleção zoológica do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP): **(A)** corpo, vista ventral; **(B)** antênula e antena, vista ventral; **(C)** detalhe da região cefálica, vista ventral; **(D)** segundo somito pedígero com janelas tegumentares laterais (seta branca), vista dorsal; **(E)** urossoma e ramo

caudal, vista dorsal; **(F)** detalhe das setas nos segmentos da antênula do Parátipo (MZUSP 42720); e **(G)** escleritos e placas das pernas natatórias. 97

Figura 18. Comparação entre a morfologia da antena e do primeiro par de pernas de *Tiddergasilus bipartitus* Narciso, Vieira & Silva, 2022. e *Ergasilus* sp. **(A)** Detalhe da antena de *T. bipartitus*. **(B)** Detalhe da antena de *Ergasilus* sp. parasita de brânquias de *Schizodon intermedius* Garavello & Britski, 1990, coletado no Rio Paranapanema (2329016.540' S 4837012.880' W), Angatuba, São Paulo, Brasil: primeiro e segundo segmento endopodal armado com 1 ou 2 sensilas, respectivamente (círculos pretos) **(C)** perna 1 de *T. bipartitus*. **(D)** perna 1 de *Ergasilus* sp., com terceiro segmento do exopodito com uma seta pectinada. **(E)** Detalhe da seta pectinada de *Ergasilus* sp. Escalas em micrômetros. 101

Figura 19. *Rhinergasilus piranhus* Boeger & Thatcher, 1988 – fêmea adulta, parasito de narinas de *Astyanax lacustris* (Lütken, 1875); *Cyphocharax modestus* (Fernández-Yépez, 1948); *Psalidodon bockmanni* (Vari & Castro, 2007); e *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758): **(A)** Corpo, vista dorsal; **(B)** Rostrum, vista ventral; **(C)** Suporte da antena; **(D)** Aparato bucal com maxílula vestigial (*); **(E)** Antena; e **(F)** Antênula. **Ae** = astetascos. **Fo** = fossa. **Hp** = projeção em formato de chifre. **Md** = mandíbula. **Mx** = maxila. **Sp** = projeção lateral espiniforme. 105

Figura 20. *Rhinergasilus piranhus* Boeger & Thatcher, 1988 – fêmea adulta, parasito de narinas de *Astyanax lacustris* (Lütken, 1875); *Cyphocharax modestus* (Fernández-Yépez, 1948); *Psalidodon bockmanni* (Vari & Castro, 2007); e *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758): **(A)** Urossoma completo, vista ventral; **(B)** perna 1; **(C)** perna 2; **(D)** perna 3; **(E)** Escleritos intercoxais e placas interpodais, vista ventral; e **(F)** Saco de ovos. **Ae** = astetascos. **Ip i-iii** = placa interpodal 1 até 3. **Is i-iii** = esclerito intercoxal 1 até 3. **L4** = perna 4. **L5** = perna 5. **S1-4** = seta 1 até 4 do ramo caudal. 106

Figura 21. Fotos de microscopia eletrônica de varredura de *Rhinergasilus piranhus* Boeger & Thatcher, 1988 – fêmea adulta: **(A)** Corpo, vista ventral; **(B)** corpo, vista dorsal; **(C)** detalhe dos somitos pedígeros do prossoma; **(D)** Espínulos da coxa da perna 3; **(E)** Urossoma completo, vista dorsal; **(F)** Cefalossoma, vista lateral; **(G)** Detalhe do processo espiniforme (seta branca); **(H)** Cefalossoma, vista dorsal, com janela tegumentar (círculo tracejado); e **(I)** Detalhe dos espínulos das setas semi-plumosas da perna 2. **Em** = janela tegumentar. **Fc** = Cutícula flexível. **Hp** = processo espiniforme. **lw** = janela tegumentar lateral. **Md** = maxila. **Po** = poro. **PS-1** = primeiro somito pedígero. **Se** = espínulos. 107

Figura 22. Fotos de microscopia de luz do voucher de *Rhinergasilus piranhus* Boeger & Thatcher, 1988 – fêmea adulta, depositado na coleção zoológica do Museu de Zoologia da

Universidade de São Paulo (MZUSP): (A) corpo, vista ventral; (B) detalhe da antênula com cinco segmentos (1 até 5), com primeiro segmento parcialmente subdividido; (C) detalhe da antena, vista ventral; (D) cefalossoma com suporte da antena (retângulo tracejado), vista ventral; (E) cefalotórax, vista dorsal, com janela tegumentar elíptica (círculo tracejado); e (F) detalhe das projeções em formato de chifre no cefalossoma. **As** = suporte da antena. **Cap** = capa hialina. **Em** = janela tegumentar. **Fo** = fossa. **Hp** = projeção em formato de chifre. **Sp** = projeção espiniforme lateral. 108

Figura 23. Fotos de microscopia de luz do voucher de *Rhinergasilus piranhus* Boeger & Thatcher, 1988 – fêmea adulta, depositado na coleção zoológica do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP): (A) vista ventral dos somitos pedígeros, urossoma e ramo caudal; (B) vista dorsal dos somitos pedígeros, urossoma e ramo caudal; e (C) detalhe das perna IV e V, vista ventral. **L4** = perna IV. **L5** = perna V. Escalas em micrômetros. 109

Figura 24. Microfotografias dos material-tipo de *Rhinergasilus piranhus* Boeger & Thatcher, 1988 emprestados da coleção zoológica do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA): (A) e (B) Holótipo INPA PA 309-1; (C) a (H) Parátipos INPA PA 309-2 a 309-5. Barras de escala em micrômetros (µm). 114

Figura 25. *Gamispatulus schizodontis* Thatcher & Boeger, 1984 – fêmea adulta, parasita de narinas de *Serrasalmus maculatus* Kner, 1858: (A) Corpo, vista dorsal; (B) Rostrum com espinho rostral (seta), vista ventral; (C) segundo somito pedígero, com janelas tegumentares em cada extremidade lateral (seta); e (D) Retroestilete com projeção espatular acessória (seta). **Sl** = seta lateral. **Sm** = seta medial. Escalas em micrômetros. **Fonte:** adaptado de Narciso & Silva (2020). 118

Figura 26. *Gamispatulus schizodontis* Thatcher & Boeger, 1984 – fêmea adulta, parasita de narinas de *Serrasalmus maculatus* Kner, 1858: (A) Urossoma completo, vista dorsal; (B) Escleritos intercoxais e placas interpodais, vista ventral, com poros laterais na primeira e segunda placa (seta); (C) Segmento genital-duplo, vista ventral; (D) Antena, garra medial com fossa na margem interna (seta); e (E) Antênula. **Ei** = esclerito intercoxal. **Pa** = protuberância anterior. **Pi** = placa interpodal. **Pp** = protuberância posterior. **Sl** = seta lateral. **Sm** = seta medial. **P5** = quinta perna. Escalas em micrômetros. **Fonte:** adaptado de Narciso & Silva (2020). 119

Figura 27. *Gamispatulus schizodontis* Thatcher & Boeger, 1984 – fêmea adulta, parasita de narinas de *Serrasalmus maculatus* Kner, 1858: (A) Retroestiletes, vista dorsal; (B) Aparelho bucal completo, vista ventral; (C) Labrum; (D) Mandíbula e (E) Maxila, sincoxa com poro

próximo a inserção da base (seta). La = lâmina anterior. Lp = lâmina posterior. Escalas em micrômetros. Fonte: adaptado de Narciso & Silva (2020).	120
Figura 28. <i>Gamispatulus schizodontis</i> Thatcher & Boeger, 1984 – fêmea adulta, parasita de narinas de <i>Serrasalmus maculatus</i> Kner, 1858: (A) perna 1; (B) perna 2 (= perna 3); (C) perna 4 e (D) Saco de ovos. Escalas em micrômetros. Fonte: adaptado de Narciso & Silva (2020).	121
Figura 29. Fotos de microscopia de luz de <i>Gamispatulus schizodontis</i> Thatcher & Boeger, 1984 – fêmea adulta, depositado na coleção zoológica do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP): (A) corpo, vista ventral; (B) retroestilete com processo espatular (seta branca); (C) antena; e (D) saco de ovos.	122
Figura 30. <i>Dermoergasilus amplexens</i> (Dogiel & Akhmerov, 1952) – fêmea adulta, parasito de brânquias de <i>Chelon richardsonii</i> (Smith, 1846) e <i>Pseudomyxus capensis</i> (Valenciennes, 1836) coletados no estuário do Rio Boknes, África do Sul: (A) Corpo, vista dorsal; (B) Antênula; (C) Antena; (D) Perna 5; (E) Detalhe do ramo caudal, vista ventral.	128
Figura 31. <i>Dermoergasilus amplexens</i> (Dogiel & Akhmerov, 1952) – fêmea adulta, parasito de brânquias de <i>Chelon richardsonii</i> (Smith, 1846) e <i>Pseudomyxus capensis</i> (Valenciennes, 1836) coletados no estuário do Rio Boknes, África do Sul: (A) Corpo, vista lateral; (B) Aparato bucal completo, com labrum (cinza escuro) recobrando parcialmente os demais componentes da boca; (C) Mandíbula; (D) Maxílula; (E) mandíbula; (F) Labrum; (G) Labium.	129
Figura 32. <i>Dermoergasilus amplexens</i> (Dogiel & Akhmerov, 1952) – fêmea adulta, parasito de brânquias de <i>Chelon richardsonii</i> (Smith, 1846) e <i>Pseudomyxus capensis</i> (Valenciennes, 1836) coletados no estuário do Rio Boknes, África do Sul: (A) Urossoma completo, vista ventral; (B) Detalhe da fusão entre o quinto somito pedígero e o somito genital-duplo, vista dorsal; (C) Escleritos intercoxais e placas interpodais, vista ventral.	130
Figura 33. <i>Dermoergasilus amplexens</i> (Dogiel & Akhmerov, 1952) – fêmea adulta, parasito de brânquias de <i>Chelon richardsonii</i> (Smith, 1846) e <i>Pseudomyxus capensis</i> (Valenciennes, 1836) coletados no estuário do Rio Boknes, África do Sul: (A) Perna 1; (B) Perna 2 (= Perna 3); (C) Sacos ovíferos; (D) Perna 4.	131
Figura 34. Fotos de microscopia de luz de <i>Dermoergasilus amplexens</i> (Dogiel & Akhmerov, 1952) – fêmea adulta, parasito de brânquias de <i>Chelon richardsonii</i> (Smith, 1846) e <i>Pseudomyxus capensis</i> (Valenciennes, 1836) coletados no estuário do Rio Boknes, África do	

Sul: (A) Corpo, vista ventral; (B) Corpo, vista lateral; (C) Detalhe da antênula dissecada; (D) Detalhe da antena dissecada; (E) Aparato bucal; (F) Urossoma completo, vista dorsal; (G) Detalhe do terceiro somito abdominal e ramo caudal; (H) Perna 1. Escalas em micrômetros: A e B = 200 µm; C, E e H = 50 µm; D = 150 µm; e F = 100 µm.	132
Figura 35. <i>Mugilicola smithae</i> Jones J.B. & Hine, 1978 – fêmea adulta pós-metamórfica, parasita de brânquias de <i>Anguilla mossambica</i> (Peters, 1852) coletada no estuário do Rio Boknes, África do Sul: (A) Cabeça, vista dorsal; (B) Tronco, vista dorsal; (C) Rostro, vista ventral; (D) Detalhe da região cefálica, vista dorsal; (E) Remanescente do primeiro tergito; (F) Remanescente do segundo tergito, com janela tegumentares laterais (seta); (G) Antênula. Escalas em micrômetros.	141
Figura 36. <i>Mugilicola smithae</i> Jones J.B. & Hine, 1978 – fêmea adulta pós-metamórfica, parasita de brânquias de <i>Anguilla mossambica</i> (Peters, 1852) coletada no estuário do Rio Boknes, África do Sul: (A) Antenas; (B) Urossoma completo, vista ventral; (C) Margem posterior do tronco e parte do urossoma, vista dorsal; (D) Aparato bucal completo; (E) Escleritos intercoxais, placas interpodais e perna 4, vista ventral. Escalas em micrômetros.	142
Figura 37. <i>Mugilicola smithae</i> Jones J.B. & Hine, 1978 – fêmea adulta pós-metamórfica, parasita de brânquias de <i>Anguilla mossambica</i> (Peters, 1852) coletada no estuário do Rio Boknes, África do Sul: (A) Detalhe da região anterior ao labrum; (B) Labrum; (C) Maxíla; (D) Mandíbula; (E) Maxílula; (F) Labium. Escalas em micrômetros.	143
Figura 38. <i>Mugilicola smithae</i> Jones J.B. & Hine, 1978 – fêmea adulta pós-metamórfica, parasita de brânquias de <i>Anguilla mossambica</i> (Peters, 1852) coletada no estuário do Rio Boknes, África do Sul: (A) perna 1; (B) perna 2; (C) perna 3; (D) saco de ovos. Escalas em micrômetros.	144
Figura 39. Fotos de microscopia de luz de <i>Mugilicola smithae</i> Jones J.B. & Hine, 1978 – fêmea adulta pós-metamórfica, parasita de brânquias de <i>Anguilla mossambica</i> (Peters, 1852) coletada no estuário do Rio Boknes, África do Sul: (A) Cabeça, vista dorsal; (B) Tronco, vista dorsal; (C) Tronco, vista ventral; (D) Saco de ovos; (E) Remanescente do primeiro tergito; (F) Detalhe da perna 4 (*); (G) Antênulas; (H) Antenas; (I) Labrum; (J) Corpo completo, vista lateral. Escalas em micrômetros: A = 200 µm; B, C e D = 500 µm; E = 100 µm; F e I = 20 µm; e J = 2000 µm.	145
Figura 40. Fotos de microscopia de luz de <i>Mugilicola smithae</i> Jones J.B. & Hine, 1978 – fêmea adulta pós-metamórfica, parasita de brânquias de <i>Anguilla mossambica</i> (Peters, 1852) coletada no estuário do Rio Boknes, África do Sul: (A) Parasitos fixados nas brânquias; (B) Detalhe da	

porção posterior do corpo livre; (C) Parasitos fixados na boca e língua. Escalas em micrômetros.	146
Figura 41. <i>Paraergasilus</i> n. sp. – fêmea adulta parasite de <i>Rhabdosargus holubi</i> (Steindachner, 1881) coletada no estuário do Rio Groot, África do Sul: (A) Corpo, vista dorsal; (B) Rostro, vista ventral; (C) Antênula; (D) Antena; (E) Garras interna, média e superior; (F) Quinto somito pedígero e somito genital-duplo, vista dorsal; (G) Urossoma completo, vista ventral; (H) Ramo caudal, vista ventral; (I) Quinto somito e perna 4, vista dorsal; (J) perna 1.	154
Figura 42. <i>Paraergasilus</i> n. sp. – fêmea adulta parasite de <i>Rhabdosargus holubi</i> (Steindachner, 1881) coletada no estuário do Rio Groot, África do Sul: (A) Labrum com dentes internos; (B) Mandíbula; (C) Maxílula; (D) Labium; (E) Maxíla; (F) perna 2; (G) perna 3; (H) perna 4; (I) Quinto somito e perna 4, vista dorsal; (J) Escleritos intercoxais e placas interpodais, vista ventral.	155
Figura 43. Fotos de microscopia de luz de <i>Paraergasilus</i> n. sp. – fêmea adulta parasite de <i>Rhabdosargus holubi</i> (Steindachner, 1881) coletada no estuário do Rio Groot, África do Sul: (A) Corpo, vista dorsal; (B) Detalhe das garras; (C) Urossoma completo, vista dorsal; (D) Somitos pedígeros livres, vista dorsal; (E) Escleritos intercoxais e placas interpodais, vista ventral; (F) Cefalotórax, vista dorsal; (G) Aparato bucal, vista ventral; (H) Antênula. Escalas em micrômetros: A = 100 µm; B, C, G e H = 30 µm; D-F = 50 µm.	156
Figura 44. <i>Ergasilus</i> sp. – fêmea adulta, parasito de brânquias de <i>Chelon tricuspidens</i> (Smith, 1935) coletados no estuário do Rio Boknes, África do Sul: (A) Cefalossoma, vista dorsal; (B) Rostro, vista ventral; (C) Saco de ovos; (D) Antênula; (E) Antena; (F) Maxila; (G) perna 5; (H) Quinto somito pedígero e somito genital-duplo, vista dorsal.	164
Figura 45. <i>Ergasilus</i> sp. – fêmea adulta, parasito de brânquias de <i>Chelon tricuspidens</i> (Smith, 1935) coletados no estuário do Rio Boknes, África do Sul: (A) Urossoma completo, vista ventral; (B) Ramo caudal, vista ventral; (C) perna 1; (D) perna 2 (= perna 3); (E) perna 4.	165
Figura 46. Fotos de microscopia de luz de <i>Ergasilus</i> sp. – fêmea adulta, parasito de brânquias de <i>Chelon tricuspidens</i> (Smith, 1935) coletados no estuário do Rio Boknes, África do Sul: (A) Cefalossoma, vista dorsal; (B) Rostro, vista ventral; (C) Antena; (D) perna 1; (E) Urossoma completo, vista dorsal; (F) Ramo caudal, vista dorsal; (G) perna 4; (H) saco de ovos. Escalas em micrômetros: A = 100 µm; B-D e G = 30 µm; E e F = 50 µm; H = 200 µm.	166
Figura 47. <i>Lamproglena monodi</i> Capart, 1944 – fêmea adulta, parasita de brânquias de <i>Oreochromis niloticus</i> (Linnaeus, 1758) coletados no Rio Pardo, São Paulo, Brasil: (A) Corpo, vista dorsal; (B) Corpo, vista lateral; (C) Cefalotórax, vista ventral; (D) Cefalotórax, vista	

lateral; **(E)** Urossoma, vista ventral; e **(F)** Urossoma, vista lateral, com orifícios ovígeros dorsolaterais no somito genital (seta). * = primeira perna. **CR** = ramo caudal. **CT** = cefalotórax. **Mxl** = maxilípede. **Mxl** = maxila. **P1–P4** = segunda até quarta perna. **TR** = tronco. **UR** = urossoma. 171

Figura 48. *Tropocyclops* cf. *prasinus prasinus* (Fischer, 1860) – fêmea adulta, encontrado nas brânquias de *Astyanax lacustris* (Lütken, 1875), *Coptodon rendalli* (Smith, 1935); *Cyphocharax modestus* (Fernández-Yépez, 1948), *Geophagus brasiliensis* (Quoy & Gaimard, 1824) e *Psalidodon bockmanni* (Vari & Castro, 2007): **(A)** Corpo, vista dorsal; **(B)** Antena, vista ventral; **(C)** Quinto somito pedígero e quinta perna, vista ventral; e **(D)** Ramo caudal armado com seis setas, vista dorsal (esquerda) e vista ventral (direita). 179

Figura 49. *Tropocyclops* cf. *prasinus prasinus* (Fischer, 1860) – fêmea adulta, encontrado nas brânquias de *Astyanax lacustris* (Lütken, 1875), *Coptodon rendalli* (Smith, 1935); *Cyphocharax modestus* (Fernández-Yépez, 1948), *Geophagus brasiliensis* (Quoy & Gaimard, 1824) e *Psalidodon bockmanni* (Vari & Castro, 2007): Antênula com os doze segmentos individualizados (1 a 12). 180

Figura 50. *Tropocyclops* cf. *prasinus prasinus* (Fischer, 1860) – fêmea adulta, encontrado nas brânquias de *Astyanax lacustris* (Lütken, 1875), *Coptodon rendalli* (Smith, 1935); *Cyphocharax modestus* (Fernández-Yépez, 1948), *Geophagus brasiliensis* (Quoy & Gaimard, 1824) e *Psalidodon bockmanni* (Vari & Castro, 2007): **(A)** Labrum; **(B)** placa bucal, vista dorsal (esquerda) e vista ventral (direita); **(C)** Mandíbula; **(D)** Maxila; **(E)** Maxílula; **(F)** Maxilípede; e **(G)** Detalhe das setas (1–4) e garra (5) da maxila. **Seta** = ponto de inserção do maxilípede. 181

Figura 51. *Tropocyclops* cf. *prasinus prasinus* (Fischer, 1860) – fêmea adulta, encontrado nas brânquias de *Astyanax lacustris* (Lütken, 1875), *Coptodon rendalli* (Smith, 1935); *Cyphocharax modestus* (Fernández-Yépez, 1948), *Geophagus brasiliensis* (Quoy & Gaimard, 1824) e *Psalidodon bockmanni* (Vari & Castro, 2007): **(A)** primeira perna; **(B)** segunda perna; **(C)** terceira perna; e **(D)** quarta perna. 182

Figura 52. *Tropocyclops* cf. *prasinus prasinus* (Fischer, 1860) – fêmea adulta, encontrado nas brânquias de *Astyanax lacustris* (Lütken, 1875), *Coptodon rendalli* (Smith, 1935); *Cyphocharax modestus* (Fernández-Yépez, 1948), *Geophagus brasiliensis* (Quoy & Gaimard, 1824) e *Psalidodon bockmanni* (Vari & Castro, 2007): **(A)** Detalhe do terceiro exopodito e endopodito das pernas natatórias; **(B)** Urossoma, vista dorsal; **(C)** Somito genital-duplo, vista ventral; e **(D)** Terceiro somito abdominal (somito anal), vista ventral. **enp 1–4** = endopodito da

primeira até quarta perna. exp 1–4 = exopodito da primeira até quarta perna. Pr = poro.	183
Figura 53. Árvore filogenética de Ergasilidae Burmeister, 1835 com base em alinhamentos parciais do gene 18S rRNA. As sequências obtidas nesse estudo estão apresentadas em negrito. Suporte do ramo localizado acima ou abaixo dos ramos para análises (A) de Inferência Bayesiana (>0,9) e (B) de Máxima Verossimilhança (>90%) (BI/ML). Sequências de <i>Lernaea cyprinacea</i> Linnaeus, 1758, <i>Lamproglena monodi</i> Capart, 1944, e <i>Lamproglena orientalis</i> Markevich, 1936 foram usadas como grupo externo.	189
Figura 54. Árvore filogenética de Ergasilidae Burmeister, 1835 com base em alinhamentos parciais do gene 28S rRNA. As sequências obtidas nesse estudo estão apresentadas em negrito. Suporte do ramo localizado acima ou abaixo dos ramos para análises (A) de Inferência Bayesiana (>0,9) e (B) de Máxima Verossimilhança (>90%) (BI/ML). Sequências de <i>Lernaea cyprinacea</i> Linnaeus, 1758, <i>Lamproglena monodi</i> Capart, 1944, e <i>Lamproglena orientalis</i> Markevich, 1936 foram usadas como grupo externo.	190
Figura 55. Árvore filogenética de Ergasilidae Burmeister, 1835 com base em alinhamentos parciais do gene mitocondrial cox1. As sequências obtidas nesse estudo estão apresentadas em negrito. Suporte do ramo localizado acima ou abaixo dos ramos para análises (A) de Inferência Bayesiana (>0,9) e (B) de Máxima Verossimilhança (>90%) (BI/ML). Sequências de <i>Lamproglena clariae</i> Fryer, 1956 e <i>Lamproglena cleopatra</i> Humes, 1957 foram usadas como grupo externo.	191
Figura 56. Árvore filogenética de Lernaeidae Cobbold, 1879 com base em alinhamentos parciais do gene 18S rRNA. As sequências obtidas nesse estudo estão apresentadas em negrito. Suporte do ramo localizado acima ou abaixo dos ramos para análises (A) de Inferência Bayesiana (>0,9) e (B) de Máxima Verossimilhança (>90%) (BI/ML). Sequência de <i>Oithona dissimilis</i> Lindberg, 1940 foi usada como grupo externo.	196
Figura 57. Árvore filogenética de Lernaeidae Cobbold, 1879 com base em alinhamentos parciais do gene 28S rRNA. As sequências obtidas nesse estudo estão apresentadas em negrito. Suporte do ramo localizado acima ou abaixo dos ramos para análises (A) de Inferência Bayesiana (>0,9) e (B) de Máxima Verossimilhança (>90%) (BI/ML). Sequência de <i>Oithona dissimilis</i> Lindberg, 1940 e <i>Oithona nana</i> Giesbrecht, 1893 foram usadas como grupo externo.	197
Figura 58. Árvore filogenética de Lernaeidae Cobbold, 1879 com base em alinhamentos parciais do gene mitocondrial cox1. As sequências obtidas nesse estudo estão apresentadas em negrito. Suporte do ramo localizado acima ou abaixo dos ramos para análises (A) de Inferência	

Bayesiana ($>0,9$) e **(B)** de Máxima Verossimilhança ($>90\%$) (BI/ML). Sequência de *Oithona dissimilis* Lindberg, 1940 e *Dioithona oculata* (Farran, 1913) foram usadas como grupo externo. 198

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1.** Lista de espécies de ergasilídeos (Copepoda, Ergasilidae) do Brasil. **TE** = total de espécies descritas para o gênero. **EB** = espécies já relatadas no Brasil. 32
- Tabela 2.** Lista de espécies de ergasilídeos (Copepoda, Ergasilidae) da África. 36
- Tabela 3.** Lista de primers (forward e reverse) utilizados para amplificação do DNA dos genes ribossomais (18S e 28S rDNA) e mitocondrial (subunidade I da citocromo c oxidase - cox1) dos copépodes parasitas de peixes encontrados no Brasil e África do Sul. 72
- Tabela 4.** Lista das sequências dos genes ribossomais nucleares (18S e 28S) e mitocondrial (subunidade I da citocromo c oxidase - cox1) incluídas nas análises filogenéticas. Táxons representados em negrito representam as sequências obtidas nesse estudo. 74
- Tabela 5.** Lista das sequências dos genes ribossomais nucleares (18S e 28S) e mitocondrial (subunidade I da citocromo c oxidase - cox1) incluídas nas análises filogenéticas de *Lamproglena* Nordmann, 1832. Táxons representados em Negrito representam as sequências obtidas nesse estudo. 80
- Tabela 6.** Espécies de peixes coletadas ao longo do Rio Pardo, São Paulo, Brasil. **AC** = áreas de coleta. **A1–A6** = área de coleta 1 até 6. **N** = número de peixes analisados. **TA** = amostrados em todas as áreas de coleta. 84
- Tabela 7.** Dados sobre hospedeiros e copépodes em peixes examinados no Rio Pardo, São Paulo, Brasil. A1 a A6 = áreas de amostragem ao longo do rio. C (cm) = comprimento total em centímetro. NO = não observado. P = presente. P (g) = peso em gramas. PA = peixes coletados por área. PC = presença de copépodes. SI = sítio de infestação. SH = status do peixe. 86
- Tabela 8.** Descritores parasitológicos dos ergasilídeos encontrados em narinas de peixes do Rio Pardo, São Paulo, Brasil. Os cálculos foram feitos de acordo com as recomendações de Bush *et al.* (1997). A = amplitude. AM = abundância média de infestação. EP = erro padrão. IM = intensidade média de infestação. P% = prevalência em porcentagem. 87
- Tabela 9.** Lista de hospedeiros parasitados e seus respectivos copépodes com sequências obtidas - ou seja: fragmentos parciais de um gene mitocondrial (subunidade I da citocromo c oxidase ou cox1) e dos dois genes ribossômicos (18S e 28S). AD = água doce. B = brânquia. Bo = boca. ET = estuarino. H = habitat. MR = marinho. N = narina. SI = sítio de infestação. 89
- Tabela 10.** Distribuição dos espinhos e setas das pernas natatórias de *Tiddergasilus bipartitus* Narciso, Vieira & Silva, 2022 – fêmea adulta, parasito de narinas de *Astyanax lacustris* (Lütken, 1875). Números romanos = espinhos. Números arábicos = setas. 93

Tabela 11. Distribuição dos espinhos e setas das pernas natatórias de <i>Rhinergasilus piranhus</i> Boeger & Thatcher, 1988 – fêmea adulta, parasito de narinhas de <i>Astyanax lacustris</i> (Lütken, 1875); <i>Cyphocharax modestus</i> (Fernández-Yépez, 1948); <i>Psalidodon bockmanni</i> (Vari & Castro, 2007); e <i>Oreochromis niloticus</i> (Linnaeus, 1758). Números romanos = espinhos. Números arábicos = setas.	104
Tabela 12. Medidas em micrômetros (μm) das fêmeas adultas de <i>Rhinergasilus piranhus</i> Boeger & Thatcher, 1988.	110
Tabela 13. Distribuição dos espinhos e setas das pernas natatórias de <i>Gamispatulus schizodontis</i> Thatcher & Boeger, 1984 – fêmea adulta, parasito de narinhas de <i>Serrasalmus maculatus</i> Kner, 1858. Números romanos = espinhos. Números arábicos = setas.	117
Tabela 14. Distribuição dos espinhos e setas das pernas natatórias de <i>Dermoergasilus amplexans</i> (Dogiel & Akhmerov, 1952) – fêmea adulta, parasito de brânquias de <i>Chelon richardsonii</i> (Smith, 1846) e <i>Pseudomyxus capensis</i> (Valenciennes, 1836) coletados no estuário do Rio Boknes, África do Sul. Números romanos = espinhos. Números arábicos = setas.	127
Tabela 15. Comparação entre as descrições e ilustrações presentes na literatura disponível para <i>Dermoergasilus amplexans</i> (Dogiel & Akhmerov, 1952): características diagnósticas similares entre a descrição original e os espécimes desse estudo estão destacadas em cinza.	136
Tabela 16. Comparação dos armamentos descritos para as pernas natatórias (P1 a P3) nas diferentes descrições de <i>Mugilicola smithae</i> Jones J.B. & Hine, 1978 – fêmea adulta pós-metamórfica (números romanos = espinhos; números arábicos = setas). Fundo azul = número menor de armamentos em relação aos espécimes desse estudo. Fundo verde = número maior de armamentos em relação aos espécimes desse estudo.	140
Tabela 17. Distribuição dos espinhos e setas das pernas natatórias de <i>Paraergasilus</i> n. sp. – fêmea adulta, parasito de brânquias de <i>Rhabdosargus holubi</i> (Steindachner, 1881) coletados no estuário do Rio Groot, Cabo Ocidental, África do Sul. Números romanos = espinhos. Números arábicos = setas.	153
Tabela 18. Distribuição dos espinhos e setas das pernas natatórias de <i>Ergasilus</i> sp. – fêmea adulta, parasito de brânquias de <i>Chelon tricuspidens</i> (Smith, 1935) coletados no estuário do Rio Boknes, Cabo Oriental, África do Sul. Números romanos = espinhos. Números arábicos = setas.	163
Tabela 19. Distribuição dos espinhos e setas das pernas natatórias de <i>Tropocyclops prasinus</i> (Fischer, 1860) – fêmea adulta, encontrado nas brânquias de <i>Astyanax lacustris</i> (Lütken, 1875), <i>Coptodon rendalli</i> (Smith, 1935); <i>Cyphocharax modestus</i> (Fernández-Yépez, 1948),	

<i>Geophagus brasiliensis</i> (Quoy & Gaimard, 1824) e <i>Psalidodon bockmanni</i> (Vari & Castro, 2007). Números romanos = espinhos. Números arábicos = setas.	178
Tabela 20. Descritores ecológicos de <i>Tropocyclops cf. prasinus prasinus</i> (Fischer, 1860) encontrados em peixes do Rio Pardo, São Paulo, Brasil. Cálculos realizados seguindo as recomendações de Bush <i>et al.</i> (1997). AM = abundância média de infestação. AP = amplitude de parasitos. B = brânquia. EP = erro padrão. IMI = intensidade média de infestação. N = narina. NA = número de peixes analisados. P% = prevalência em porcentagem. S = superfície. SI = sítio de infestação.	186
Tabela 21. Divergências genéticas entre as sequências alinhadas de 18S rDNA de Ergasilidae Burmeister, 1835, expressas como porcentagens de identidade (abaixo da diagonal) e diferença no número de nucleotídeos (acima da diagonal)	192
Tabela 22. Divergências genéticas entre as sequências alinhadas de 28S rDNA de Ergasilidae Burmeister, 1835, expressas como porcentagens de identidade (abaixo da diagonal) e diferença no número de nucleotídeos (acima da diagonal)	193
Tabela 23. Divergências genéticas entre as sequências alinhadas de <i>cox1</i> de Ergasilidae Burmeister, 1835, expressas como porcentagens de identidade (abaixo da diagonal) e diferença no número de nucleotídeos (acima da diagonal)	194
Tabela 24. Divergências genéticas entre as sequências alinhadas de 18S rDNA de Lernaecidae Cobbold, 1879, expressas como porcentagens de identidade (abaixo da diagonal) e diferença no número de nucleotídeos (acima da diagonal)	199
Tabela 25. Divergências genéticas entre as sequências alinhadas de 28S rDNA de Lernaecidae Cobbold, 1879, expressas como porcentagens de identidade (abaixo da diagonal) e diferença no número de nucleotídeos (acima da diagonal)	200
Tabela 26. Divergências genéticas entre as sequências alinhadas de <i>cox1</i> de Lernaecidae Cobbold, 1879, expressas como porcentagens de identidade (abaixo da diagonal) e diferença no número de nucleotídeos (acima da diagonal)	201
Tabela 27. Riqueza, distribuição e disponibilidade de sequências gênicas em Lernaecidae Cobbold, 1879. * = inclui Nova Guiné, Austrália e Nova Zelândia; P = porcentagem nas espécies com sequências gênicas disponíveis em relação ao total de espécies do gênero. N = número de espécies válidas.	210

Este trabalho foi realizado com o apoio financeiro da Fundação de Amparo a Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP). Processos: FAPESP 2019/26831-2 e 2022/16672-7.

1. INTRODUÇÃO	24
2. BREVE PANORAMA SOBRE ERGASILIDAE NO BRASIL	30
3. BREVE PANORAMA SOBRE ERGASILIDAE NA ÁFRICA	33
4. OBJETIVOS	59
4.1. Objetivo geral	59
4.2. Objetivos específicos	59
5 METODOLOGIA	60
5.1. Descrição da área de estudo no Brasil (Rio Pardo)	60
5.2. Descrição das áreas de estudo na África do Sul	62
5.3. Amostragem de hospedeiros e análise morfológica de copépodes	63
5.4. Extração de DNA e amplificação por PCR	70
5.5. Alinhamento das sequências de DNA e reconstrução filogenética	72
6. RESULTADOS	82
6.1. Inventário de copépodes do Rio Pardo	82
6.2. Inventário de copépodes da África do Sul	88
6.3. Descrição morfológica dos copépodes	90
6.3.1. <i>Ergasilídeos do Brasil</i>	90
<i>Tiddergasilus bipartitus</i> Narciso, Vieira & Silva, 2022	90
<i>Rhinergasilus piranhus</i> Boeger & Thatcher, 1988	102
<i>Gamispatulus schizodontis</i> Thatcher & Boeger, 1984	115
6.3.2. <i>Ergasilídeos da África do Sul</i>	124
<i>Dermoergasilus amplexens</i> (Dogiel & Akhmerov, 1952)	124
<i>Mugilicola smithae</i> Jones J.B. & Hine, 1978	137
<i>Paraergasilus</i> n. sp.	150
<i>Ergasilus</i> sp.	160
6.3.3. <i>Copépodes não-ergasilídeos</i>	169
<i>Lamproglena monodi</i> Capart, 1944	169
<i>Tropocyclops</i> cf. <i>prasinus prasinus</i> (Fischer, 1860)	174
6.4. Dados moleculares e hipóteses filogenéticas	186
6.4.1 <i>Ergasilidae</i>	186
6.4.2 <i>Lernaeidae</i>	195
7. DISCUSSÃO	202
7.1. Taxonomia e relações filogenéticas em Ergasilidae	202
7.2. Taxonomia e relações filogenéticas em Lernaeidae	207
7.3. Novos registros e troca de hospedeiros	212
8. CONSIDERAÇÕES FINAIS	213
9. CHAVE DE ESPÉCIES E GÊNEROS DE ERGASILÍDEOS AFRICANOS	214
10. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	220

1. INTRODUÇÃO

Cada vez mais, os parasitos têm sido amplamente reconhecidos como organismos "chave" ou de grande relevância para os mais diversos ecossistemas e comunidades biológicas. Atualmente, sabe-se que certos parasitos são responsáveis por aumentar a conectividade dentro das cadeias tróficas, como é caso de parasitos que conseguem manipular seus hospedeiros intermediários, tornando-os mais vulneráveis a predadores que, por sua vez, também participam do ciclo de vida desses parasitos como hospedeiros definitivos (Lefèvre *et al.*, 2009). Além do controle físico exercido por certos parasitos [p. ex.: metacercárias de diplostomídeos obstruindo os olhos dos peixes – ver Grobbelaar *et al.*, (2015); e Stumbo & Poulin, 2016], a manipulação do comportamento dos hospedeiros pode ocorrer de forma ainda mais pronunciada. Em alguns casos, essa influência chega ao nível molecular, com parasitos alterando a expressão gênica do hospedeiro por meio de seus próprios genes, afetando seu fenótipo (Goodman & Johnson, 2011; Hughes, 2014). Outro ponto de destaque é o reconhecimento dos parasitos como eficientes indicadores de qualidade ambiental, uma vez que algumas espécies são bastante sensíveis às variações ambientais e, portanto, conseguem detectar mudanças na qualidade do ambiente antes de seus hospedeiros (Sures, 2004). Assim como os canários que acompanhavam os mineradores nas minas de carvão, alertando-os sobre a presença de gases venenosos, os organismos parasitos têm sido cada vez mais reconhecidos como sentinelas ambientais, desempenhando um papel crucial no monitoramento da contaminação dos habitats aquáticos por poluentes (Gilbert & Avenant-Oldewage, 2017).

Além da importância do parasitismo, a parasitologia de animais silvestres também tem ganhado destaque no cenário nacional, e mundial, devido ao impacto econômico resultante da relação parasito-hospedeiro. Muitos parasitos já foram registrados em espécies hospedeiras economicamente importantes como é o caso do salmão *Salmo salar* Linnaeus, 1758, hospedeiro de vários táxons distintos como, por exemplo, o monopistocotíleo *Gyrodactylus salaris* Malmberg, 1957 e o copépode *Salmincola salmoneus* (Linnaeus, 1758) (Bakke & Harris, 1998). A presença de certos parasitos pode causar grandes perdas econômicas, pois os danos aos tecidos e órgãos podem desencadear um aumento expressivo na taxa de mortalidade das populações naturais e cultivadas de seus hospedeiros (Johnson *et al.*, 2004; Piasecki *et al.*, 2004). Em outros casos, a simples presença do parasito pode comprometer ou até inviabilizar o consumo de produtos derivados desse hospedeiro, seja pela perda de qualidade (como lesões nos tecidos), ou até pela impossibilidade de consumo devido à disseminação de parasitos com potencial zoonótico (ou seja, parasitos capazes de causar doenças em seres humanos) (Johnson *et al.*, 2004; Piaseck *et al.*, 2004).

Para que todas essas facetas relacionadas ao parasitismo possam ser melhor compreendidas e aplicadas no futuro, antes precisamos conhecer quem são os parasitos. Diversos autores apontam que nosso conhecimento atual sobre a diversidade parasitária ainda é muito limitado (Poulin & Morand, 2005). Mesmo para grupos de vertebrados já tradicionalmente estudados quanto a sua fauna parasitária, como é o caso dos peixes no Brasil (incluindo Chondrichthyes e Osteichthyes), menos de 10% das espécies já foram estudadas quanto a sua fauna parasitária (Eiras *et al.*, 2011; Luque *et al.*, 2013), indicando que a grande maioria das espécies de parasitos de peixes ainda estão para serem descobertas no país (Poulin & Morand, 2005).

Os peixes são reconhecidos por apresentarem a maior quantidade e variedade de parasitos do que qualquer outra classe de vertebrados, pelo fato desses organismos terem vivido por um longo período em estreita associação com uma grande variedade de táxons distintos. Os principais grupos de parasitos de peixes são: Protozoa, Ciliophora, Cnidaria (Myxozoa), Platyhelminthes (Trematoda, Cestoda, Monopisthocotyla e Polyopisthocotyla), Nematoda, Acanthocephala, Arthropoda (Copepoda, Branchiura, Isopoda, Pentastomida e Acari), Annelida (Hirudínea) e Mollusca (Thatcher, 2006; Pavanelli *et al.*, 2013). Dentre esses grupos, os copépodes se destacam como um dos grupos de parasitos mais relevantes (Poulin & Morand, 2005; Luque *et al.*, 2013).

Copepoda é um dos grupos mais diversificados de metazoários no planeta com mais de 15 mil morfoespécies conhecidas. A maioria dos copépodes é de vida-livre, porém estimasse que mais de 5 mil espécies vivem em algum grau de simbiose, sendo a maioria destes considerado parasito (Kabata, 1979; Huys & Boxshall, 1991; Boxshall & Halsey, 2004). O parasitismo surgiu de modo independente várias vezes na história evolutiva do grupo (i.e.: ao menos 14 origens independentes segundo Bernot *et al.*, 2021), abarcando desde uma única origem que precedeu a formação de uma ordem inteira composta exclusivamente por parasitos (p. ex.: Siphonostomatoidea com 2,262 espécies, todos parasitos) até situações em que uma única linhagem de parasitos surgiu dentro de um táxon predominantemente de vida-livre (p. ex.: *Eucyclops bathanalicola* Boxshall & Strong, 2006 em Cyclopidae Rafinesque, 1815) (Boxshall & Strong, 2006; Boxshall & Hayes, 2019). Essas múltiplas origens do parasitismo tornam Copepoda um táxon muito relevante para se estudar a história evolutiva desse tipo de relação ecológica e de suas implicações nos ecossistemas e na economia (Bernot *et al.*, 2021), principalmente nos sistemas aquáticos onde os copépodes figuram entre os organismos mais numerosos (Humes, 1994; Boxshall & Hayes, 2019). Para tal propósito, no entanto, é necessário que dados biológicos (morfológicos, moleculares, ecológicos etc.) e informações filogenéticas

estejam disponíveis para o maior número possível dos táxons de copépodes parasitos (Bernot *et al.*, 2021). Uma filogenia mais robusta dos copépodes permite que revisões taxonômicas sejam feitas e, além disso, também possibilita a investigação da excepcional variação morfológica e da ampla gama de hospedeiros explorada por esse especioso grupo de crustáceos (Bron *et al.*, 2019; Bernot *et al.*, 2021).

A maioria dos copépodes parasitos é predominantemente marinho; entretanto, várias linhagens importantes, tanto em termos de biodiversidade quanto de impacto econômico, também se diversificaram em ambientes de água doce (Boxshall & Hayes, 2019). Dentre os táxons dulcícolas, a família Ergasilidae Burmeister, 1835 destaca-se como uma das mais relevantes devido à sua riqueza de espécies, ampla distribuição e implicações econômicas para a piscicultura (Piasecki *et al.*, 2004; Boxshall & Defaye, 2008). Atualmente, essa família integra a ordem Cyclopoida e compreende mais de 270 espécies descritas (maioria dulcícola), com registros de ergasilídeos em quase todas as regiões do mundo, exceto na Antártica (Boxshall & Defaye, 2008). Nesse grupo, somente as fêmeas adultas são parasitas, geralmente de peixes e moluscos, enquanto os machos e os demais estágios de desenvolvimento são de vida-livre e fazem parte das comunidades planctônicas (Boxshall & Halsey, 2004) (**Fig. 1**). Apesar de pequenos (i.e.: a maioria das espécies possui menos de 1 mm de comprimento), os ergasilídeos apresentam antenas preênseis altamente desenvolvidas que são utilizadas como o principal aparato de fixação aos tecidos e órgãos de seus hospedeiros (El-Rashidy, 1999; Thatcher, 2006) (**Fig. 2**). A fixação das fêmeas, predominantemente nos filamentos branquiais dos peixes, pode causar danos severos, induzindo alterações teciduais como hiperplasia epitelial, metaplasia, fusão de filamentos, necrose, aumento na produção de muco e interrupção do fluxo sanguíneo (Thatcher, 1998; Velloso *et al.*, 2012). Essas alterações, além de comprometerem a eficiência respiratória, podem ocasionar mudanças fisiológicas significativas nos peixes, impactando negativamente o crescimento corporal e aumentando expressivamente as taxas de mortalidade (Thatcher, 1998; Johnson *et al.*, 2004; Piasecki *et al.*, 2004).

O Brasil possui a maior biodiversidade de ergasilídeos do planeta, com 78 espécies já registradas no país, distribuídas em 19 gêneros distintos (Couto *et al.*, 2024). Todavia, estimativas indicam que menos de 6% das mais de 4.000 espécies de peixes que ocorrem ao longo de todo o território brasileiro já foram estudadas quanto sua fauna de crustáceos parasitos (Luque *et al.*, 2013). Com exceção de *Acusicola* Cressey, in Cressey & Collette, 1970, *Ergasilus* Nordmann, 1832 e *Therodamas* Krøyer, 1863, todos os demais gêneros com ocorrência no Brasil são considerados endêmicos (Amado *et al.*, 1995; Boxshall & Defaye, 2008). Em relação à distribuição ao longo do território brasileiro, a maioria das espécies foi descrita para as regiões

Norte (Amazônia) e Sul (Paraná), enquanto poucas ou nenhuma espécie foi descrita (ou relatada) para as demais regiões brasileiras (Amado *et al.*, 1995; Tavares-Dias *et al.*, 2015). Nos últimos anos, entretanto, estudos taxonômicos de ergasilídeos em outras regiões, como o Sudeste (principalmente São Paulo e Rio de Janeiro) e Nordeste (Maranhão), têm demonstrado que nessas regiões também há um enorme potencial para descobertas (Narciso *et al.*, 2022; Couto *et al.*, 2024).

Um cenário semelhante em relação aos ergasilídeos também ocorre no continente africano. Entre 1910 e 1970, diversas expedições científicas foram conduzidas nos grandes lagos africanos (p. ex.: Malawi, Tanganyika e Vitória), resultando na descrição de várias espécies de copépodes parasitos de peixes, especialmente de ergasilídeos e lerneídeos (Smit *et al.*, 2018). No entanto, o interesse taxonômico por Ergasilidae parece ter diminuído significativamente no continente, pois, ao longo de 50 anos, apenas três novas espécies desse táxon foram descritas (ver Oldewage & Van As, 1987 e 1988a; Abdel-Hady *et al.*, 2008). Nos últimos dois anos (2023 e 2024), contudo, o interesse no grupo parece ter sido renovado, com a descrição de sete novas espécies nesse curto período, sendo uma para Madagascar, três para Burundi e três para a África do Sul (Mič *et al.*, 2023 e 2024; Fikiye *et al.*, 2024; van der Spuy *et al.*, 2024). No continente, há vários grupos de pesquisa e pesquisadores prolíficos na área de ictioparasitologia (p. ex.: Iva Příkladová, Kerry Hadfield Malherbe, Linda Basson, Maarten P.M. Vanhove, Nico J. Smit etc.). No entanto, com exceção das Dras. Annemarië Avenant-Oldewage, da Universidade de Johannesburg, e Susan M. Dippenaar, da Universidade de Limpopo, ambas da África do Sul, que têm os copépodes parasitos como um de seus principais focos de interesse, os demais grupos de pesquisa não dedicam atenção regular a esse táxon de parasitos, estudando-o apenas esporadicamente. Atualmente, em todo o continente africano, já foram relatadas 38 espécies de ergasilídeos distribuídas em sete gêneros. Dada a rica biodiversidade de peixes (~3.200 spp.) e o alto grau de endemismo desse grupo no continente — como os ciclídeos nos grandes lagos africanos, como Malawi e Tanganyika — acredita-se que essa região, assim como o Brasil, também possua um enorme potencial para a descrição de novos táxons (Smit *et al.*, 2018).

Dados moleculares têm se tornado cada vez mais relevantes e indispensáveis em estudos taxonômicos na Zoologia, pois, além de auxiliarem os taxonomistas no reconhecimento e distinção de espécies (p. ex.: o DNA barcode, amplamente utilizado para diferenciar espécies crípticas), esses dados também fornecem uma grande quantidade de caracteres evolutivos que tornam as análises filogenéticas significativamente mais robustas (Bron *et al.*, 2011). Desde a publicação de Song *et al.* (2008), na qual os autores exploraram (pela primeira vez) as relações

filogenéticas em Ergasilidae com base em sequências ribossomais nucleares (18S e 28S), houve uma crescente na quantidade de artigos taxonômicos onde sequências gênicas de ergasilídeos foram disponibilizadas (ver Santacruz *et al.*, 2020; Kvach *et al.*, 2021; Oliveira *et al.*, 2021; Abdel-Radi *et al.*, 2022; Fikiye *et al.*, 2023; Míč *et al.*, 2023, 2024). Ainda assim, apenas 12% das espécies dessa família (ou seja, cerca de 34/277 spp.) possuem sequências gênicas disponíveis (Narciso *et al.*, 2024). Embora o Brasil detenha a maior biodiversidade de ergasilídeos no planeta, a disponibilidade de dados genéticos para os membros dessa família ainda é muito incipiente no país. Atualmente, há apenas três espécies de ergasilídeos no Brasil (*Gamispatulus schizodontis* Thatcher & Boeger, 1984; *Rhinergasilus piranhus* Boeger & Thatcher, 1988 e *Therodamas longicollum* Oliveira, Correa, Adriano & Tavares-Dias, 2021) cuja sequências gênicas estão vinculadas a trabalhos científicos publicados (ver Oliveira *et al.*, 2021; Narciso *et al.*, 2024). No banco dados do *National Center for Biotechnology Information* (ou NCBI) há outras sequências disponíveis (p. ex.: sequências do *cox1* e 18S para *Gamispinus diabolicus* Thatcher & Boeger, 1984 e *Miracetyma* sp.), mas sua veracidade é incerta pois nenhuma delas foi publicada e/ou apresentam número reduzido de pares de bases (ou seja, cerca de 700 bp nas duas últimas espécies vs 1,300 bp nas sequências de 18S para os demais ergasilídeos) (Narciso *et al.*, 2024). De modo inverso ao conhecimento acerca da biodiversidade, o cenário molecular está relativamente mais consolidado na África, onde aproximadamente 28% das espécies (n = 11) foram sequenciadas (Míč *et al.*, 2024). Ainda assim, a maioria das espécies africanas não possui quaisquer dados genéticos disponíveis, principalmente as mais antigas. Considerando a biodiversidade total — tanto a conhecida quanto a potencial — e a grande quantidade de espécies endêmicas nessas duas regiões megadiversas, é essencial que mais sequências gênicas de ergasilídeos sejam disponibilizadas no Brasil e na África.

Considerando as lacunas discutidas anteriormente, este estudo teve como objetivo ampliar o conhecimento sobre a biodiversidade e a disponibilidade de sequências gênicas de Ergasilidae por meio do inventário de fêmeas parasitas de peixes no Brasil e na África do Sul. Para isso, foram usadas análises integrativas, combinando técnicas moleculares e morfológicas, a fim de proporcionar uma descrição mais completa dos ergasilídeos. Sequências dos genes ribossomais nucleares (18S e 28S) e do gene mitocondrial citocromo c oxidase subunidade 1 (*cox1*) foram obtidas para a maioria das espécies encontradas e, posteriormente, utilizadas na formulação de hipóteses filogenéticas para essa família. Por fim, também foram elaboradas chaves de identificação e listas de espécies.

10. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abdel-Hady, OK, Bayoumy, EM and Osman, HAM** (2008) New copepodal ergasilid parasitic on *Tilapia zilli* from Lake Tamsah with special reference to its pathological effect. *Global Veterinaria* **2**, 123–129.
- Abdel-Radi, S, Rashad, MM, Ali, GE, Eissa, AE, Abdelsalam, M and Abou-Okada, M** (2022) Molecular characterization and phylogenetic analysis of parasitic copepoda; *Ergasilus sieboldi* isolated from cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata*) in Egypt, associated with analysis of oxidative stress biomarkers. *Journal of Parasitic Diseases* **46**, 1080–1089. doi: <https://doi.org/10.1007/s12639-022-01531-0>.
- Abou-Okada, M, Rashad, MM, Ali, GE, Abdel-Radi, S and Hassan, A** (2023) Oxidative stress, gene expression and histopathology of cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata*) naturally co-infected with *Ergasilus sieboldi* and *Vibrio alginolyticus*. *BMC Veterinary Research* **19**, 277. doi: <https://doi.org/10.1186/s12917-023-03840-9>.
- Abowei, JFN and Ezekiel, EN** (2011) A review of acanthocephalan, leeches, parasite crustaceans and some other parasites of miscellaneous taxa infections in African fish. *International Journal of Animal and Veterinary Advances*, **3**, 337–351.
- Adou, YE, Blahoua, KG, Yeo, K, Konate, S and Tiho, S** (2021) Parasitofauna of Blackchin tilapia *Sarotherodon melanotheron* (Teleostei: Cichlidae) from Ebrie Lagoon, Côte d'Ivoire. *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies* **9**, 354–360.
- Adams, J, Huizinga, P, Lamberth, S, Snow, GC, Taljaard, S, Theron, A, Turpie, J, Van Niekerk L and Wooldridge, T** (2015) Reserve Determination Studies for Surface Water, Groundwater.
- Akoll, P and Mwanja, WW** (2012) Fish health status, research and management in East Africa: past and present. *African Journal of Aquatic Science* **37**, 117–129. doi: <https://doi.org/10.2989/16085914.2012.694628>
- Aladetohun, NF, Sakiti, NG and Babatunde, EE** (2013a) Copepod parasites in gills of economically important fish mugilidae (*Mugil cephalus* and *Liza falcipinnis*) from Lagos Lagoon, West Africa, Nigeria. *The Journal of American Science* **9**, 392–401.
- Aladetohun, NF, Sakiti, NG and Babatunde, EE** (2013b) Copepoda parasites in economically important fish, Mugilidae (*Mugil cephalus* and *Liza falcipinnis*) from Lac Nokoue Lagoon in Republic of Benin, West Africa. *African Journal of Environmental Science and Technology* **7**, 799–807. doi: <https://doi.org/10.5897/AJEST2013.1493>

- Aladetohun, NF, Sakiti, NG and Babatunde, EE** (2014) Histopathological changes induced by copepoda parasites infections on the gills of economically important fish mugilidae (*Liza falcipinnis* and *Mugil cephalus*) from Ganvie area of Lac Nokoue, Republic of Benin. *African Journal of Environmental Science and Technology* **8**, 143–147. doi: <https://doi.org/10.5897/AJEST2013.1634>
- Altschul, SF, Gish, W, Miller, W, Myers, EW and Lipman, DJ** (1990) Basic local alignment search tool. *Journal of Molecular Biology* **215**, 403–410. doi: [https://doi.org/10.1016/S0022-2836\(05\)80360-2](https://doi.org/10.1016/S0022-2836(05)80360-2).
- Alves, DR, Luque, JL and Paraguassu, AL** (2000) Ectoparasitas da tilápia nilótica *Oreochromis niloticus* (Osteichthyes: Cichlidae) da estação de piscicultura da UFRJ. *Revista Universidade Rural Ciências e Vida* **22**, 81–85.
- Amado, MAPM, Ho, J and Rocha, CEF** (1995) Phylogeny and biogeography of the Ergasilidae (Copepoda, Poecilostomatoida), with reconsideration of the taxonomic status of the Vaigamidae. *Contributions to Zoology* **65**, 233–243. doi: <https://doi.org/10.1163/26660644-06504002>.
- Amos, SO, Eyiseh, TE and Michael, ET** (2018) Parasitic infection and prevalence in *Clarias gariepinus* in Lake Gerio, Yola, Adamawa state. *MOJ Anatomy & Physiology* **5**, 376–381.
- Andrade-Gómez, L and García-Varela, M** (2021) Unexpected morphological and molecular diversity of trematode (Haploporidae: Forticulcitinae) parasites of mullets from the ocean Pacific coasts in Middle America. *Parasitology Research* **120**, 55–72. doi: <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06983-y>
- Andrews, M** (2004) *A review of the family Ergasilidae (Copepoda: Poecilostomatoida) of Africa*. Master's thesis, University of the Free State, Bloemfontein, South Africa.
- Araujo, HMP and Boxshall, GA** (2001) *Therodamas* Krøyer, 1863 (Copepoda: Ergasilidae) from the Piauí River estuary, State of Sergipe, Brazil. *Hydrobiologia* **444**, 197–202. doi: <https://doi.org/10.1023/A:1017522030167>
- Araujo, SB, Braga, MP, Brooks, DR, Agosta, SJ, Hoberg, EP, Von Hartenthal, FW and Boeger, WA** (2015) Understanding host-switching by ecological fitting. *PLoS One* **10**, e0139225. doi: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0139225>.
- Avenant-Oldewage, A, Nagasawa, K, Dos Santos, QM and Oldewage, WH** (2024) Pathology caused by introduced *Neoergasilus japonicus* (Copepoda: Ergasilidae) to the skin of indigenous *Tilapia sparrmanii* in South Africa and scanning electron microscopy study of wound-inflicting structures. *Journal of Fish Diseases* **47**, e13867. doi: <https://doi.org/10.1111/jfd.13867>

- Avenant-Oldewage, A and Oldewage, WH** (1993) The occurrence of fish parasites in the Kwando River, Caprivi, Namibia. *Madoqua* **18**, 183–185.
- Azevedo, RKD, Abdallah, VD, Silva, RJD, Azevedo, TM, Martins, ML and Luque, JL** (2012) Expanded description of *Lamproglena monodi* (Copepoda: Lernaeidae), parasitizing native and introduced fishes in Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária* **21**, 263–269. doi: <https://doi.org/10.1590/S1984-29612012000300015>
- Bakke, TA and Harris, PD** (1998) Diseases and parasites in wild Atlantic salmon (*Salmo salar*) populations. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* **55**, 247–266. doi: <https://doi.org/10.1139/d98-021>
- Bernot, JP, Boxshall, GA and Crandall, KA** (2021) A synthesis tree of the Copepoda: integrating phylogenetic and taxonomic data reveals multiple origins of parasitism. *PeerJ* **9**, e12034. doi: <https://doi.org/10.7717/peerj.12034>.
- Berrouk, H, Allalgua, A, Kaouachi, N and Boualleg, C** (2020) Parasite biodiversity in four cyprinid fishes from Beni-Haroun Dam (Mila City) north-east of Algeria. *Environment and Ecology* **38**, 513–523.
- Berrouk, H, Tolba, M, Boucenna, I, Touarfia, M, Bensouilah, M, Kaouachi, N and Boualleg, C** (2018) Copepod Parasites of the Gills of *Luciobarbus Callensis* (Valencienne, 1842) and *Carassius Carassius* (Linnaeus, 1758) (Cyprinid Fish) Collected from Beni Haroun Dam. *World Journal of Environmental Biosciences* **7**, 1–7.
- Berrouk, H, Sid, A, Lahoual, A, Sahtout, F, Kaouachi, N and Boualleg, C** (2022) Effect of parasitic copepods on the length-weight relationship and the condition factor of crucian carp (*Carassius carassius*) in the Beni-Haroun Dam, Mila City, Northeast Algeria. *Animal Research International* **19**, 4625–4633.
- Bichi, A and Yelwa, S** (2010) Incidence of piscine parasites on the gills and gastrointestinal tract of *Clarias gariepinus* (Teugels) at Bagauda fish farm, Kano. *Bayero Journal of Pure and Applied Sciences* **3**, 104–107.
- Bingari, MS** (2014) *Gill and digestive tract parasites of Clarias species in the Tella Area of River Taraba, Taraba State, Nigeria*. Ahmadu Bello University, Kaduna, Nigéria.
- Boeger, WA and Thatcher, VE** (1988) *Rhinergasilus piranhus* gen. et sp. n. (Copepoda, Poecilostomatoida, Ergasilidae) from the nasal cavities of piranha caju, *Sermsalmus nattereri*, in the Central Amazon. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington* **55**, 87–90.

- Boos, H, Backup, GB, Backup, L, Araujo, PB, Magalhães, C, Almerão, MP, Santos, RA and Mantelatto, FL** (2012) Checklist of the Crustacea from the state of Santa Catarina, Brazil. *Check List* **8**, 1020–1046. doi: <https://doi.org/10.15560/8.6.1020>
- Boualleg, C, Seridi, M, Kaouachi, N, Quilquini, Y and Bensouillah, M** (2010) Les Copépodes parasites des poissons téléostéens du littoral Est-algérien. *Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, section Sciences de la Vie* **32**, 65–72.
- Boualleg, C, Kaouachi, N, Seridi, M, Ternango, S and Bensouillah, M** (2011) Copepod parasites of gills of 14 teleost fish species caught in the gulf of Annaba (Algeria). *African Journal of Microbiology Research* **5**, 4253–4259.
- Boucenna, I, Boualleg, C, Kaouachi, N, Allalguia, A, Menasria, A, Maazi, MC, Barour, C and Bensouillah, M** (2015) L'Infestation de la population de *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758) par les copépodes parasites dans le barrage foug El Khanga (Souk-Ahras, Algérie). *Bulletin de la Société Zoologique de France* **140**, 163–179.
- Boucenna, I, Khelifi, N, Boualleg, C, Allalguia, A and Bensouillah, M** (2018) L'Infestation de *Luciobarbus callensis* (Cyprinidés) par les copépodes parasites dans le Barrage Foug El Khanga (Souk-Ahras, Algérie). *Bulletin de la Société zoologique de France* **143**, 199–212.
- Boxshall, GA** (1986) A new species of *Mugilicola* Tripathi (Copepoda: Poecilostomatoida) and a review of the family Therodamasidae. *Proceedings of the Linnean Society of New South Wales* **108**, 183–186.
- Boxshall, GA and Defaye, D** (2008) Global diversity of copepods (Crustacea: Copepoda) in freshwater. *Hydrobiologia* **595**, 195–207. doi: <https://doi.org/10.1007/s10750-007-9014-4>.
- Boxshall, GA and Halsey, SH** (2004) *An introduction to copepod diversity*, 2nd Edn. Andover, UK: Ray Society.
- Boxshall, GA and Strong, EE** (2006) An extraordinary shift in life habit within a genus of cyclopoid copepods in Lake Tanganyika. *Zoological Journal of the Linnean Society* **146**, 275–285. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1096-3642.2006.00206.x>
- Boxshall, G and Hayes, P** (2019) Biodiversity and taxonomy of the parasitic Crustacea. In: Parasitic Crustacea: State of knowledge and future trends. In: Smit NJ, Bruce NL and Hadfield KA (eds). *Parasitic Crustacea: State of knowledge and future trends*. Springer Nature Switzerland, pp. 73-183. doi: <https://doi.org/10.1007/978-3-030-17385-2>
- Brian, A** (1927) Crustacea II. Copepoda parasitica. In Monod Thc(eds). *Contribution a l'étude de la faune du Cameroun*. Paris, France: Société d'éditions géographiques, maritimes et coloniales, pp. 570-587.

- Bron, JE, Frisch, D, Goetze, E, Johnson, SC, Lee, CE and Wyngaard, GA** (2011) Observing copepods through a genomic lens. *Frontiers in Zoology* **8**, 22. doi: <https://doi.org/10.1186/1742-9994-8-22>
- Bush, AO, Lafferty, KD, Lotz, JM and Shostak, AW** (1997) Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* revisited. *The Journal of Parasitology* **83**, 575–583. doi: <https://doi.org/10.2307/3284227>.
- Capart, A** (1944) Notes sur les Copépodes parasites. III. Copépodes parasites des poissons d'eau douce du Congo Belge. *Bulletin du Musée Royal d'Histoire Naturelle de la Belgique* **20**,1–24.
- Capart, A** (1956) Quelques Copepodes parasites de poissons du Niger. (Gourao) récoltés par Th. Monod. *Bulletin de l'Institut français d'Afrique noire* **58**, 485–494.
- Castro-Romero, R, Montes, MM, Martorelli, SR, Sepulveda, D, Tapia, S and Martinez-Aquino, A** (2016) Integrative taxonomy of *Peniculus*, *Metapeniculus*, and *Trifur* (Siphonostomatoida: Pennellidae), copepod parasites of marine fishes from Chile: species delimitation analyses using DNA barcoding and morphological evidence. *Systematics and Biodiversity* **14**, 466–483. doi: <https://doi.org/10.1080/14772000.2016.1158213>.
- Cepeda, GD, Blanco-Bercial, L, Bucklin, A, Berón, CM and Viñas, MD** (2012) Molecular systematic of three species of *Oithona* (Copepoda, Cyclopoida) from the Atlantic Ocean: comparative analysis using 28S rDNA. *PLoS One* **7**, e35861. doi: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0035861>
- Coetzee, PW** (1988) A guide to resorts and recreation. In: Lubke RA, Gess FW and Bruton MN (eds). *A field guide to the Eastern Cape coast*. The Grahamstown centre of the Wildlife Society of Southern Africa: Grahamstown, pp. 409-427.
- Cornils, A, Wend-Heckmann, B and Held, C** (2017) Global phylogeography of *Oithona similis* sl (Crustacea, Copepoda, Oithonidae)—a cosmopolitan plankton species or a complex of cryptic lineages? *Molecular Phylogenetics and Evolution* **107**, 473–485. doi: <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2016.12.019>
- Couto, JV, Nazaré Pereira, A, Luque, JL, Paschoal, F and Pereira, FB** (2023) Two new species of *Acusicola* Cressey, 1970 (Copepoda: Cyclopoida: Ergasilidae) parasitic on the gills of two estuarine actinopterygians off Brazil. *Systematic Parasitology* **100**, 133–148. doi: <https://doi.org/10.1007/s11230-022-10076-y>.
- Couto, JV, Nunes, JLS, Paschoal, F and Pereira, FB** (2024) *Acusicola rochai* n. sp. (Copepoda: Ergasilidae) parasitizing *Anableps anableps* (Anablepidae) from the Amazon

- Coast, with a key for *Acusicola* spp. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom* **104**, e64. doi: <https://doi.org/10.1017/S0025315424000560>
- Cressey, RF** (1970) Copepods and needlefishes: a study in host-parasite relationships. *Fishery Bulletin* **68**, 347–432.
- Damborenea, C, Rogers, DC and Thorp, JH** (2020) *Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates: Volume 5: Keys to Neotropical and Antarctic Fauna*. Amsterdam, Netherlands: Academic Press.
- Darriba, D, Taboada, GL, Doallo, R and Posada, D** (2012) jModelTest 2: more models, new heuristics and high-performance computing. *Nature methods* **9**, 772. doi: <https://doi.org/10.1038/nmeth.2109>
- Dogiel, VA and Akhmerov AK** (1952) Paraziticheskie rakoobrazhnye ryb Amura. *Uchenye Zapiski Leningrad Gosudarstvennogo Pedagogicheskogo Instituta* **28**, 268–294
- Dos Santos, QM, Avenant-Oldewage, A, Piasecki, W, Molnár, K, Sellyei, B and Székely, C** (2021) An alien parasite affects local fauna—Confirmation of *Sinergasilus major* (Copepoda: Ergasilidae) switching hosts and infecting native *Silurus glanis* (Actinopterygii: Siluridae) in Hungary. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife* **15**, 127–131. doi: <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2021.04.011>.
- Dos Santos, QM, Rindoria, NM and Avenant-Oldewage, A** (2023) Genetic characterisation of four *Lamproglena* spp. (Copepoda, Lernaecidae) from Africa and the first mitochondrial data. *Folia Parasitologica* **70**, 1–11. doi: <https://doi.org/10.14411/fp.2023.014>
- Douëllou, L and Erlwanger, KH** (1994) Crustacean parasites of fishes in Lake Kariba, Zimbabwe, preliminary results. *Hydrobiologia* **287**, 233–242. doi: <https://doi.org/10.1007/BF00006372>
- Dumbo, JC** (2009) *Estudo de Parasitas Metazoários de Clarias gariepinus (Burchell; 1822) que ocorre no Lago Urema, Parque Nacional da Gorongosa*. Master's thesis, Universidade Eduardo Mondlane, Maputo, Mozambique.
- Dumont, HJ** (2006) Morphology and ecology of a group of small, pelagic, tropical *Tropocyclops* (Crustacea, Copepoda, Cyclopoida), with the description of a new species from South China. *Annales de Limnologie-International Journal of Limnology* **42**, 261–275. doi: <https://doi.org/10.1051/limn/2006027>
- Eiras, JC, Takemoto, RM, Pavanelli, GC, and Adriano, EA** (2011) About the biodiversity of parasites of freshwater fish from Brazil. *Bulletin-European Association of Fish Pathologists* **31**, 161–168.

- Eliás-Gutiérrez, M, Valdez-Moreno, M, Topan, J, Young, MR and Cohuo-Colli, JA** (2018) Improved protocols to accelerate the assembly of DNA barcode reference libraries for freshwater zooplankton. *Ecology and evolution* **8**, 3002–3018. doi: <https://doi.org/10.1002/ece3.3742>.
- El-Rashidy, HH** (1999) *Ergasilid copepods and grey mullet*. PhD thesis, Queen Mary University of London, London, UK.
- El-Rashidy, HH and Boxshall, GA** (2001a) Biogeography and phylogeny of *Dermoergasilus* Ho & Do, 1982 (Copepoda: Ergasilidae), with descriptions of three new species. *Systematic Parasitology* **49**, 89–112. doi: <https://doi.org/10.1023/A:1010604317504>
- El-Rashidy, HH and Boxshall, GA** (2001b) The mesoparasitic genera of the Ergasilidae (Copepoda): with descriptions of new species of *Paeonodes* Wilson and *Therodamas* Krøyer. *Systematic Parasitology* **50**, 199–217. doi: <https://doi.org/10.1023/A:1012209101065>
- El-Rashidy, HH and Boxshall, GA** (2001c) Biogeography and phylogeny of *Paraergasilus* Markevich, 1937 (Copepoda: Ergasilidae) with descriptions of two new species from the gills of grey mullet. *Journal of Natural History* **35**, 1807–1819. doi: <https://doi.org/10.1080/00222930110101387>
- El-Seify, MA, Zaki, MS, Desouky, ARY, Abbas, HH, Abdel Hady, OK and Abou Zaid, AA** (2018) Seasonal variations and prevalence of some external parasites affecting freshwater fishes reared at upper Egypt. In: Kumar V, Kumar M and Prasad R (eds). *Phytobiont and Ecosystem Restitution*. Springer Singapore, pp. 175-183.
- Elsner, NO, Jacobsen, S, Thieltges, DW and Reise, K** (2011) Alien parasitic copepods in mussels and oysters of the Wadden Sea. *Helgoland Marine Research* **65**, 299–307. doi: <https://doi.org/10.1007/s10152-010-0223-2>.
- Eyo, VO and Effanga, EO** (2018) Ectoparasitic infestation of the Nile Squeaker, *Synodontis schall* (Bloch and Schneider, 1801) from the Cross River Estuary, Nigeria. *International Journal of Aquatic Biology* **6**, 37–43.
- Fikiye, PP, Smit, NJ, Van As, LL, Truter, M and Hadfield, KA** (2023) Integrative morphological and genetic characterisation of the fish parasitic copepod *Ergasilus mirabilis* Oldewage & van As, 1987: Insights into host specificity and distribution in southern Africa. *Diversity* **15**, 965. doi: <https://doi.org/10.3390/d15090965>.
- Fikiye, PP, Van As, LL, Truter, M, Smit, NJ and Hadfield, KA** (2024) A new species of *Neoergasilus* Yin 1956 (Copepoda: Cyclopoida: Ergasilidae) parasitic on the catfish

- Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) (Siluriformes: Clariidae) from South Africa. *Systematic Parasitology* **101**, 64. doi: <https://doi.org/10.1007/s11230-024-10189-6>
- Fryer, G** (1956) A report on the parasitic Copepoda and Branchiura of the fishes of Lake Nyasa. *Proceedings of the Zoological Society of London* **127**, 293–344.
- Fryer, G** (1959) A report on the parasitic Copepoda and Branchiura of the fishes of Lake Bangweulu (Northern Rhodesia). *Proceedings of the Zoological Society of London* **132**, 517–550. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1959.tb05535.x>
- Fryer, G** (1960) Studies on some parasitic crustaceans on African freshwater fishes, with descriptions of a new copepod of the genus *Ergasilus* and a new branchiuran of the genus *Chonopeltis*. *Proceedings of the Zoological Society of London* **133**, 629–647. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1960.tb05584.x>
- Fryer, G** (1961) The parasitic Copepoda and Branchiura of the fishes of Lake Victoria and the Victoria Nile. *Proceedings of the Zoological Society of London* **137**, 41–60. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1961.tb06160.x>
- Fryer, G** (1963) Crustacean parasites from cichlid fishes of the genus *Tilapia* in the Musee Royal de Afrique centrale. *Revue de Zoologie et de Botanique Africaines* **68**, 386–392.
- Fryer, G** (1964) Further studies on the parasitic Crustacea of African freshwater fishes. *Proceedings of the Zoological Society of London* **143**, 79–102.
- Fryer, G** (1965) Crustacean parasites of African freshwater fishes, mostly collected during the expeditions to Lake Tanganika, and to Lakes Kivu, Edward, and Albert by the Institut Royal des Sciences Naturelles de Belgique. *Bulletin de l'Institut royal des sciences naturelles de Belgique* **41**, 1–22.
- Fryer, G** (1967) Parasitic copepods from African cichlids fishes in the Musée Royal de l'Afrique centrale. *Revue de Zoologie et de Botanique Africaines* **76**, 357–363.
- Fryer, G** (1968) The parasitic Crustacea of African freshwater fishes; their biology and distribution. *Journal of Zoology* **156**, 45–95. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1968.tb08578.x>
- Galindo, BA, Ota, RR, Garcia, TD, Nascimento, RHC, Ohara, WM, Zanatta, AS, Ferreira, DF, Apolinário-Silva, C, Frantine-Silva, W, Carvalho, S, Costa, ADA, Sofia, SH and Shibatta, OA** (2020) Inventory of the fish fauna from Laranjinha River, Paranapanema River system, Brazil. *Biota Neotropica* **20**, e20200962. doi: <https://doi.org/10.1590/1676-0611-BN-2020-0962>

- Garcia, DAZ, Orsi, ML and Silva-Souza, ÂT** (2019) Da África para o Brasil: detecção de parasitos africanos de *Oreochromis niloticus* em pisciculturas brasileiras. *Acta Limnologica Brasiliensia* **31**, e202. doi: <https://doi.org/10.1590/S2179-975X6218>
- Gilbert, BM and Avenant-Oldewage, A** (2017) Parasites and pollution: the effectiveness of tiny organisms in assessing the quality of aquatic ecosystems, with a focus on Africa. *Environmental Science and Pollution Research* **24**, 18742–18769. doi: <https://doi.org/10.1007/s11356-017-9481-8>
- Gobbin, TP, Vanhove, MPM, Seehausen, O and Maan, ME** (2021) Microhabitat distributions and species interactions of ectoparasites on the gills of cichlid fish in Lake Victoria, Tanzania. *International Journal for Parasitology* **51**, 201–214.
- Goodman, BA and Johnson, PT** (2011) Disease and the extended phenotype: parasites control host performance and survival through induced changes in body plan. *PLoS One* **6**, e20193. doi: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0020193>
- Grobbelaar, A, Van As, LL, Van As, JG and Butler, HJ** (2015) Pathology of eyes and brain of fish infected with diplostomids, southern Africa. *African Zoology* **50**, 181–186. doi: <https://hdl.handle.net/10520/EJC177750>
- Grossi, CH** (2003) *Sistema de informação geográfica-Basins 3.0 na modelagem hidrológica da bacia experimental do Rio Pardo, SP*. Master's thesis. Universidade Estadual Paulista (UNESP), Botucatu, Brazil.
- Gussev, AV** (1987) Phylum Arthropoda. In Bauer OB (eds). *Key to parasites of freshwater fishes of the USSR*. Leningrad, Russia: Nauka, pp. 378-524.
- Hamouda, AH, Sorour, SS, El-Habashi, NM and Adam, EHA** (2018) Parasitic infection with emphasis on *Tylodelphys* spp. as new host and locality records in Nile perch; *Lates niloticus* from Lake Nasser, Egypt. *World's Veterinary Journal* **8**, 19–33.
- Harding, JP** (1942) XVII-Cladocera and Gopepoda collected from East African Lakes by Miss CK Ricardo and Miss RJ Owen. *Journal of Natural History* **9**, 174–191. doi: <https://doi.org/10.1080/03745481.1942.9755475>
- Harding, JP** (1964) A new genus and species of Ergasilid copepod parasitic in the pericardium of a mollusc from Nigeria. *Crustaceana* **6**, 285–290.
- Hecht, T and Endemann, F** (1998) The impact of parasites, infections and diseases on the development of aquaculture in sub-Saharan Africa. *Journal of Applied Ichthyology* **14**, 213–221. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.1998.tb00644.x>

- Ho, JS** (1998) Cladistics of the Lernaeidae (Cyclopoida), a major family of freshwater fish parasites. *Journal of Marine Systems* **15**, 177–183. doi: [https://doi.org/10.1016/S0924-7963\(97\)00078-X](https://doi.org/10.1016/S0924-7963(97)00078-X)
- Ho, JS, and Do, TT** (1982) Two species of Ergasilidae (Copepoda: Poecilostomatoida) parasitic on the gills of *Mugil cephalus* Linnaeus (Pisces: Teleostei), with proposition of a new genus *Dermoergasilus*. *Hydrobiologia* **89**, 247–252. doi: <https://doi.org/10.1007/BF00005711>
- Ho, JS, Jayarajan, P and Radhakrishnan, S** (1992) Copepods of the family Ergasilidae (Poecilostomatoida) parasitic on coastal fishes of Kerala, India. *Journal of natural History* **26**, 1227–1241. doi: <https://doi.org/10.1080/00222939200770691>
- Hua, CJ, Huang, Y, Li, HQ, Feng, JM, Qiao, JL, Hu, S, Liu, W and Shu, XJ** (2024) Characterization of the complete mitochondrial genome of *Ergasilus anchoratus* Markevich, 1946 (Ergasilidae) and phylogeny of Copepoda. *Systematic Parasitology* **101**, 33. doi: <https://doi.org/10.1007/s11230-023-10140-1>.
- Hua, CJ, Zhang, D, Zou, H, Li, M, Jakovlić, I, Wu, SG, Wang, GT and Li, W X** (2019) Morphology is not a reliable taxonomic tool for the genus *Lernaea*: molecular data and experimental infection reveal that *L. cyprinacea* and *L. cruciata* are conspecific. *Parasites & vectors* **12**, 1–13. doi: <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3831-y>
- Hughes, DP** (2014) On the origins of parasite-extended phenotypes. *American Zoologist* **54**, 210–217. doi: <https://doi.org/10.1093/icb/icu079>
- Humes, AG** (1994) How many copepods? *Hydrobiologia* **292**, 1–7. doi: <https://doi.org/10.1007/BF00229916>
- Huys, R and Boxshall, GA** (1991) *Copepod evolution*. England, London: Ray Society.
- Huys, R, Fatih, F, Ohtsuka, S and Llewellyn-Hughes, J** (2012) Evolution of the bomolochiform superfamily complex (Copepoda: Cyclopoida): New insights from ssrDNA and morphology, and origin of umazuracolid from polychaete-infesting ancestors rejected. *International Journal for Parasitology* **42**, 71–92. doi: <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2011.10.009>
- Huys, R, Llewellyn-Hughes, J, Olson, PD and Nagasawa, K** (2006) Small subunit rDNA and Bayesian inference reveal *Pectenophilus ornatus* (Copepoda *incertae sedis*) as highly transformed Mytilicolidae, and support assignment of Chondracanthidae and Xarifiidae to Lichomolgoidea (Cyclopoida). *Biological journal of the Linnean Society* **87**, 403–425. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1095-8312.2005.00579.x>.

- Ibrahim, MM** (2012) Variation in parasite infracommunities of *Tilapia zillii* in relation to some biotic and abiotic factors. *International Journal of Zoological Research* **8**, 59–70.
- Ibraheem, MH and Izawa, K** (2000) On the morphology of *Lamproglena monodi* Capart, a parasitic copepod on the gills of Tilapia in Egypt. *Zoology in the Middle East* **21**, 103–108. doi: <https://doi.org/10.1080/09397140.2000.10637837>
- James, NC and Harrison, TD** (2009) A preliminary survey of the estuaries on the south coast of South Africa, Robberg Peninsula-Cape St Francis, with particular reference to the fish fauna: ecological overview article. *Transactions of the Royal Society of South Africa* **64**, 14–31. doi: <https://hdl.handle.net/10520/EJC91966>
- Johnson, SC, Treasurer, JW, Bravo, S, Nagasawa, K and Kabata, Z** (2004) A review of the impact of parasitic copepods on marine aquaculture. *Zoological studies* **43**, 229–243.
- Jones, JB and Hine, PM** (1978) A new species of *Mugilicola* parasitic on South African elvers (Copepoda, Therodamasidae). *African Zoology* **13**, 213–219. doi: https://hdl.handle.net/10520/AJA00445096_1986
- Kabata, Z** (1979) *Parasitic copepoda of British fishes*. England, London: Ray Society.
- Kabata, Z** (1992) Copepoda parasitic on Australian fishes, XV. Family Ergasilidae (Poecilostomatoida). *Journal of natural History* **26**, 47–66. doi: <https://doi.org/10.1080/00222939200770031>
- Karvonen, A, Wagner, CE, Selz, OM and Seehausen, O** (2018) Divergent parasite infections in sympatric cichlid species in Lake Victoria. *Journal of Evolutionary Biology* **31**, 1313–1329.
- Katoh, K, Misawa, K, Kuma, KI and Miyata, T** (2002) MAFFT: a novel method for rapid multiple sequence alignment based on fast Fourier transform. *Nucleic Acids Research* **30**, 3059–3066. doi: <https://doi.org/10.1093/nar/gkf436>.
- Kekana, MB** (2013) *The impact of water and sediment quality on the health of Schilbe intermedius Rüppell, 1832 and Labeo rosae Steindachner, 1984 at Flag Boshielo Dam, Olifants River System, Limpopo Province*. PhD thesis. University of Limpopo, Mankweng, South Africa.
- Kelly, DW, Paterson, RA, Townsend, CR, Poulin, R and Tompkins, DM** (2009) Parasite spillback: a neglected concept in invasion ecology? *Ecology* **90**, 2047–2056. doi: <https://doi.org/10.1890/08-1085.1>.
- Khodami, S, Mercado-Salas, NF, Tang, D and Arbizu, PM** (2019) Molecular evidence for the retention of the Thaumatopsyllidae in the order Cyclopoida (Copepoda) and establishment of four suborders and two families within the Cyclopoida. *Molecular*

- Kilian, E and Avenant-Oldewage, A** (2013) Infestation and pathological alterations by *Ergasilus sarsi* (Copepoda) on the Tanganyika Killifish from Africa. *Journal of Aquatic Animal Health* **25**, 237–242. doi: <https://doi.org/10.1080/08997659.2013.812874>
- Kim, J and Kim, W** (2000). Molecular phylogeny of poecilostome copepods based on the 18S rDNA sequences. *Korean Journal of Biological Sciences* **4**, 257–261. doi: <https://doi.org/10.1080/12265071.2000.9647553>
- Kim, IH and Nagasawa, K** (2006) Redescription of *Ergasilus zacconis* (Copepoda: Poesilostomatoida: Ergasilidae), Parasitic on the Freshwater Fish *Zacco platypus* from Japan. *Korean Journal of Systematic Zoology* **22**, 121–125. doi: <https://doi.org/10.5635/KJSZ.2006.22.2.121>.
- Kruger, W, Avenant-Oldewage, A, Wepener, V and Oldewage, WH** (1998) Morphological features of the fish ectoparasite *Mugilicola smithae* Jones & Hine, 1978 (Copepoda) and distribution of the genus *Mugilicola*. *Crustaceana* **71**, 92–106. doi: <http://www.jstor.org/stable/20105959>.
- Kumar, S, Stecher, G and Tamura, K** (2016) MEGA7: molecular evolutionary genetics analysis version 7.0 for bigger datasets. *Molecular Biology and Evolution* **33**, 1870–1874. doi: <https://doi.org/10.1093/molbev/msw054>.
- Kuznetsova, IA, Kondakov, AV and Eliseeva, TA** (2024) The first Genetic data on *Lernaea cyprinacea* Linnaeus, 1758 from the European North of Russia (The Pinega River). *Parazitologija* **58**, 194–214. doi: <https://doi.org/10.31857/S0031184724030025>
- Kvach, Y, Tkachenko, MY, Seifertová, M and Ondračková, M** (2021). Insights into the diversity, distribution and phylogeny of three ergasilid copepods (Hexanauplia: Ergasilidae) in lentic water bodies of the Morava River basin, Czech Republic. *Limnologica* **91**, 125922. <https://doi.org/10.1016/j.limno.2021.125922>.
- Lacerda, ACF, Takemoto, RM, Lizama, MDLAP and Pavanelli, GC** (2007) Parasitic copepods in the nasal fossae of five fish species (Characiformes) from the upper Paraná River floodplain, Paraná, Brazil. *Acta Scientiarum. Biological Sciences* **29**, 429–435.
- Lefèvre, T, Lebarbenchon, C, Gauthier-Clerc, M, Missé, D, Poulin, R and Thomas, F** (2009) The ecological significance of manipulative parasites. *Trends in ecology & evolution* **24**, 41–48. doi: <https://doi.org/10.1016/j.tree.2008.08.007>
- Luque, JL, Pavanelli, G, Veira, F, Takemoto, R and Eiras, J** (2013) Checklist of Crustacea parasitizing fishes from Brazil. *Check List* **9**, 1449–1470.

- Luus-Powell, WJ, Madanire-Moyo, GN, Jooste, A, Addo-Bediako, A, Smit, WJ, Matla, MM, H E Hattingh, HE and Ledwaba, PK** (2010). The difference between natural and cultured conditions a case study of metazoan parasites of Mozambique tilapia. In *39th Annual Congress of the Parasitological Society of Southern Africa (PARSA)*.
- Maan, ME, Van Der Spoel, M, Jimenez, PQ, Van Alphen, JJ and Seehausen, O** (2006) Fitness correlates of male coloration in a Lake Victoria cichlid fish. *Behavioral Ecology* **17**, 691–699.
- Maan, ME, Van Rooijen, AM, Van Alphen, JJ and Seehausen, OLE** (2008) Parasite-mediated sexual selection and species divergence in Lake Victoria cichlid fish. *Biological Journal of the Linnean Society* **94**, 53–60.
- Mabika, N, Barson, M, Dos Santos, QM, Van Dyk, C and Avenant-Oldewage, A** (2022). Additional Taxonomic Information for *Lamproglena hemprichii* (Copepoda: Lernaecidae) Based on Scanning Electron Microscopy and Genetic Characterization, Alongside Some Aspects of its Ecology. *Zoological science* **40**, 32–43. doi: <https://doi.org/10.2108/zs220033>
- Mahmoud, NE, Fahmy, MM and Badawy, MF** (2014) Investigations on mass mortalities among *Oreochromis niloticus* at Mariotteya stream, Egypt: parasitic infestation and environmental pollution impacts. *Fisheries and Aquaculture Journal* **5**, 1–7.
- Maia-Barbosa, PM, Menendez, RM, Pujoni, DGF, Brito, SL, Aoki, A and Barbosa, FAR** (2014) Zooplankton (Copepoda, Rotifera, Cladocera and Protozoa: Amoeba Testacea) from natural lakes of the middle Rio Doce basin, Minas Gerais, Brazil. *Biota Neotropica* **14**, e20134040. doi: <https://doi.org/10.1590/S1676-06034040>
- Markevich, AP** (1946) *Ergasilus anchoratus* sp. nov., novii predstavnikh parazitichnikh veslonogikh z r. Amura. *Dopovidi Akademiyi Nauk Ukrayins'koiy RSR, Kiev* **1-2**, 25–27.
- Marques, E** (1978) Copepodes e branquiuros das aguas do lago Dilolo. *Garcia de Orta: Série de zoologia* **7**, 1–6.
- Marques, TM and Boeger WA** (2018) Proposal of *Tiddergasilus* gen. nov. (Ergasilidae: Cyclopoida) for *T. iheringi* comb. nov. from the gills of *Hoplias malabaricus* (Erythrinidae: Characiformes) from Brazil. *Zoologia* **35**, 1–6. doi: <https://doi.org/10.3897/zoologia.35.e21577>
- Marques, TM, Boeger, WA and Brasil-Sato, MC** (2015) Two new species of *Ergasilus* Nordmann, 1832 (Copepoda: Ergasilidae) and a redescription of *Ergasilus salmini* Thatcher & Brasil-Sato, 2008 from *Salminus brasiliensis* Cuvier and *S. franciscanus* Lima

- & Britsky (Teleostei: Characidae) in Brazil. *Systematic Parasitology* **90**, 81–89. doi: <https://doi.org/10.1007/s11230-014-9529-9>
- Míč, R** (2016) *Parazitičtí korýši afrických sladkovodních ryb*. Bachelor's thesis, Masaryk University, Brno, Czech Republic.
- Míč, R, Řehulková, E and Seifertová, M** (2023) Species of *Ergasilus* von Nordmann, 1832 (Copepoda: Ergasilidae) from cichlid fishes in Lake Tanganyika. *Parasitology* **150**, 579–598. doi: <https://doi.org/10.1017/S0031182023000239>.
- Míč, R, Řehulková, E, Šimková, A, Razanabolana, JR and Seifertová, M** (2024) New species of *Dermoergasilus* Ho & Do, 1982 (Copepoda: Cyclopoida: Ergasilidae) parasitizing endemic cichlid *Paretroplus polyactis* (Bleeker) in Madagascar. *Parasitology* **151**, 1–18. doi: <https://doi.org/10.1017/S0031182024000088>.
- Miller MA, Pfeiffer W and Schwartz T** (2010) Creating the CIPRES Science Gateway for inference of large phylogenetic trees. *2010 Gateway Computing Environments Workshop (GCE), New Orleans, LA, 14 November 2010*, pp. 1–8.
- Mitwally, H; Rashidy, HE and Montagna, P** (2023) Biota interactions for ecological assessment of a deteriorated Coastal Lake following a brief period of restoration. *Environmental Monitoring and Assessment*.
- Montú, MA and Boxshall, GA** (2002) *Gauchergasilus*, a new genus for *Ergasilus euripedesi* Montú, 1980, an abundant parasitic copepod from the Patos Lagoon in southern Brazil. *Systematic Parasitology* **51**, 21–28. doi: <https://doi.org/10.1023/A:1012985717903>
- Mwainge, VM, Ogwai, C, Aura, CM, Mutie, A, Ombwa, V, Nyaboke, H, Oyier, KN and Nyaundi, J** (2021) An overview of fish disease and parasite occurrence in the cage culture of *Oreochromis niloticus*: A case study in Lake Victoria, Kenya. *Aquatic Ecosystem Health & Management* **24**, 43–55. doi: <https://doi.org/10.14321/ae hm.024.01.08>
- Mwamburi, J, Yongo, E, Aura, MC, Babu, MJ, Basweti, MG, Gichuru, NN, Guya F, Nyaboke H, Nyamweya C, Nyaundi KJ, Odoli CO, Ogwai AC, Okechi J, Ombwa V, Omwega R, Ongore C, Owili M, Owiti H and Wawiye IP** (2018) Balancing community needs and resource protection: The case of Lake Kanyaboli, Kenya. *Journal of Biodiversity and Endangered Species* **6**, 1000215.
- Nabil, L, Abderrafik, M and Boudjema, S** (2009) Biodiversité des parasites chez *Anguilla anguilla* Linnaeus, 1758 dans le Parc National d'El kala-Algérie. *European Journal of Scientific Research* **25**, 300–309.

- Narciso, RB** (2020) *Taxonomia e diversidade de espécies de ergasilídeos parasitas de peixes de água doce dos tributários e lagoas do reservatório de Jurumirim, SP*. MSc thesis, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” – UNESP, Botucatu, Brazil.
- Narciso, RB, Acosta, AA, Nobile, AB, Lima, FP, Freitas-Souza, D and Silva, RJ** (2019) *Lernaea cyprinacea* (Copepoda: Lernaeidae) in *Piabarchus stramineus* (Characiformes: Characidae) from the Taquari River, São Paulo State, Brazil. *Biologia* **74**, 1171–1179. doi: <https://doi.org/10.2478/s11756-019-00240-z>
- Narciso, RB, Brandão, H, Perbiche-Neves, G and Silva, RJ** (2019) New Genus of Ergasilidae (Copepoda: Cyclopoida) from the Gills of *Astyanax fasciatus* (Cuvier, 1819) (Actinopterygii: Characidae). *Acta Parasitologica* **64**, 850–865. doi: <https://doi.org/10.2478/s11686-019-00108-x>
- Narciso, RB, Brandão, H, Perbiche-Neves, G and Silva, RJ** (2020) A new species of *Rhinergasilus* Boeger et Thatcher, 1988 (Copepoda: Ergasilidae) from gills of *Astyanax fasciatus* (Cuvier, 1819) (Actinopterygii: Characidae). *Acta Parasitologica* **65**, 327–334. doi: <https://doi.org/10.2478/s11686-020-00168-4>.
- Narciso, RB and Silva, RJ** (2020) Two *Gamispatulus* Thatcher & Boeger, 1984 (Cyclopoida: Ergasilidae) from *Schizodon intermedius* Garavello & Britski (Actinopterygii: Anostomidae), with description of a new species. *Zootaxa* **4803**, 463–482. doi: <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4803.3.3>.
- Narciso, RB, Smit, NJ, Perbiche-Neves, G and Silva, RJ** (2024) Integrative taxonomy approach to the study of parasitic ergasilids (Cyclopoida: Ergasilidae) of fishes from the Pardo River, Brazil with a redescription of *Rhinergasilus piranhus* Boeger and Thatcher, 1988 and a molecular phylogeny for Ergasilidae. *Parasitology*, 1–24. doi: <https://doi.org/10.1017/S003118202400129X>
- Narciso, RB, Vieira, DHMD and Silva, RJ** (2022) A new species of *Tiddergasilus* Marques & Boeger, 2018 (Copepoda: Ergasilidae) from the gills of *Astyanax lacustris* (Lütken) (Osteichthyes: Characidae) in Brazil. *Systematic Parasitology* **99**, 671–681. doi: <https://doi.org/10.1007/s11230-022-10055-3>
- Ndifon, GT and Jimeta, S** (1990) Preliminary observations of the parasites of *Chrysichthys auratus* Geoffroy in Tiga Lake, Kano, Nigeria. *Nigerian Journal of Parasitology* **9–11**, 139–144.
- Nel, L, Strydom, NA, Perissinotto, R, Adams, JB and Lemley, DA** (2017) Feeding ecology of *Rhabdosargus holubi* (family Sparidae) in multiple vegetated refugia of selected warm

- temperate estuaries in South Africa. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* **197**, 194–204. doi: <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2017.08.026>
- Obiekezie, AI, MÖer, H and Anders, K** (1988) Diseases of the African estuarine catfish *Chrysichthys nigrodigitatus* (Lacépède) from the Cross River estuary, Nigeria. *Journal of fish Biology*, **32**, 207–221. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1988.tb05354.x>
- Okaeme, AN, Obiekezie, AI, Lehman, J, Antai, EE and Madu, CT** (1988) Parasites and diseases of cultured fish of Lake Kainji area, Nigeria. *Journal of Fish Biology* **32**, 479–481.
- Oldewage, WH & van As, JG** (1987) A new fish-ectoparasitic ergasilid (Crustacea: Copepoda) from the Pongola River system. *African Zoology* **22**, 62–65. doi: <https://doi.org/10.1080/02541858.1987.11448022>
- Oldewage, WH & van As, JG** (1988a) Two new species of Ergasilidae (Copepoda: Poecilostomatoida) parasitic on *Mugil cephalus* L. from southern Africa. *Hydrobiologia* **162**, 135–139. doi: <https://doi.org/10.1007/BF00014535>
- Oldewage, WH & van As, JG** (1988b) A key for the identification of African piscine parasitic Ergasilidae (Copepoda: Poecilostomatoida). *African Zoology* **23**, 42–46. doi: <https://doi.org/10.1080/02541858.1988.11448075>
- Oliveira, MS, Corrêa, LL, Adriano, EA and Tavares-Dias, M** (2021) Integrative taxonomy of a new species of *Therodamas* (Ergasilidae) infecting the Amazonian freshwater fish *Leporinus fasciatus* (Anostomidae). *Parasitology Research* **120**, 3137–3147. doi: <https://doi.org/10.1007/s00436-021-07256-y>
- Ondračková, M, Fojtů, J, Seifertová, M, Kvach, Y and Jurajda, P** (2019) Non-native parasitic copepod *Neoergasilus japonicus* (Harada, 1930) utilizes non-native fish host *Lepomis gibbosus* (L.) in the floodplain of the River Dyje (Danube basin). *Parasitology Research* **118**, 57–62. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-6114-1>.
- Outa, JO, Dos Santos, QM, Avenant-Oldewage, A and Jirsa, F** (2021) Parasite diversity of introduced fish *Lates niloticus*, *Oreochromis niloticus* and endemic *Haplochromis* spp. of Lake Victoria, Kenya. *Parasitology Research* **120**, 1583–1592. doi: <https://doi.org/10.1007/s00436-021-07095-x>
- Paperna, ILAN** (1969) Parasitic Crustacea from fishes of the Volta basin and South Ghana. *Revue de Zoologie et de Botanique Africaines* **80**, 208–216.
- Paterson, RA, Rauque, CA, Fernandez, MV, Townsend, CR, Poulin, R and Tompkins, DM** (2013) Native fish avoid parasite spillback from multiple exotic hosts: consequences

- of host density and parasite competency. *Biological Invasions* **15**, 2205–2218. doi: <https://doi.org/10.1007/s10530-013-0445-8>.
- Paterson, RA, Townsend, CR, Tompkins, DM and Poulin, R** (2012) Ecological determinants of parasite acquisition by exotic fish species. *Oikos* **121**, 1889–1895. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1600-0706.2012.20143.x>.
- Pavanelli, GC, Takemoto, RM and Eiras, JC** (2013) Parasitologia de Peixes de Água Doce do Brasil, 1st Edn. Maringá, Brazil: EDUEM.
- Perbiche-Neves, G, Fileto, C, Laço-Portinho, J, Troguer, A and Serafim-Júnior, M** (2013) Relations among planktonic rotifers, cyclopoid copepods, and water quality in two Brazilian reservoirs. *Latin American Journal of Aquatic Research* **41**, 138–149. doi: <https://doi.org/10.3856/vol41-issue1-fulltext-11>
- Peron, AF and Piroli, EL** (2011) Projeto APPs: Conhecendo e cuidando da bacia hidrográfica do Rio Pardo, CEDIAP-GEO. *Centro de Estudo e Divulgação de Informações sobre Áreas Protegidas, Bacias Hidrográficas e Geoprocessamento* **23**.
- Piaseck, W, Goodwin, AE, Eiras, JC and Nowak, BF** (2004) Importance of Copepoda in freshwater aquaculture. *Zoological Studies* **43**, 193–205.
- Pleijel, F, Jondelius, U, Norlinder, E, Nygren, A, Oxelman, B, Schander, C, Sundberg, P and Thollesson, M** (2008) Phylogenies without roots? A plea for the use of vouchers in molecular phylogenetic studies. *Molecular Phylogenetics and Evolution* **48**, 369–371.
- Poulin, R and Morand, S.** (2005) *Parasite biodiversity*. Washington, USA: Smithsonian Books.
- Purasjoki, K and Fagerholm, HP** (1987) *Paraergasilus nordmanni* sp. n. and *Paraergasilus longidigitus* (Copepoda: Ergasilidae) as parasites of fish in Finland. In *Proceedings of the 13th Symposium of the Scandinavian Society for Parasitology*, 35.
- Raibaut, A** (1977) Les copépodes parasites de Muges en Méditerranée. *Bulletin du Muséum national d'histoire naturelle* **329**, 833–848.
- Raibaut, A, Benhassine, OK, Maamouri, K** (1971) Copépodes parasites des poissons de Tunisie (première série). *INSTM Bulletin: Marine and Freshwater Sciences* **2**, 169–197.
- Raibaut, A, Benhassine, OK and Prunus, G** (1975) Etude de l'infestation de *Mugil cephalus* Linné, 1758 (poisson, Téléostéens, Mugilidés) par le copépodes *Ergasilus nanus* Van Benden, 1870 dans le lac Ischkeul (Tunisie). *Bulletin de la Société zoologique de France* **100**, 427–437.
- Ramadan, HH** (1991) Effect of host species, sex, length, diet & different seasons on the parasitic infection of tilapia fish in Lake Manzalah. *Marine Sciences* **2**, 81–91.

- Rambaut, A** (2012). *FigTree v1. 4*. Retrieved from Molecular Evolution, Phylogenetics and Epidemiology website: `###a href=" http://tree.bio.ed.ac.uk/software/figtree/ target="_blank"> http://tree.bio.ed.ac.uk/software/figtree/` (accessed 2 January 2024).
- Rancurel, P** (1954) Un nouveau Copépode parasite de Taret: *Teredophilus renicola*. *Bulletin de l'Institut Français d'Afrique Noire, Série A, Sciences Naturelles* **16**, 848–858.
- Raupach, M. J., Barco, A., Steinke, D., Beermann, J., Laakmann, S., Mohrbeck, I., Neumann, H, Kihara, TC, Pointner, K, Radulovic, A, Segelken-Voigt, A, Wesse, C and Knebelsberger, T** (2015) The application of DNA barcodes for the identification of marine crustaceans from the North Sea and adjacent regions. *PloS one* **10**, e0139421. doi: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0139421>
- Reiczigel, J, Marozzi, M, Fábíán, I and Rózsa, L** (2019) Biostatistics for parasitologists—a primer to quantitative parasitology. *Trends in parasitology* **35**, 277–281. doi: <https://doi.org/10.1016/j.pt.2019.01.003>
- Reid, JW** (1991) Some species of *Tropocyclops* (Crustacea, Copepoda) from Brazil, with a key to the American species. *Bijdragen tot de Dierkunde* **61**, 3–15. doi: <https://doi.org/10.1163/26660644-06101001>
- Reid, JW and Williamson, CE** (2010) Copepoda. In Thorp JH and Covich AP (eds). *Ecology and classification of North American freshwater invertebrates*. Amsterdam, Netherlands: Academic Press, pp. 829–899. doi: <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-374855-3.00021-2>
- Resgalla, C, Veado, LD and Ant, BS** (2010) Atlas do zooplâncton dominante no baixo estuário do Rio Itajaí-açu, Santa Catarina, Brasil-Copepoda e Cladocera. *Brazilian Journal of Aquatic Science and Technology* **14**, 79–93. doi: <https://doi.org/10.14210/bjast.v14n2.p79-93>
- Rindoria, NM, Dos Santos, QM, Ali, SE, Ibraheem, MH and Avenant-Oldewage, A** (2022) *Lamproglena monodi* Capart, 1944 infecting *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758): additional information on infection, morphology and genetic data. *African Zoology* **57**, 98–110. Doi: <https://doi.org/10.1080/15627020.2022.2078671>
- Roberts, LS** (1965) *Ergasilus tenax* sp. n. (Copepoda: Cyclopoida) from the white crappie, *Pomoxis annularis* Rafinesque. *Journal of Parasitology* **51**, 987–989. doi: <https://doi.org/10.2307/3275889>.
- Rohde, K** (1984). Ecology of marine parasites. *Helgoländer Meeresuntersuchungen* **37**, 5–33. doi: <https://doi.org/10.1007/BF01989293>
- Ronquist, F, Teslenko, M, Van Der Mark, P, Ayres, DL, Darling, A, Höhna, S, Larget, B, Liu, L, Suchard, MA and Huelsenbeck, JP** (2012) MrBayes 3.2: efficient Bayesian

- phylogenetic inference and model choice across a large model space. *Systematic Biology* **61**, 539–542. doi: <https://doi.org/10.1093/sysbio/sys029>.
- Rindoria, NM, Dos Santos, QM, Ali, SE, Ibraheem, MH and Avenant-Oldewage, A** (2022) *Lamproglena monodi* Capart, 1944 infecting *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758): additional information on infection, morphology and genetic data. *African Zoology* **57**, 98–110. doi: <https://doi.org/10.1080/15627020.2022.2078671>
- Rindoria, NM, Gichana, Z, Morara, GN, van Wyk, C, Smit, WJ, Smit, NJ and Luus-Powell, WJ** (2023) Scanning electron microscopy and first molecular data of two species of *Lamproglena* (Copepoda: lernaeidae) from *Labeo victorianus* (Cyprinidae) and *Clarias gariepinus* (Clariidae) in Kenya. *Pathogens* **12**, 980. doi: <https://doi.org/10.3390/pathogens12080980>.
- Rokicki, J, Armah, AK, Sywula, T, Skorkowski, E, Hristovski, N and Stojanowski, S** (2016) Environmental influence on infestation of the parasitic copepods, *Ergasilus latus* Fryer, 1960, in *Sarotherodon melanotheron* (Actinopterygii: Cichlidae), from coastal lagoons in Ghana. *Annals of Parasitology* **62**, 65.
- Rosenheim, JA** (1990) Density-dependent parasitism and the evolution of aggregated nesting in the solitary Hymenoptera. *Annals of the Entomological Society of America* **83**, 277–286. doi: <https://doi.org/10.1093/aesa/83.3.277>
- Rosim, DF, Boxshall, GA and Ceccarelli, PS** (2013) A novel microhabitat for parasitic copepods: a new genus of Ergasilidae (Copepoda: Cyclopoida) from the urinary bladder of a freshwater fish. *Parasitology International* **62**, 347–354. doi: <https://doi.org/10.1016/j.parint.2013.03.003>.
- Rózsa, L, Reiczigel, J and Majoros, G** (2000) Quantifying parasites in samples of hosts. *Journal of Parasitology* **86**, 228–232. doi: [https://doi.org/10.1645/0022-3395\(2000\)086\[0228:QPISOH\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2000)086[0228:QPISOH]2.0.CO;2)
- Santacruz, A, Morales-Serna, FN, Leal-Cardín, M, Barluenga, M and Pérez-Ponce de León, G** (2020) *Acusicola margulisiae* n. sp. (Copepoda: Ergasilidae) from freshwater fishes in a Nicaraguan crater lake based on morphological and molecular evidence. *Systematic Parasitology* **97**, 165–177. doi: <https://doi.org/10.1007/s11230-020-09906-8>.
- Sars GOP** (1909) Zoological results of the third Tanganyika expedition, conducted by Dr. W. A. Cunnington, F.Z.S., 1904–1905: report on the Copepoda. *Proceedings of the Zoological Society of London* **79**, 31–77.
- Scholz, T, Vanhove, M, Smit, N, Jayasundera, Z and Gelnar, M** (2018) *A guide to the parasites of African freshwater fishes*. Belgium: RBINS' Scientific Publication Unit.

- Silva, RJ** (2016) *Integridade Ambiental da represa de Jurumirim: ictiofauna e relações ecológicas*. São Paulo, Brazil: Editora Unesp.
- Shalaby, IMI, Ashour, AA, Ghobashy, MAA and Lewis, JM** (2002) Description of some ectoparasitic copepods (Crustacea) on Red Sea fishes. *Bulletin of the National Institute of Oceanography and Fisheries* **28**, 1–33.
- Silva, WMD and Matsumura-Tundisi, T** (2011) Checklist dos Copepoda Cyclopoida de vida livre de água doce do Estado de São Paulo, Brasil. *Biota Neotropica* **11**, 559–569. doi: <https://doi.org/10.1590/S1676-06032011000500023>
- Shotter, RA** (1977) Copepod parasites of fishes from Northern Nigeria. *Bulletin de l'Institut français d'Afrique noire* **39**, 583–600.
- Smit, N, Basson, L, Vanhove, MPM and Scholz, T** (2018) History of fish parasitology in Africa. In Scholz T, Vanhove MPM, Smit N, Jayasundera Z and Gelnar M (eds). *A Guide to the Parasites of African Freshwater Fishes*. Brussels, Belgic: RBINS' Scientific Publication Unit, pp. 15-29.
- Smit, NJ and Hadfield, KA** (2018) A systematic survey of parasites of freshwater fish in Africa –Crustacea. In: Scholz T, Vanhove MPM, Smit N, Jayasundera Z, Gelnar M (eds). *A guide to the parasites of African freshwater fishes*. Brussels, Belgic: RBINS' Scientific Publication Unit, pp. 33-355.
- Smit, WJ, Vanhove, MP, Moyo, NA and Luus-Powell, WJ** (2023) Metazoan Parasites of Mozambique tilapia (*Oreochromis mossambicus*) Native to Lake Urema, Mozambique. *Fishes* **8**, 273. doi: <https://doi.org/10.3390/fishes8050273>
- Song, Y, Wang, GT, Yao, WJ, Gao, Q and Nie, P** (2008) Phylogeny of freshwater parasitic copepods in the Ergasilidae (Copepoda: Poecilostomatoida) based on 18S and 28S rDNA sequences. *Parasitology Research* **102**, 299–306. doi: <https://doi.org/10.1007/s00436-007-0764-8>.
- Souza, AJ, Andrade, FC, Toledo Piza, MAB and Conte, ML** (1985) *Aspectos físicos do município de Botucatu*. In Botucatu: pólo de desenvolvimento regional, Botucatu. 34p.
- Stamatakis, A** (2014) RAxML version 8: a tool for phylogenetic analysis and post-analysis of large phylogenies. *Bioinformatics* **30**, 1312–1313. doi: <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/btu033>.
- Stone, AW, Weaver, AB and West, WO** (1998) Climate and Weather. In: Lubke, R and de Moor, I (eds). *A Field Guide to the Eastern and Southern Cape Coasts*. University of Cape Town Press, pp 41–49.

- Stumbo, AD and Poulin, R** (2016) Possible mechanism of host manipulation resulting from a diel behaviour pattern of eye-dwelling parasites? *Parasitology* **143**, 1261–1267. doi: <https://doi.org/10.1017/S0031182016000810>
- Suárez-Morales, E, Gutiérrez-Aguirre, MA, Gómez, S, Perbiche-Neves, G, Previattelli, D, Santos-Silva, EN, Rocha, CEF, Mercado-Salas, NF, Marques, TM, Cruz-Quintana, Y and Santana-Piñeros, AM** (2020). *Class Copepoda*. In Damborenea C, Rogers C and Thorp JH (eds). *Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates: Volume 5: Keys to Neotropical and Antarctic Fauna*. Amsterdam, Netherlands Academic Press, pp. 663-795. doi: <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-804225-0.00021-6>
- Suárez-Morales, E, Reid, JW, Fiers, F and Iliffe, TM** (2004) Historical biogeography and distribution of the freshwater cyclopine copepods (Copepoda, Cyclopoida, Cyclopinae) of the Yucatan Peninsula, Mexico. *Journal of Biogeography* **31**, 1051–1063. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2699.2004.01053.x>.
- Sures, B** (2004) Environmental parasitology: relevancy of parasites in monitoring environmental pollution. *Trends in Parasitology* **20**, 170–177. doi: <https://doi.org/10.1016/j.pt.2004.01.014>
- Tang, D, Kalman, JE** (2008) A new genus and species of mesoparasitic ergasilid (Copepoda: Cyclopoida) from brackish water pufferfishes collected in northern Australian waters. *Systematic Parasitology* **69**, 89–99. doi: <https://doi.org/10.1007/s11230-007-9109-3>
- Tarkan, AS, Haubrock, PJ, Aksu, S, Mol, O, Balzani, P, Emiroğlu, Ö, Köse, E, Kurtul, I, Başkurt, S, Çınar, E and Oztopcu-Vatan, P** (2023) Predicting the potential implications of perch (*Perca fluviatilis*) introductions to a biodiversity-rich lake using stable isotope analysis. *Scientific Reports* **13**, 17635. doi: <https://doi.org/10.1038/s41598-023-44865-2>
- Tavares-Dias, M, Dias-Júnior, MBF, Florentino, AC, Silva, LMA and Cunha, ACD** (2015) Distribution pattern of crustacean ectoparasites of freshwater fish from Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária* **24**, 136–147. doi: <https://doi.org/10.1590/S1984-29612015036>
- Taylor, MI, Turner, GF, Robinson, RL and Stauffer Jr, JR** (1998) Sexual selection, parasites and bower height skew in a bower-building cichlid fish. *Animal Behaviour* **56**, 379–384.
- Tesfaye, S, Enbiyale, G, Tesfaye, A, Teshome, D, Chanie, M and Bogale, B** (2018) Preliminary Survey of External Parasites: Crustacean and Monogeneans of Commonly

- Catched Fish Species in Lake Hayke of Amhara Region. *Annals of Hematology and Oncology* **5**, 1221.
- Thatcher, VE** (1998) Copepods and fishes in the Brazilian Amazon. *Journal of Marine Systems* **15**, 97–112.
- Thatcher, VE** (2006) *Amazon fish parasites*, 1st Edn. Sofia, Bulgaria: Pensoft Publishers.
- Thatcher, VE and Boeger, WA** (1984) The parasitic crustaceans of fishes from the Brazilian Amazon, 15., *Gamispatulus schizodontis* gen. et sp. nov. (Copepoda: Poecilostomatoida: Vaigamidae) from the nasal fossae of *Schizodon fasciatus* Agassiz. *Amazoniana* **9**, 119–126.
- Thatcher, VE and Robertson, BA** (1984) The parasitic crustaceans of fishes from the Brazilian Amazon. 11. Vaigamidae fam. nov. (Copepoda: Poecilostomatoida) with males and females of *Vaigamus retrobarbatus* gen. et sp. nov. and *V. spinicephalus* sp. nov. from plankton. *Canadian Journal of Zoology* **62**, 716–729. doi: <https://doi.org/10.1139/z84-10>.
- Thurston, JP** (1970) The incidence of Monogenea and parasitic Crustacea on the gills of fish in Uganda. *Revue de Zoologie et de Botanique Africaines* **82**, 111–130.
- Truter, M, Hadfield, KA and Smit, NJ** (2023) Parasite diversity and community structure of translocated *Clarias gariepinus* (Burchell) in South Africa: Testing co-introduction, parasite spillback and enemy release hypotheses. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife* **20**, 170–179. doi: <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2023.02.004>
- Tundisi, JG** (2003) *Água no século XXI: enfrentando a escassez*. São Paulo, Brazil: RiMa Editora LTDA.
- Van As, JG and Basson, L** (1984) Checklist of freshwater fish parasites from southern Africa. *South African Journal of Wildlife Research* **14**, 49–61. doi: https://hdl.handle.net/10520/AJA03794369_2775
- van der Spuy, L, Narciso, RB, Hadfield, KA, Wepener, V and Smit, NJ** (2024) Exploring South Africa's hidden marine parasite diversity: two new marine *Ergasilus* species (Copepoda: Cyclopoida: Ergasilidae) from the Evileye blaasop, *Amblyrhynchote honckenii* (Bloch). *Parasitology*, 1–21. doi: <https://doi.org/10.1017/S0031182024001550>
- Van Douwe, C** (1912) Copepoden des ostafrikanischen Seengebietes. Wissenschaftliche Ergebnisse der Deutsche Zentral Afrika Expedition 1907/08. *Zoological Research* **3**, p. 487–496, 1912.
- Van Praag, A** (2004) *Ectoparasites of the southern mullet Liza Richardsonii in the Berg Estuary, South Africa*. Master's thesis, University of Cape Town, Cape Town, South Africa.

- Vasquez, AA, Bonnici, BL, Kashian, DR, Trejo-Martinez, J, Miller, CJ and Ram, JL** (2022). The biodiversity of freshwater Crustaceans revealed by taxonomy and mitochondrial DNA barcodes. In Zupo V (eds). *Crustaceans: Endocrinology, Biology and Aquaculture*. Boca Raton, USA: CRC Press.
- Velloso, AL, de Mattos Almeida, F, Cousin, JCB and Pereira, J** (2012) Histopatologia de brânquias de *Paralichthys orbignyanus* (Teleostei: paralichthyidae) parasitado por *Therodamas fluviatilis* (Copepoda: Ergasilidae). *Atlântica (Rio Grande)* **34**, 47–52. doi: <https://doi.org/10.5088/atlantica.v34i1.2707>
- Waicheim, MA, Marques, TM, Rauque, CA and Viozzi, G** (2021) New species of *Ergasilus* von Nordmann, 1832 (Copepoda: Ergasilidae) from the gills of freshwater fishes in Patagonia, Argentina. *Systematic Parasitology* **98**, 131–139. doi: <https://doi.org/10.1007/s11230-021-09966-4>.
- Walter, TC and Boxshall, G** (2021) World of Copepods Database. Cyclopidae Rafinesque, 1815. Accessed at: <http://www.marinespecies.org/copepoda/aphia.php?p=taxdetails&id=106413> on 2024-10-25
- Walter, TC and Boxshall, G** (2024). World of Copepods Database. Lernaecidae Cobbold, 1879. Accessed at: <https://marinespecies.org/copepoda/aphia.php?p=taxdetails&id=149769> on 2025-02-19
- Whitfield AK and Bate GC** (2007) A review of information on temporarily open closed estuaries in the warm and cool temperate biogeographic regions of South Africa, with particular emphasis on the influence of river flow on these systems. *Water Research Commission Report* 1581, 7.
- Wilson, CB** (1924) Parasitic copepods from the White Nile and the Red Sea. In Jägerskiöld, ALKE (eds). *Results of the Swedish Zoological Expedition to Egypt and the White Nile 1901*. Upsala, Sweden: The library of the University of Upsala, pp. 1-17.
- Wilson, K, Grenfell, BT and Shaw, DJ** (1996) Analysis of aggregated parasite distributions: a comparison of methods. *Functional Ecology* **10**, 592–601. doi: <https://doi.org/10.2307/2390169>
- Witte, F and Van Oijen, MJP** (1990) Taxonomy, ecology and fishery of Lake Victoria haplochromine trophic groups. *Zoologische Verhandelingen* **262**, 1–47.
- Yamaguti, S** (1939) Parasitic copepods from fishes of Japan. Part 4. Cyclopoida. In *II Volume Jubilar pro Prof. Sadao Yoshida*. Osaka, Japan: The Osaka Natural History Society, Osaka, pp. 391-415.