UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE DARCY RIBEIRO – UENF

JULIANA SOUZA RIBEIRO

HELMINTOS DE BAGRE-AFRICANO, *Clarias gariepinus* BURCHELL, 1822 (PISCES, SILURIFORMES) DA BAIXADA CAMPISTA DE CAMPOS DOS GOYTACAZES, RJ

CAMPOS DOS GOYTACAZES– RJ

2017

JULIANA SOUZA RIBEIRO

HELMINTOS DE BAGRE-AFRICANO, *Clarias gariepinus* BURCHELL, 1822 (PISCES, SILURIFORMES) DA BAIXADA CAMPISTA DE CAMPOS DOS GOYTACAZES, RJ

Dissertação apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Ciência Animal, na Área de Concentração de Sanidade Animal.

Orientador: Prof. Dr. Francisco Carlos Rodrigues de Oliveira

Co-orientadora: Profª Drª. Nicole Brand Ederli

CAMPOS DOS GOYTACAZES – RJ

2017

JULIANA SOUZA RIBEIRO

HELMINTOS DE BAGRE-AFRICANO, *Clarias gariepinus* BURCHELL, 1822 (PISCES, SILURIFORMES) DA BAIXADA CAMPISTA DE CAMPOS DOS GOYTACAZES, RJ

Dissertação apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Ciência Animal, na Área de Concentração de Sanidade Animal.

Aprovada em 28 de março de 2017.

BANCA EXAMINADORA

_____

Prof. Dr. João Braullio de Luna Sales (Doutor, Recursos Biológicos da Zona Costeira Amazônica) – UFPA

_____

Drª. Samira Salim Mello Gallo (Doutora, Ciência Animal-Sanidade Animal) – UENF

_____

Profª.Drª. Nicole Brand Ederli (Doutora, Ciência Animal-Sanidade Animal) – UFF (Co-orientadora)

_____

Prof. Dr. Francisco Carlos Rodrigues de Oliveira (Doutor, Ciências Veterinárias-Parasitologia Veterinária) – UENF
(Orientador)

Aos meus pais e ao meu irmão, com
todo carinho, pelo apoio
imprescindível para esta conquista.

AGRADECIMENTOS

Agradeço, primeiramente, a Deus por me sustentar nos momentos difíceis ao longo dessa jornada e pela dádiva desta conquista;

Ao meu irmão, Thiago Souza Ribeiro, por compreender o tempo que, muitas das vezes, não pude lhe dedicar devido aos estudos, pelo carinho em todos os momentos e por ser a razão desta minha caminhada;

Aos meus pais, Jamil Fiuza Ribeiro e Solange Ferreira de Souza Ribeiro, pelo incentivo aos estudos, pela paciência e apoio emocional nos momentos de dificuldades e alegrias durante todo o curso;

Aos meus familiares e amigos mais chegados que irmãos pela torcida desta conquista;

À professora Nicole Brand Ederli por todo meu aprendizado como pesquisadora, que por meio da sua co-orientação atenciosa e paciente, foi imprescindível para minha caminhada até aqui;

Ao professor Francisco Carlos Rodrigues de Oliveira pela receptividade e orientação;

Aos docentes que participaram da banca examinadora de projeto e de defesa deste trabalho;

Aos companheiros de laboratório, Fernanda da Costa Brasil, Inácio Silva Viana, Luanna Castro Oliveira, Mauro Palheta da Luz e Samira Salim Mello Gallo, pelos momentos de apoio, compreensão e descontração durante esse período;

Àqueles que contribuíram direta ou indiretamente para a realização desta pesquisa;

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de estudo;

À Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UENF) pela ótima formação.

RESUMO

RIBEIRO, Juliana Souza. **Helmintos de bagre-africano, *Clarias gariepinus* Burchell, 1822 (Pisces, Siluriformes) da Baixada Campista de Campos dos Goytacazes, RJ.** 2017. 85 p. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal, Sanidade Animal). Orientador: Dr. Francisco Carlos Rodrigues de Oliveira. Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Campos dos Goytacazes, RJ.

Clarias gariepinus é um peixe conhecido como bagre-africano, originário de biomas do continente africano, mas atualmente é cultivado em várias partes do mundo. Esses peixes são considerados necrófagos onívoros, o que possivelmente contribui para sua rica fauna parasitária. O presente trabalho teve como objetivo estudar a fauna parasitária de bagres-africanos da Baixada Campista, uma região alagadiça do município de Campos dos Goytacazes-RJ, onde a ocorrência dessa espécie invasora é relatada desde a década de 80. Para tanto, 30 peixes foram coletados e necropsiados, e todos os órgãos foram examinados para a presença de parasitos. Todos os helmintos coletados foram quantificados para o cálculo dos índices ecológicos. Os parasitos foram fixados em AFA para microscopia óptica e em solução Karnovsky para microscopia eletrônica de varredura. As larvas de Nematoda foram clarificadas em lactofenol de Amann e os espécimes de Acanthocephala, Cestoda e Trematoda foram corados com carmin de Semichon e/ou tricrômico de Gomori e montados entre lâmina e lamínula com goma de Dammar. Os espécimes foram mensurados e esquematizados em microscópio óptico. Foram coletadas larvas de terceiro estádio (L3) de *Contracaecum* sp. e metacercárias de Diplostomidae. Os espécimes de Acanthocephala e Cestoda não foram identificados. Foi observada uma prevalência total de 47%, intensidade média de 8,0 e abundância média de 7,84. Este é o primeiro relato de parasitismo em *C. gariepinus* nas Américas. A elevada prevalência de parasitismo observada no presente estudo demonstra uma boa adaptação desses peixes exóticos no país.

Palavras-chave: *Contracaecum*, Diplostomidae, Acanthocephala, Cestoda, Trematoda, Nematoda.

ABSTRACT

RIBEIRO, Juliana Souza. **Helminths of African catfish, *Clarias gariepinus* Burchell, 1822 (Pisces, Siluriformes) of the Baixada Campista of Campos dos Goytacazes, RJ.** 2017. 85 p. Dissertation (Master in Animal Science, Animal Health). Advisor: PhD Francisco Carlos Rodrigues de Oliveira. Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Campos dos Goytacazes, RJ.

Clarias gariepinus is a fish known as African-catfish, original from the African continente biomes, but actually is cultivated in various parts of the world. These fish are considered omnivorous necrophagous, which possibly contributes to their parasitic fauna. This research aimed to study the parasitic fauna of African-catfish in swampy lowlands of Campos dos Goytazes, RJ, where the concern of this invading fish has been reported since the 80's. For this, 30 fish were collected and necropsied, where all organs were examined for the presence of parasites. All the helminths collected were quantified for ecological index calculations. The parasites were fixed in AFA for optical microscopy and Karnovsky solution for scanning electron microscopy. Larvae of Nematoda were clarified in Amann's lactophenol and the Acanthocephala, Cestoda and Trematoda were stained with Semichon Carmim and/or Gomori Trichrome and mounted between slides and coverslips with Damar gum. The specimens were measured and schematized using an optical microscope. *Contracaecum* sp. third stage larvae (L3) and Diplostomidae metacercariae were collected. Specimens of Acanthocephala and Cestoda were not identified. There were observed a total prevalence of 47%, mean intensity of 7.84 and mean abundance of 8.0. This is the first report of parasitism in *C. gariepinus* in the Americas. The high prevalence of parasitism observed in the present study demonstrates a good adaptation of these exotic fish in the country.

Key-words: *Contracaecum*, Diplostomidae, Acanthocephala, Cestoda, Trematoda, Nematoda.

LISTA DE FIGURAS

Página

Figura 1. Mapa da distribuição mundial de *Clarias gariepinus* evidenciando os países em que essa espécie de peixe é nativa; questionável; não estabelecida; foi introduzida. **Fonte:** Froese e Pauly (2003). .....……. 24

Figura 2. Ciclo de vida hipotético de Acanthocephala. **(A)** ovo contendo larva denominada acanthor é liberado para o ambiente juntamente com as fezes do hospedeiro definitivo; **(B)** no hospedeiro intermediário (micro crustáceo), o ovo eclode e o acanthor se transforma em acanthella; **(C)** o hospedeiro definitivo se alimenta do hospedeiro intermediário (micro crustáceo) contendo um acanthella e nele essa forma larval se desenvolve para a fase adulta; **(D)** hospedeiro paratênico é infectado pela ingestão do hospedeiro intermediário (micro crustáceo), contendo um acanthella, o qual encista para esperar que o hospedeiro paratênico seja ingerido pelo hospedeiro definitivo **(E)**. Baseado em Thatcher (2006). ……. 31

Figura 3. Ciclo de vida hipotético de Cestoda. **(A)** os ovos presentes nas proglotes grávidas são eliminados no ambiente juntamente com as fezes do hospedeiro definitivo (peixe, ave, mamífero ou o homem); **(B)** primeiro hospedeiro intermediário (micro crustáceo) é infectado ao ingerir o ovo e nesse a larva se desenvolve em uma forma larval mais avançada com escólex visível; **(C)** segundo hospedeiro intermediário (peixe) ingere o copépode, nesse novo hospedeiro a larva se desenvolve e normalmente fica encistada nas vísceras ou músculos; **(D)** hospedeiro

definitivo se alimenta do segundo hospedeiro intermediário, onde a larva excista e se desenvolve para a fase adulta no trato intestinal. Baseado em Schmidt (1970), Pavanelli et al. (1998) e Thatcher (2006). 33

Figura 4. Ciclo de vida hipotético de Diplostomidae. **(A)** ovo embrionado é eliminado junto com as fezes do hospedeiro definitivo (aves ou mamíferos); **(B)** miracidium após liberado do ovo para o ambiente nada a procura do molusco gastrópode; **(C)** no interior do primeiro hospedeiro intermediário, o miracidium assume a forma de esporocisto; **(D)** cercária emerge do primeiro hospedeiro intermediário e no segundo hospedeiro intermediário (peixe, anfíbio ou ocasionalmente mamífero) se transforma em metacercária, ou segundo Toledo e Fried (2014), a cercária se transforma primeiramente em mesocercária; (**E)** hospedeiro definitivo é infectado pela ingestão do hospedeiro intermediário contendo a metacercária e nesse o verme atinge a forma adulta. Baseado em Thatcher (2006) e Niewiadomska (2002b). 37

Figura 5. Ciclo de vida hipotético de *Contracaecum* spp. **(A)** ovo embrionado é eliminado junto com as fezes do hospedeiro definitivo (ave piscívora ou mamífero marinho); **(B)** desenvolvimento da L1 → L2 ou segundo Køie e Fagerholm (1995) e Garbin et al. (2013), L1 → L2 → L3, no interior do ovo; **(C)** L2 eclode do ovo ou segundo Køie e Fagerholm (1995) e Garbin et al. (2013), L3; **(D)** micro crustáceo (copépode) é o primeiro hospedeiro invertebrado paratênico que ingere a L2 ou segundo Køie e Fagerholm (1995) e Garbin et al. (2013), L3; **(E)** peixe é o segundo hospedeiro intermediário onde ocorre o desenvolvimento da L2 → L3 ou segundo Køie e Fagerholm (1995), paratênico ou segundo Garbin et al. (2013), metaparatênico; **(F)** hospedeiro

definitivo ingere a L3 ao se alimentar do peixe infectado, onde a L3 sofrerá muda para L4 e posteriormente para adulto. Baseado em Huizinga (1967). ……..... 40

Figura 6. Mapa evidenciando em **(A)** os 1º, 2º, 3º, 4º, 5º e 17º distritos de Campos dos Goytacazes que constituem a Baixada Campista e em **(B)** o complexo lagunar dessa região destacando a Lagoa do Jacaré (→), de onde foram pescados 30 bagres-africanos, *Clarias gariepinus*. **Fonte:** Barcelos (1992) e Serla (2004). ……..... 42

Figura 7. Órgãos suprabranquias (cabeças de seta) e os arcos branquiais (setas) de *Clarias gariepinus* pescado da Lagoa do Jacaré, distrito de Tocos, no município de Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil. ……..... 44

Figura 8. Vísceras, separadas em placas de Petri para análise da presença de parasitos, de *Clarias gariepinus* pescado da Lagoa do Jacaré, distrito de Tocos, no município de Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil. ……..……. 45

Figura 9. *Clarias gariepinus* pescado na Lagoa do Jacaré, distrito de Tocos, no município de Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil. …….....……..…. 50

Figura 10. Espécimes de Acanthocephala coletados de *Clarias gariepinus* pescados na Lagoa do Jacaré, no distrito de Tocos, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil. **(A)** imagem observada sob o estereomicroscópio, de espécimes encistados (setas); **(B)** imagem observada sob o estereomicroscópio, sem coloração, logo após a coleta; **(C)** imagem de microscopia óptica da probóscide corada com carmim de Semichon. Barra: 20 µm. 53

Figura 11. Espécimes de Cestoda coletados de *Clarias gariepinus* pescados na Lagoa do Jacaré, no distrito de Tocos, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil. **A:** imagem observada sob o estereomicroscópio, sem coloração, logo após a coleta. **B:** imagem de microscopia óptica, sem coloração, evidenciando a região anterior. Barra: 100 µm. **C:** imagem de microscopia óptica de espécime corado com carmim de Semichon, evidenciando a região anterior. Barra: 20 µm. 55

Figura 12. Metacercária de Diplostomoidae coletada de *Clarias gariepinus* pescados na Lagoa do Jacaré, no distrito de Tocos, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil. **A:** imagem de microscopia óptica de espécime corado com carmim de Semichon. Barra: 100 µm. **B:** imagem de microscopia óptica de espécime corado com tricrômico de Gomori. Barra: 100 µm. **C:** desenho evidenciando **(os)** ventosa oral; **(p)** faringe; **(ac)** comissura anterior; **(e)** esôfago; **(clc)** canal longitudinal central; **(llc)** canal longitudinal lateral; **(c)** ceco; **(eb)** corpos excretores; **(pc)** comissura posterior; **(vs)** ventosa ventral; **(ho)** órgão tribocítico; **(rb)** bexigas de reservas. Barra: 100 µm. **D:** imagem de microscopia eletrônica de varredura evidenciando **(os)** ventosa oral; **(vs)** ventosa ventral. Barra: 200 µm. 57

Figura 13. Larva de terceiro estádio de *Contracaecum* sp. coletada de *Clarias gariepinus* pescados na Lagoa do Jacaré, no distrito de Tocos, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil. **A:** região anterior evidenciando **(e)** esôfago; **(nr)** anel nervoso; **(ic)** ceco intestinal; **(v)** ventrículo; **(i)** intestino; **(va)** apêndice ventricular. Barra: 500 µm. **B:** extremidade anterior evidenciando: **(ct)** dente cuticular; **(ep)** poro excretor; **(e)**

esôfago. Barra: 50 µm. **C:** extremidade posterior evidenciando: **(i)** intestino; **(rg)** glândulas retais; **(r)** reto; **(a)** ânus. Barra: 200 µm. 59

LISTA DE TABELAS

Página

Tabela 1. Helmintos coletados dos 30 bagres-africanos, *Clarias gariepinus*, pescados na Lagoa do Jacaré, no distrito de Tocos, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil. 51

Tabela 2. Metacercárias relatadas em Bagres-africanos, *Clarias gariepinus*, no continente africano, comparadas as observadas nos 30 peixes dessa espécie capturados na Lagoa do Jacaré, no distrito de Tocos, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil. 67

Tabela 3. Espécies de *Contracaecum* encontrados em Bagre-africano, *Clarias gariepinus*, no continente africano, comparados aos observados nos 30 peixes dessa espécie capturados na Lagoa do Jacaré, no distrito de Tocos, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil. 70

LISTA DE QUADRO

Página

Quadro 1. Espécies de parasitos relatadas em Bagre-africano, *Clarias gariepinus*. 29

LISTA DE SIGLAS

AFA – Ácido Acético Glacial, Formol e Álcool Etílico

CCTA – Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias

CEUA – Comissão de Ética de Uso de Animais

cm – Centímetro

g – Gramas

HV – Hospital Veterinário

IBAMA – Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis

Kg – Kilograma

Kv – Kilovolt

L1 – Larva de Primeiro Estádio

L2 – Larva de Segundo Estádio

L3 – Larva de Terceiro Estádio

L4 – Larva de Quarto Estádio

MEV – Microscopia Eletrônica de Varredura

M – Molar

mm – Milímetro

mM - Milimolar

NUPAP – Núcleo de Pesquisas Avançadas em Parasitologia

UENF – Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro

µm – Micrômetro

SUMÁRIO

Página

1. INTRODUÇÃO 17

2. JUSTIFICATIVA 19

3. OBJETIVOS 20
3.1. GERAL 20
3.2. ESPECÍFICOS 20

4. REVISÃO DA LITERATURA 21
4.1. BAGRE-AFRICANO 21
4.1.1. Classificação Sistemática 21
4.1.2. Comportamento e Alimentação 22
4.1.3. Reprodução 22
4.1.4. Distribuição e Importância Econômica 23
4.2. PARASITISMO EM AMBIENTES AQUÁTICOS 25
4.2.1. Parasitos de Bagre-Africano 25
4.2.2. Filo Acanthocephala Kohlreuther, 1771 30
4.2.3. Classe Cestoda Van Beneden, 1849 32
4.2.4. Superfamília Diplostomoidae Poirier, 1886 34
4.2.5. Gênero *Contracaecum* Railliet & Henry, 1912 38

5. MATERIAL E MÉTODOS 41
5.1. LOCAL E COLETA DOS PEIXES 41
5.2. NECROPSIAS E COLETA DOS PARASITOS 43
5.3. PROCESSAMENTO DOS PARASITOS 46
5.3.1. Microscopia de luz 46
5.3.2. Microscopia Eletrônica de Varredura 47
5.4. ÍNDICES ECOLÓGICOS 48

6. RESULTADOS 49
6.1. ACANTHOCEPHALA 52
6.2. CESTODA 54
6.3. TREMATODA 56
6.4. NEMATODA 58

7. DISCUSSÃO 60
7.1. ACANTHOCEPHALA 61
7.2. CESTODA 62
7.3. TREMATODA 63
7.4. NEMATODA 68

8. CONCLUSÃO 73

9. CONSIDERAÇÕES FINAIS 74

10. REFERÊNCIAS 75

11. ANEXO I 84

12. ANEXO II 85

1. INTRODUÇÃO

O município de Campos dos Goytacazes está localizado na região Norte do Estado do Rio de Janeiro com uma população de 463.731 habitantes. Além de ser banhada pelo Oceano Atlântico e cortada pelo Rio Paraíba do Sul, a cidade tem 22 lagoas, sendo as principais as Lagoas Feia e de Cima.

A Baixada Goitacá, também conhecida como Baixada Campista ou da Égua, é uma região do município de Campos dos Goytacazes constituída por cinco distritos: Goitacazes, São Sebastião, Mussurepe, Tocos e Santo Amaro. Mais especificamente, a Baixada Campista começa em Goitacazes e termina em Barra do Furado (local de delimitação entre o município de Campos dos Goytacazes e Quissamã). Nessa região encontra-se a Lagoa do Jacaré que fica entre as localidades de Ponta Grossa dos Fidalgos e de Tocos, e faz parte do complexo lagunar da Lagoa Feia, ou seja, ela foi formada a partir de uma determinada área da Lagoa Feia que foi parcialmente drenada. Atualmente, a Lagoa do Jacaré recebe a água drenada do canal de Tocos, que por sua vez, recebe as águas poluídas do antigo canal Campos-Macaé.

O peixe-gato, *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822), popularmente conhecido como bagre-africano, pode ser encontrado nos ecossistemas do município de Campos dos Goytacazes, inclusive na Lagoa do Jacaré, sendo essa espécie cultivada para subsistência e comércio na região. Tal espécie tem origem da África e é favorável a piscicultura em vários lugares do mundo, uma vez que é um peixe pulmonado capaz de sobreviver em condições ambientais extremas, até mesmo fora do ambiente aquático, por um determinado período.

No Brasil, *C. gariepinus* foi introduzido por criadores com fins comerciais e seu cultivo em tanques inadequados perto de leitos de rios e lagos resultou em invasão dessa espécie nesses ambientes. Esse peixe já foi relatado em quase todas as bacias hidrográficas brasileiras, mas a presença do bagre-africano fora do seu habitat natural prejudica o equilíbrio da cadeia alimentar local e a ictiofauna nativa.

Clarias gariepinus no continente africano apresenta uma rica fauna parasitária, incluindo os dos filos Platyhelminthes Gegenbaur, 1859 e Nematoda Cobb 1919, que provavelmente está associada ao seu tipo de dieta e a quantidade de espécies de predadores desse peixe, que podem ser outros peixes, répteis, aves, inclusive alguns mamíferos. Não há relatos de estudos parasitários em bagres-africanos nas Américas.

No Brasil, apesar da ampla distribuição desse peixe, a fauna parasitária que acomete o bagre-africano ainda é desconhecida em todas as regiões do país, inclusive na Baixada Campista.

2. JUSTIFICATIVA

O bagre-africano se alimenta de insetos, caracóis, crustáceos, plânctons e quando na fase adulta podem fazer parte de sua dieta peixes, plantas, frutas, pássaros jovens e carne podre. Devido sua alimentação diversificada é provável que *C. gariepinus*, possa atuar como hospedeiro de diversas espécies de parasitos, inclusive as com potencial zoonótico. Portanto, uma pesquisa sobre a fauna parasitária que pode acometer esses peixes no Brasil faz-se necessária, a fim de conhecer possíveis parasitos que podem ser introduzidos no ambiente onde eles vivem, parasitando peixes nativos, e se o bagre-africano está albergando parasitos dos peixes locais servindo assim como novo hospedeiro definitivo, intermediário ou de transporte dos mesmos.

3. OBJETIVOS

3.1. GERAL

Avaliar a fauna parasitária que acometem bagres-africanos, *Clarias gariepinus*, no município de Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil.

3.2. ESPECÍFICOS

- Diagnosticar as espécies de parasitos presentes nos bagres-africanos avaliados;
- Analisar os índices ecológicos da fauna parasitária que acometem esses peixes;
- Descrever morfologicamente e morfometricamente as espécies de parasitos encontrados.

4. REVISÃO DA LITERATURA

4.1. BAGRE-AFRICANO

Clarias gariepinus é conhecido popularmente como bagre-africano e foi nomeado a partir do seu local de origem, o rio Gariep na África do Sul (TEUGELS, 1986). Essa espécie é caracterizada por apresentar o corpo alongado, robusto, que pode ultrapassar 140 cm de comprimento e 60 kg de peso. Não possuem escamas e a cabeça, além de ser óssea e ligeiramente achatada, é ornamentada com barbatanas compridas e dispostas aos pares (BURGESS, 1989; ANZUATEGUI; VALVERDE, 1998; ERSOY; OZEREN, 2009). Esse peixe é capaz de habitar o ambiente terrestre por um determinado período devido à presença de uma câmara suprabranquial bem desenvolvida. A mesma aloja em seu interior os órgãos suprabranquiais, também conhecidos como órgãos arborescentes, que permitem ao *C. gariepinus* uma respiração aérea acessória (ERSOY; OZEREN, 2009).

4.1.1. Classificação Sistemática

Reino: Animalia Linnaeus, 1758
- Filo: Chordata Haeckel, 1874
  - Classe: Actinopterygii Klein, 1885
    - Ordem: Siluriformes Fink, 1981
      - Família: Clariidae Burgess, 1989
        - Gênero: *Clarias* Scopoli, 1777
          - Espécie: *Clarias gariepinus* Burchell, 1822

4.1.2. Comportamento e Alimentação

Grande parte dos indivíduos desta espécie é encontrada em águas doces, porém alguns podem ser vistos em águas salobras de alcance superior aos estuários. Os bagres-africanos preferem águas parcialmente fechadas (áreas marginais rasas), entretanto já foram encontrados poucas vezes em águas abertas. Eles são capazes de sobreviver em lama úmida, todavia não são capazes de sobreviver em lama seca por períodos longos como outros peixes pulmonados (BURGESS, 1989). Segundo Teugels (1986), *C. gariepinus* podem ser encontrados em lagoas e pequenos lagos, rios calmos e rios rápidos. Esses ecossistemas são encontrados na Baixada Campista no norte do Estado do Rio de Janeiro (SERLA, 2004).

Os bagres-africanos consomem uma grande variedade de alimentos e suas presas usuais são insetos, caracóis, crustáceos, plânctons e quando adultos ingerem peixes, anfíbios, répteis e até pequenos mamíferos. Já plantas, frutas, pássaros jovens e carne podre não são suas presas usuais, mas podem fazer parte da dieta desses peixes (BURGESS, 1989; ARRINGTON et al., 2002). Teugels (1986) afirma que *C. gariepinus* são de hábito alimentar noturno, comedores de fundo, quase nunca se alimentam na superfície. Segundo esse autor é uma espécie onívora, mas em seu estudo a considera como um animal necrófago onívoro.

4.1.3. Reprodução

Os bagres-africanos alcançam a maturação sexual em média com 33 cm e não apresentam dimorfismo sexual aparente (DABEDO, 2000). Em ambiente natural, esses peixes migram rio acima ou para as margens de lagos para desovar, geralmente no verão, uma vez que esse é o período das chuvas pesadas. As desovas, na maioria das vezes, ocorrem durante a noite em águas rasas e a incubação ocorre sob temperatura entre 22° a 28°C e em 23 a 30 horas. Após a incubação, os filhotes jovens ficam escondidos nas águas rasas sob as plantas, por um período de aproximadamente seis meses e depois migram rio abaixo (BURGESS, 1989). Teugles (1986) relata ainda que os peixes migram para se reproduzirem nas áreas inundadas

e em seguida retornam aos lagos ou rios, não se responsabilizando mais pela prole.

Em ambiente de cativeiro, os reprodutores costumam ter entre um a três quilos de peso vivo, já que animais maiores podem dificultar o manejo. As mesmas técnicas de injeção de hormônios utilizadas para outros peixes são usadas nas fêmeas de *C. gariepinus* (CLARIAS, 1994). Esse mesmo autor relata que uma fêmea de um quilo é capaz de fornecer cerca de 80.000 ovos e que os machos são eutanasiados e seus testículos dissecados para a obtenção do sêmen, que é colocado junto aos óvulos em água para que ocorra a fecundação.

4.1.4. Distribuição e Importância Econômica

Clarias gariepinus é originário do norte da África do Sul (BURGESS, 1989), mas teve sua criação difundida em outras partes do continente africano, além da Europa, Ásia e Oriente Médio (FROESE; PAULY, 2003). Segundo Ozório et al., (2004) foi posteriormente introduzido na Índia, China e Brasil, dessa forma mundialmente consumido (Figura 1). A produção europeia de bagres-africanos ultrapassou 1.900 toneladas em 1999 (SOUZA et al., 1999). No Brasil em 2005, esses peixes cultivados em piscicultura tiveram produção total de 224 toneladas, 115 no Espírito Santo, 97 em Santa Catarina e 12 toneladas no Rio de Janeiro (IBAMA, 2007).

A carne do bagre-africano possui sabor suave, textura firme, ideal para ser usado como peixe de grelha, no entanto quando se apresenta como peixe inteiro tem uma aparência indesejável, o que gera dificuldades de comercialização (OZÓRIO et al., 2004). Ersoy e Ozeren (2009), afirmam que a carne de *C. gariepinus* possui boas quantidades de proteínas, vitaminas e minerais, baixo teor de carboidrato e pouco ou nenhum teor de gordura saturada. O sucesso da produção desse peixe se dá pelo fato de se adaptarem facilmente às mudanças do clima e da qualidade da água, além da capacidade de respirar oxigênio atmosférico, logo a concentração de oxigênio dissolvido deixa de ser um fator limitante (ANZUATEGUI; VALVERDE, 1998). Essa espécie tem ainda uma boa taxa de crescimento em altas densidades e alta resistência a doenças, o que a torna indicada para cultivo comercial (PRINSLOO et al., 1989).

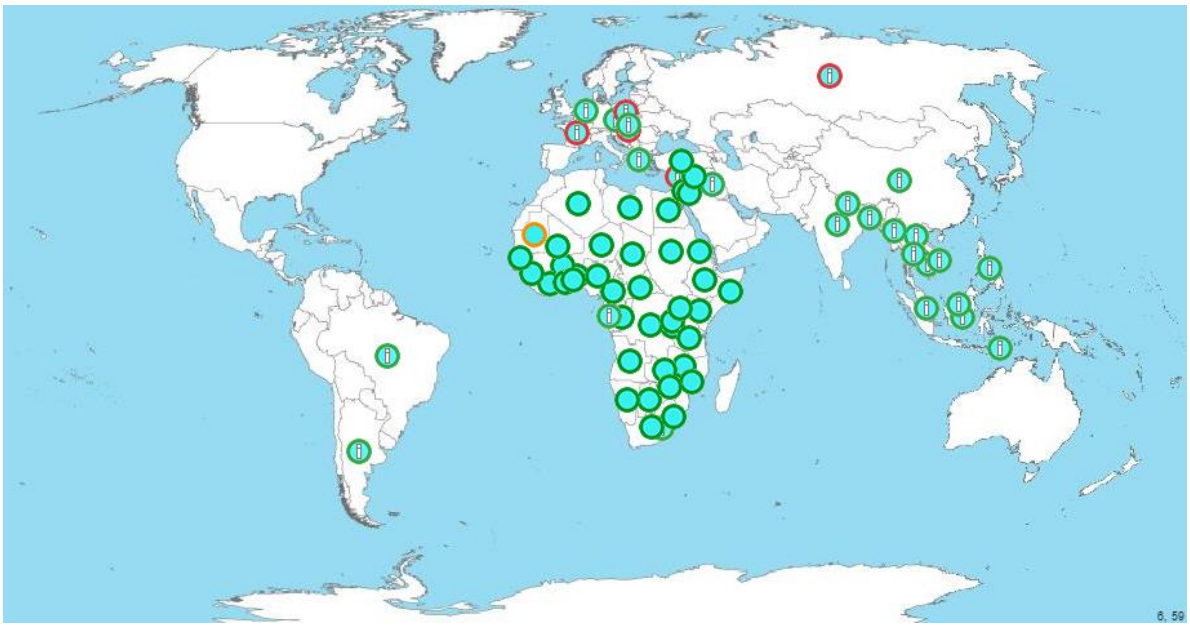

Figura 1. Mapa da distribuição mundial de *Clarias gariepinus* evidenciando os países em que essa espécie de peixe é nativa; questionável; não estabelecida; foi introduzida. **Fonte:** Froese e Pauly (2003).

4.2. PARASITISMO EM AMBIENTES AQUÁTICOS

Parasitismo é uma relação interespecífica entre organismos, em que um ser vivo (hospedeiro) é prejudicado por outro (parasito) com uma relação de dependência do parasito em relação ao hospedeiro (OVERSTREET, 1978). Há representantes de diversos grupos zoológicos permanente ou temporariamente envolvidos nessa associação, por isso o parasitismo constitui a relação de vida entre seres mais comum na Terra (THOMPSON, 1994). Eiras et al. (2010) estimam que existam 1.750 espécies de parasitos de peixes descritos para Protozoa, 400 para Acanthocephala, 1.500 para Monogenea, 1.750 para Digenea, 1.000 para Cestoda, 700 para Nematoda e 2.590 para Crustacea. Esses autores afirmam que já se conhecem 1.050 espécies de parasitos de peixes de água doce do Brasil.

Segundo Rohde (1982), os parasitos diminuem o valor comercial e interferem na estrutura das populações de peixes, além disso, esse pesquisador cita que em ambientes confinados eles podem provocar mortalidade em massa e dependendo da espécie, podem infectar o homem através do consumo dos pescados parasitados. Sendo assim, estudos de parasitos de peixes podem ser importantes para ecologia de populações e comunidades (POULIN, 1998), estoques pesqueiros (WALDMAN et al., 1988), patologia e a produção de organismos aquáticos (MARTINS, 2004), bioindicação de qualidade ambiental (MADI, 2005) e reconhecimento da biodiversidade (LUQUE, 2008).

4.2.1. Parasitos de Bagre-Africano

Diversas espécies de parasitos em bagres-africanos já foram relatadas (Quadro 1). Os pesquisadores Mashego e Saayman (1981) identificaram *C. gariepinus* da África do Sul infectados com *Paracamallanus cyathopharynx* (Bailys, 1923) no intestino, *Procamallanus laeviconchus* Wedl, 1862 no estômago e larvas de *Contracaecum* (Anisakidae) em diversos órgãos. No ano seguinte e durante três anos distintos, Boomker também realizou estudos com bagres-africanos da África do Sul.

Ele capturou da represa Hartbeespoort, localizada no Rio Crocodilo, 43 peixes e todos estavam infectados com pelo menos uma das quatro espécies de Nematoda encontradas em sua pesquisa. As espécies foram identificadas como *P. cyathopharynx*, *P. laevionchus*, larvas de *Contracaecum* sp. e *Skrjabinocara* sp. (Acuarridae), com prevalências de 68%, 33%, 100% e 2%, respectivamente (BOOMKER, 1982). Um exame para verificar parasitos em peixes de água doce oriundos dos Rios Sabie e Crocodilo, no Parque Nacional de Kruger, Transvaal, diagnosticou uma nova espécie do gênero *Phyllodistomum* Braun, 1899. Tal espécie foi coletada das bexigas urinárias de vários bagres-africanos e denominada *Phyllodistomum bavuri*. Além dessa espécie, também foi encontrada outra espécie de Digenea nesse estudo, *Phyllodistomum vanderwaal* Prudhoe e Hussey, 1977 (BOOMKER, 1984). Ainda no Rio Sabie, um estudo posterior, com diversas espécies de peixes, examinou 67 *C. gariepinus,* onde neles foram encontradas duas espécies, três gêneros e larvas não identificadas de Nematoda. *Paracamallanus cyathopharynx*, *Spinitectus petterae* Boomker, 1993, *Capillaria* sp. (Zeder, 1800), *Rhabdochona* spp. , larvas de *Contracaecum* spp. e larvas indefinidas tiveram as seguintes prevalências, 79%, 24%, 2%, 18%, 43% e 97%, respectivamente (BOOMKER, 1994). Khalil e Mashego (1998) coletaram e analisaram espécimes de bagres-africanos, também oriundos da África do Sul, onde três espécies de Monogenea foram encontradas, *Macrogyrodactylus congolensis* (Prudhoe, 1957), *Macrogyrodactylus claril* Gussev, 1961 e *Macrogyrodactylus karibae* Douellow e Chishawa, 1955.

Ainda no continente africano, Oniey et. al., (2004) examinaram 240 espécimes de *C. gariepinus* e observaram que um total de 46 desses peixes (19%) estavam parasitados da cidade de Zaria, estado de Kaduna, Nigéria. Esses autores encontraram três espécies de Cestoda, *Amonotaenia* sp. e *Polyonchobothrium clarias* (Woodland, 1925) no intestino e *Monobothrium* sp. Diesing, 1863 no estômago, com prevalências de 2,5%, 1,67% e 13,33%, respectivamente. Um Nematoda, *P. laevionchus* e um Acanthocephala, *Neoechinorhynchus rutili* (Müller, 1780) foram coletados no intestino e ambos tiveram prevalência de 0,83%. Já Barson (2004) coletou 202 bagres-africanos e 86 (42,6%) estavam infectados com larvas de terceiro estádio de *Contracaecum* sp. no Lago Chivero, Zimbabwe. Nesse mesmo ano, um estudo realizado no Lago Victoria, Tanzânia, observou que espécimes de *C. gariepinus* estavam infectados com quatro espécies de Nematoda. *Paracamallanus cyathopharynx* no intestino, *P. laeviconchus* e *S. petterae* no estômago,

Eustrongyloide spp. na cavidade corporal, com prevalências de 30,7%, 2,1%, 1,3%, 0,1%, respectivamente.

Um outro estudo realizado na Nigéria por Akinsaya e Otubanjo (2005), mais precisamente na Lagoa Lekki, coletou 360 exemplares de *C. gariepinus*, mas apenas 17 (5%) estavam infectados com parasitos. Nesses foram encontrados um nematoide *P. cyathopharynx* e três cestoides *P. clarias*, *Wenyonia acuminata* (Wooldland, 1923) e *Stocksia pujehuni* (Wooldland, 1937). No ano seguinte, Barson e Avenant-Oldewage (2006a), capturaram *C. gariepinus* da Barragem do Rietvlei, novamente na África do Sul, e esses estavam parasitados. Um total de dois nematoides foram coletados dos peixes, *P. laeviconchus* e larvas de *Contracaecum* spp. Nesse mesmo ano e local, esses mesmos autores identificaram a presença de dois cestoides, *P. clarias* no estômago e intestino e *Proteocephalus glanduliger* (Janicki, 1928) apenas no intestino, além de metacercária de Digenea do gênero *Ornithodipostomum* nos músculos dorsais entre a barbatana dorsal e a linha lateral, com respectivas prevalências de 71,4%, 14% e 14% (BARSON; AVENANT-OLDEWAGE, 2006b).

Barson et al. (2008) e Moyo et al. (2009) observaram uma espécie de nematoide, *P. cythooharynx*, parasitando o intestino de *C. gariepinus* oriundos do Zimbabwe. Já um estudo realizado na Etiópia e no Sudão, por Chambrier et al. (2009), descreveu um novo gênero com uma nova espécie de cestoda, *Barsonella lafoni*, em bagres-africanos. Na Nigéria, Ayanda (2009) coletou *C. gariepinus* infectados com *P. laeviconchus* no estômago. No ano seguinte, Hassan et al. (2010) encontraram de 165 espécimes de bagre-africano, 115 (69,7%) parasitados na Lagoa Lekki, Nigéria. Esses peixes foram identificados como hospedeiros de duas espécies de Cestoda não identificadas do gênero *Wenyonia* Woodland, 1923 e uma espécie de Nematoda também não identificada do gênero *Procamallamus*. Mwita e Nkwengulila (2010) coletaram do Lago Victoria, situado entre Tanzânia, Uganda e Quênia, *C. gariepinus* parasitados por *Rhabdochona congolensis* Campana-Rouget 1961*.* Ainda no mesmo ano, Chibwana e Nkwengulila compraram bagres-africanos de pescadores artesanais dos Rios Ruvu, Kilombero e Msimbazi, da Represa Mindu e do Lago Victoria, na Tanzânia. Parte dos peixes comprados estavam parasitados com metacercárias de espécies não identificadas dos gêneros *Tylodelphy*s Poirier, 1886 e *Diplostomum*.

Tepe et al. (2013) realizaram um estudo fora do continente africano com 63 peixes *C. gariepinus*, provenientes do Rio Asi, localizado no Sul da Turquia, que é um país euroasiático. Desses peixes, 48 estavam parasitados com Digenea

Orientocreadium batrachoides Tabangui, 1931 e foram divididos em três classes de acordo com o tamanho do peixe. A classe com os maiores peixes teve uma prevalência de 100%, a intermediária de 70,7% e a com os menores espécimes de 81,3%. Novamente no continente africano, no ano seguinte, bagres-africanos coletados do Delta do Rio Oueme, na Etiópia, por Tossavi et al. (2014) estavam 90,62% parasitados. Foram registrados os seguintes parasitos: Nematoda *P. laevionchus* e *P. cyathopharynx*, Monogenea *Gyrodactylus* sp., Cestoda *Lytocestus* sp. Cohn, 1908 e Cestoda não identificado. Dois estudos mais recentes de Moravec e Van As (2015a, b) identificaram duas espécies de nematoides em *C. gariepinus* coletados no Delta do Rio Okavango, Botswana e Egito. Do total de peixes coletados, oito espécimes (18%) estavam parasitados por *P. cyathopharynx* no intestino e outros espécimes por *Procamallanus pseudolaeviconchus* Moravec e Van As, 2015 no estômago e intestino.

Quadro 1. Espécies de parasitos relatadas em Bagre-africano, *Clarias gariepinus*.

PARASITO	P*	HABITAT	PAÍS	AUTORES
Acanthocephala				
Neoechinorhynchus rutili	1%	I	1	Oniey et. al. (2004)
Monogenea				
Macrogyrodactylus congolensis	-	-	2	Khalil e Mashego (1998)
Macrogyrodactylus claril	-	-	2	Khalil e Mashego (1998)
Macrogyrodactylus karibae	-	-	2	Khalil e Mashego (1998)
Gyrodactylus sp.	-	-	3	Tossavi et al. (2014)
Digenea				
Phyllodistomum bavuri	-	BU	2	Boomker (1984)
Phyllodistomum vanderwaal	-	-	2	Boomker (1984)
Orientocreadium batrachoides	76%	-	4	Tepe et al. (2013)
Ornithodipostomum sp.	14%	MD	2	Barson e Avenant-Oldewage (2006b)
Tylodelphys spp.	-	-	5	Chibwana e Nkwengulila (2010)
Diplostomum spp.	-	-	5	Chibwana e Nkwengulila (2010)
Cestoda				
Polyonchobothrium clarias	2%	I	1	Oniey et. al. (2004)
	-	-	1	Akinsaya e Otubanjo (2005)
	71%	E e I	2	Barson e Avenant-Oldewage (2006b)
Wenyonia acuminata	-	-	1	Akinsaya e Otubanjo (2005)
Stocksia pujehuni	-	-	1	Akinsaya e Otubanjo (2005)
Proteocephalus glanduliger	14%	I	2	Barson e Avenant-Oldewage (2006b)
Barsonella lafoni	-	-	3 e 6	Chambrier et al. (2009)
Monobothrium sp.	13%	E	1	Oniey et. al. (2004)
Amonotaenia sp	3%	I	1	Oniey et. al. (2004)
Lytocestus sp.	-	-	3	Tossavi et al. (2014)
Wenyonia spp.	-	-	1	Hassan et al. (2010)
Nematoda				
Paracamallanus cyathopharynx	-	-	1	Akinsaya e Otubanjo (2005)
	-	I	2	Mashego e Saayman (1981)
	68%	-	2	Boomker (1982)
	79%	-	2	Boomker (1994)
	-	-	3	Tossavi et al. (2014)
	31%	I	5	Mwita e Nkwengulila (2004)
	-	I	7	Barson et al. (2008)
	80%	I	7	Moyo et al. (2009)
	18%	I	8 e 9	Moravec e Van As (2015a)
Procamallanus laevionchus	1%	I	1	Oniey et. al. (2004)
	-	E	1	Ayanda (2009)
	9%	E	2	Mashego e Saayman (1981)
	33%	-	2	Boomker (1982)
	-	-	2	Barson e Avenant-Oldewage (2006a)
	-	-	3	Tossavi et al. (2014)
	2%	E	5	Mwita e Nkwengulila (2004)
Spinitectus petterae	24%	-	2	Boomker (1994)
	1%	E	5	Mwita e Nkwengulila (2004)
Rhabdochona congolensis	-	-	5,10 e 11	Mwita e Nkwengulila (2010)
Procamallanus pseudolaeviconchus	-	E e I	8 e 9	Moravec e Van As (2015b)
Procamallamus sp.	-	-	1	Hassan et al. (2010)
Contracaecum sp.	10-100%	DO	2	Mashego e Saayman (1981)
	100%	-	2	Boomker (1982)
	43%	-	7	Barson (2004)
Skrjabinocara sp	2%	-	2	Boomker (1982)
Capillaria sp	2%	-	2	Boomker (1994)
Rhabdochona spp.	18%	-	2	Boomker (1994)
Contracaecum spp.	43%	-	2	Boomker (1994)
	-	-	2	Barson e Avenant-Oldewage (2006a)
Eustrongyloide spp.	-	CC	5	Mwita e Nkwengulila (2004)

*Prevalências aproximadas;[1]Nigéria; [2]África do Sul; [3]Etiópia; [4]Turquia; [5]Tanzânia; [6]Sudão; [7]Zimbabwe; [8]Botswana; [9]Egito; [10]Uganda; [11]Quênia; (BU) Bexigas Urinárias; (CC) Cavidade Corporal; (DO) Diversos Órgãos; (E) Estômago; (I) Intestino; (MD) Músculos Dorsais.

4.2.2. Filo Acanthocephala Kohlreuther, 1771

Acantocéfalos são vermes com simetria bilateral e uma probóscide espinhosa retrátil ou invaginável na região anterior, que serve para fixação do parasito ao hospedeiro (PAVANELLI et al., 2008). Dentre os caracteres com importância taxonômica para a identificação dos espécimes componentes deste filo, destacam-se as glândulas de cemento, estrutura da parede do receptáculo da probóscide, presença ou ausência de espinhos no corpo e organização e morfologia dos espinhos da probóscide (ARAI, 1989).

Os acantocéfalos possuem um ciclo de vida heteroxeno, com três ou mais hospedeiro, dependendo da espécie em questão. Os ovos dos acantocéfalos contendo larvas denominadas acanthors são liberados para o ambiente juntamente com as fezes do hospedeiro definitivo. As larvas não se desenvolvem até que os ovos sejam ingeridos pelo hospedeiro intermediário, geralmente um micro crustáceo. No intestino do hospedeiro intermediário, os ovos eclodem e as larvas penetram na parede intestinal utilizando os ganchos larvais. O acanthor perde seus ganchos e desenvolve sua probóscide com espinhos ao chegarem na hemocele do hospedeiro intermediário, sendo esse o segundo estádio larval denominado acanthella. Quando o hospedeiro definitivo se alimenta do hospedeiro intermediário contendo acanthella, essa forma larval é liberada após digestão, se desenvolve para a fase adulta e se adere no intestino. Se o acanthella é ingerido por um hospedeiro inadequado, ele penetra a parede intestinal e se encista no mesmo para esperar posterior passagem para um hospedeiro definitivo adequado. Os hospedeiros inadequados são denominados hospedeiros paratênicos ou de transporte já que o acanthella não consegue se desenvolver neles. Peixes podem ser tanto hospedeiros de transporte como definitivo (Figura 2) (THATCHER, 2006).

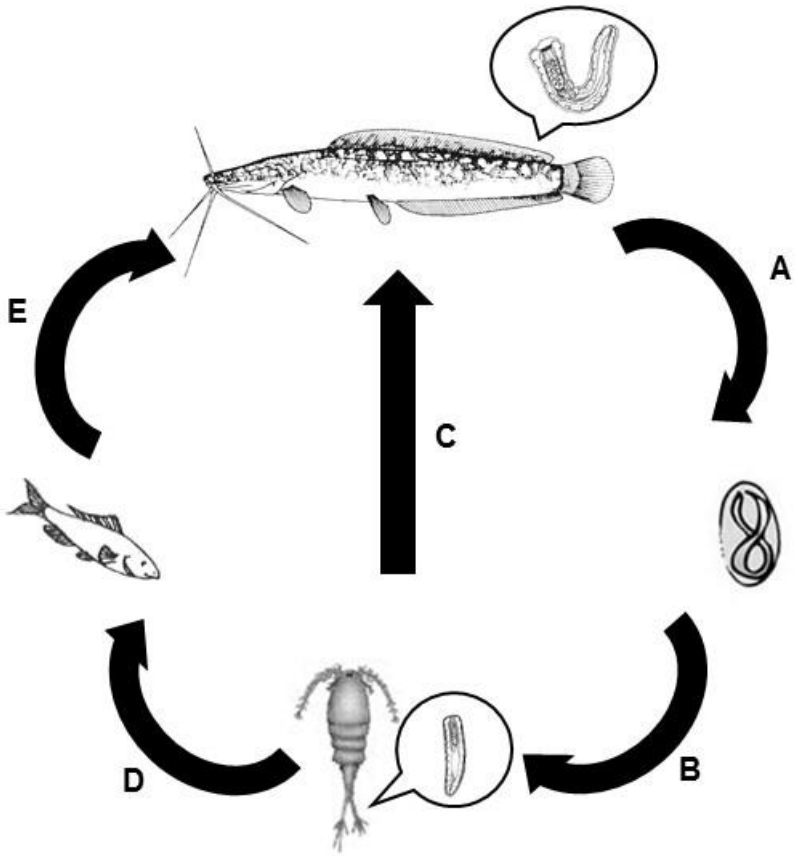

Figura 2. Ciclo de vida hipotético de Acanthocephala. **(A)** ovo contendo larva denominada acanthor é liberado para o ambiente juntamente com as fezes do hospedeiro definitivo; **(B)** no hospedeiro intermediário (micro crustáceo), o ovo eclode e o acanthor se transforma em acanthella; **(C)** o hospedeiro definitivo se alimenta do hospedeiro intermediário (micro crustáceo) contendo um acanthella e nele essa forma larval se desenvolve para a fase adulta; **(D)** hospedeiro paratênico é infectado pela ingestão do hospedeiro intermediário (micro crustáceo), contendo um acanthella, o qual encista para esperar que o hospedeiro paratênico seja ingerido pelo hospedeiro definitivo **(E)**. Baseado em Thatcher (2006).

4.2.3. Classe Cestoda Van Beneden, 1849

Os cestodeos são vermes grandes, segmentados e achatados dorsoventralmente, o que lhes conferem a aparência de fita. Os caracteres de importância taxonômica incluem: morfologia do escólex (presença ou ausência de rostelo, ventosas armadas ou não) e morfologia das proglotes maduras e grávidas. Nas proglotes maduras é fundamental a descrição do sistema reprodutor, masculino e feminino, uma vez que esses parasitos são hermafroditas, bem como a posição dos órgãos em relação aos canais osmorreguladores, ventral e dorsal (KHALIL et al., 1994).

Peixes podem ser hospedeiros intermediários ou definitivos para espécies de cestodeos. As formas larvais podem ser encontradas em organismos aquáticos que fazem parte da dieta desses peixes. Os ovos presentes nas proglotes grávidas são eliminados no ambiente juntamente com as fezes do hospedeiro definitivo e infectam o primeiro hospedeiro intermediário, que pode ser um micro crustáceo (copépode). No primeiro hospedeiro intermediário, a larva penetra no hemocele e se desenvolve em uma forma larval mais avançada com escólex visível. O tipo de larva varia de acordo com o grupo em questão, isto é, procercoide, plerocercoide, cistacanto, dentre outros. O crustáceo por sua vez é ingerido por um peixe (segundo hospedeiro intermediário), onde a larva se desenvolve. Esse novo estádio larval, normalmente fica encistado nas vísceras ou músculos do segundo hospedeiro intermediário (THATCHER, 2006). Esse último é ingerido pelo hospedeiro definitivo (peixe, ave, mamífero ou o homem), onde a larva excista e se desenvolve para a fase adulta do Cestoda no trato intestinal (Figura 3) (SCHMIDT, 1970; PAVANELLI et al, 2008).

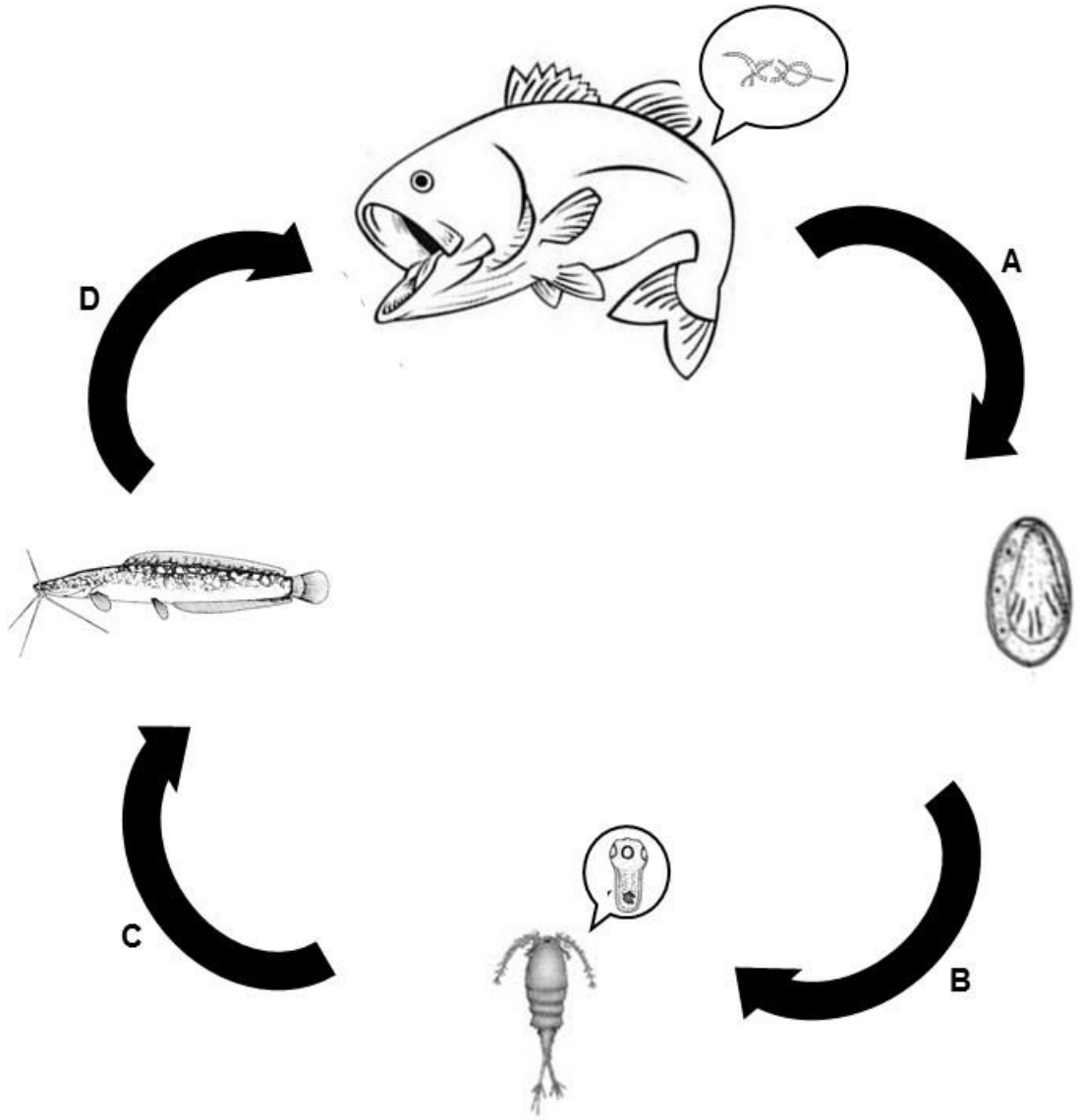

Figura 3. Ciclo de vida hipotético de Cestoda. **(A)** os ovos presentes nas proglotes grávidas são eliminados no ambiente juntamente com as fezes do hospedeiro definitivo (peixe, ave, mamífero ou o homem); **(B)** primeiro hospedeiro intermediário (micro crustáceo) é infectado ao ingerir o ovo e nesse a larva se desenvolve em uma forma larval mais avançada com escólex visível; **(C)** segundo hospedeiro intermediário (peixe) ingere o copépode, nesse novo hospedeiro a larva se desenvolve e normalmente fica encistada nas vísceras ou músculos; **(D)** hospedeiro definitivo se alimenta do segundo hospedeiro intermediário, onde a larva excista e se desenvolve para a fase adulta no trato intestinal. Baseado em Schmidt (1970), Pavanelli et al. (1998) e Thatcher (2006).

4.2.4. Superfamília Diplostomoidae Poirier, 1886

Diplostomoidae é composta por trematodeos que apresentam o corpo formado por duas regiões: região anterior (folicular, espatulada ou caliciforme) e região posterior (cilíndrica ou coniforme). Na região anterior, “forebody”, das metacercárias pode-se observar a ventosa oral, faringe, esôfago curto, ceco bifurcado com fundo cego, podendo ou não se estender até a região posterior, “hindbody”. Ventosa ventral e principalmente o órgão característico dessa superfamília, órgão tribocítico, também são observados na região anterior (NIEWIADOMSKA, 2002a). Já na região posterior, observa-se a presença de primórdio genital em algumas espécies, o que também pode variar de acordo com o estágio de desenvolvimento larval, além das bexigas de reservas (MOEMA et al., 2013). A distinção entre essas duas regiões pode ser reconhecida por uma constrição fortemente marcada ou discreta (MARGOLIS; KABATA, 1996). A presença de pseudoventosas é facultativa considerando-se os diversos gêneros dessa superfamília, sendo esse um caractere de importância taxonômica (NIEWIADOMSKA, 2002a).

As metacercárias de Diplostomoidea são classificadas em cinco morfotipos de acordo com a estrutura da bexiga de reserva. O morfotipo ‘Diplostomulum’ é o mais simples, possui três canais longitudinais conectados (um mediano e dois laterais) formando duas comissuras na região anterior do corpo, uma próxima ao nível da faringe e a outra anterior à ventosa ventral. O sistema de ramificações dos canais longitudinais é alargado nas porções terminais formando uma bolsa terminal, que contém os corpos excretores (ovais ou arredondados). No morfotipo ‘Neascus’ está presente uma ramificação mediana e dois canais laterais no “forebody” e “hindbody”. No “forebody” os canais excretores medianos podem ou não estar conectados por comissuras e os corpos excretores estão nos próprios canais (não tem bolsa terminal). O morfotipo ‘Prohemistomulum’ é composto por quatro canais principais que formam dois ‘laços’ e os mesmos se conectam antes da ventosa ventral. O sistema de ramificações dos canais é de terminação cega e é preenchido por órgãos excretores que também surgem dos próprios canais principais. Em ‘Tetracotyle’ a estrutura da bexiga de reserva é complexa, formada por uma rede que preenche todo o corpo, onde os corpos excretores estão livres nos canais dessa estrutura. Já o morfotipo ‘Neodiplostomulum’ tem a estrutura da bexiga reserva mais complexa, com três canais

longitudinais (um mediano e dois laterais) que se conectam por duas ou três comissuras, e os corpos excretores estão nas bolsas terminais (NIEWIADOMSKA, 2002a).

Em geral, as espécies da Família Diplostomidae têm um ciclo de vida com três hospedeiros. O hospedeiro definitivo (aves ou mamíferos) albergam os vermes adultos no intestino (CHAPELL, 1995; NIEWIADOMSKA, 2002b) e liberam os ovos para o ambiente exterior através das fezes. Ao chegar à água, os ovos eclodem e liberam o miracidium (primeiro estádio larval), que é ciliado e esse nada em busca do primeiro hospedeiro intermediário (molusco gastrópode). O miracidium dentro do primeiro hospedeiro intermediário assume a forma de esporocisto (segundo estádio larval) e posteriormente de cercária (terceiro estádio larval), que apresenta uma forquilha (THATCHER, 2006). Essa emerge do molusco e penetra no segundo hospedeiro intermediário (peixe, anfíbio ou ocasionalmente mamífero), se transformando em metacercária (quarto estádio larval) (NIEWIADOMSKA, 2002b; THATCHER, 2006). O hospedeiro definitivo é infectado pela ingestão do segundo hospedeiro intermediário contendo a metacercária (THATCHER, 2006). Segundo Margolis e Kabata (1996), em peixes de água doce, as larvas de metacercárias (diplostomídeas), são encontradas, encistadas, encapsuladas nos tecidos ou ainda livres na pele, olhos, musculatura e sistema nervoso central. Alguns Diplostomidae podem ter seu ciclo de vida expandido, ou seja, formado por quatro hospedeiros pela inclusão de um estádio larval não encistado denominado mesocercária (estádio intermediário entre a cercária e a metacercária). Nesse caso, o hospedeiro definitivo torna-se infectado após a ingestão do terceiro hospedeiro intermediário paratênico (Figura 4) (TOLEDO; FRIED, 2014).

Os estádios larvais da Família Diplostomidae são patógenos importantes que podem exercer graves impactos, tanto no habitat natural de populações de peixes quanto na aquicultura. A migração de um grande número de metacercárias infecciosas para locais específicos no corpo do hospedeiro podem causar mortalidade de indivíduos jovens por hemorragias capilares e obstrução dos vasos sanguíneos principalmente na cabeça e no cérebro (SZIDAT; NANI, 1951). Peixes que albergam uma elevada carga parasitária podem desenvolver perda de visão, redução do desenvolvimento e emaciação (CHAPPELL et al., 1994; CHAPPELL, 1995; NEIWIADOMSKA, 1996). Também já foram relatados como consequência da infecção

por metacercárias de Diplostomidae a deformação da coluna vertebral, tumor cerebral e necrose celular, que pode levar morte (MACHADO et al., 2005).

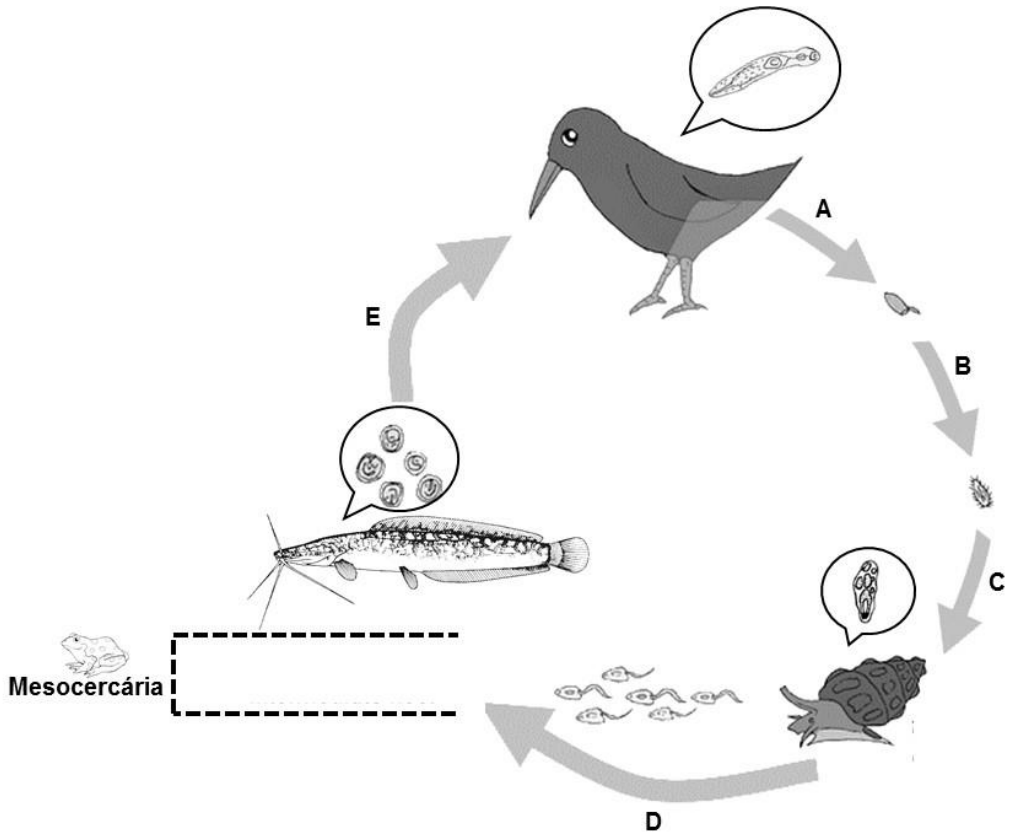

Figura 4. Ciclo de vida hipotético de Diplostomidae. **(A)** ovo embrionado é eliminado junto com as fezes do hospedeiro definitivo (aves ou mamíferos); **(B)** miracidium após liberado do ovo para o ambiente nada a procura do molusco gastrópode; **(C)** no interior do primeiro hospedeiro intermediário, o miracidium assume a forma de esporocisto; **(D)** cercária emerge do primeiro hospedeiro intermediário e no segundo hospedeiro intermediário (peixe, anfíbio ou ocasionalmente mamífero) se transforma em metacercária, ou segundo Toledo e Fried (2014), a cercária se transforma primeiramente em mesocercária; (**E)** hospedeiro definitivo é infectado pela ingestão do hospedeiro intermediário contendo a metacercária e nesse o verme atinge a forma adulta. Baseado em Thatcher (2006) e Niewiadomska (2002b).

4.2.5. Gênero *Contracaecum* Railliet & Henry, 1912

Contracaecum spp. são nematoides da Família Anisakidae, que infectam na fase adulta aves piscívoras e mamíferos marinhos e as formas larvais são encontradas em micro crustáceos e na cavidade corporal ou mesentério de peixes (BARSON, 2004). As larvas do gênero *Contracaecum* são cilíndricas, possuem dente cuticular, poro excretor localizado na região anterior do corpo (próximo a boca), esôfago, anel nervoso, apêndice ventricular, ceco intestinal voltado para a região anterior do corpo e ânus (HUIZINGA, 1967; KØIE; FAGERHOLM, 1995). Segundo Barson (2004), não há diferenciação sexual até as larvas de terceiro estádio desse gênero, o que dificulta a identificação específica.

Huizinga (1967) estudou o ciclo de vida de nematoides através de infecção experimental de *Contracaecum multipapilatum* (Von Drasche, 1882) em copépodes *Cyclops vernalis* Fischer, 1853 e peixes da espécie *Lebistes reticulatus* Peters, 1859. Segundo esse autor, os ovos são eliminados pelo hospedeiro definitivo e a primeira muda ocorre no interior do ovo (L1 → L2). Após a eclosão do ovo, a L2 infecta o copépode (primeiro hospedeiro intermediário) e migra para a hemocele do crustáceo a partir do interior do intestino. O peixe (segundo hospedeiro intermediário) ao ingerir o copépode libera a L2, que sofre a segunda muda em seu interior passando para L3, com as seguintes mudas para L4 e adulto no hospedeiro definitivo (Figura 5).

No entanto, há uma pequena controvérsia acerca do ciclo de vida de *Contracaecum* spp., pois estudos mais recentes, também através de infecção experimental, realizados por Køie e Fagerholm (1995) e Garbin et al. (2013) afirmam que as duas primeiras mudas ocorrem no interior do ovo (L1 → L2 → L3) eclodindo assim, a larva de terceiro estádio (L3) que se fixa no sedimento ou permanecem livre na coluna d'água. O copépode atua como primeiro hospedeiro intermediário paratênico (transportador) ingerindo a L3, a qual perde a bainha no lúmen do intestino do novo hospedeiro e utiliza o dente cuticular para penetrar na parede do intestino, atingindo a hemocele. É importante salientar que a L3 não se desenvolve no interior do invertebrado. Para Køie e Fagerholm (1995), o segundo hospedeiro do ciclo de vida de *Contracaecum* spp. é um vertebrado (peixes) que atua como hospedeiro intermediário paratênico. Já Garbin et.al. (2013) afirma que o peixe seria o segundo hospedeiro intermediário metaparatênico, ou seja, hospedeiro obrigatório em que a

larva não sofre muda, mas cresce. As próximas mudas (L4 → adultos) ocorrem apenas no hospedeiro definitivo (Figura 5) (KØIE; FAGERHOLM 1995; GARBIN et al., 2013).

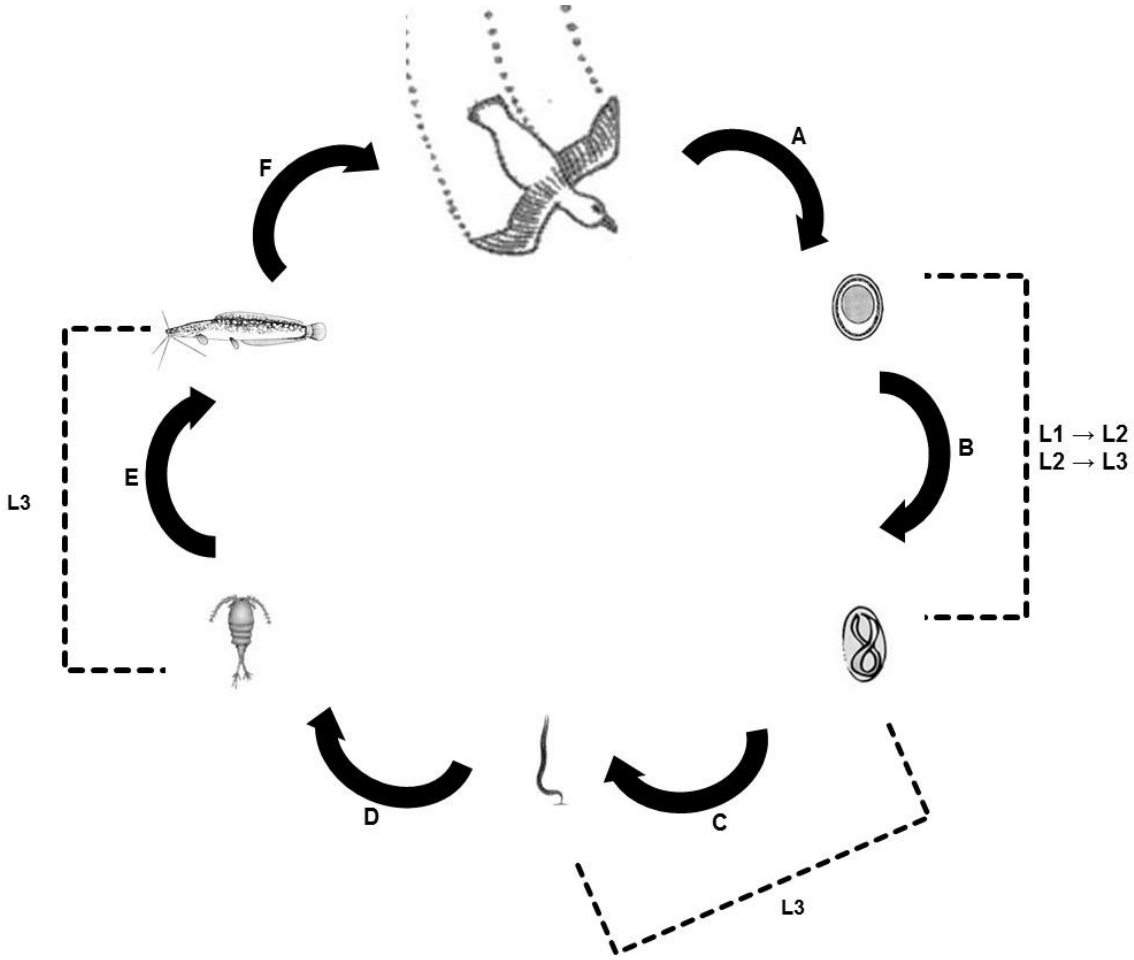

Figura 5. Ciclo de vida hipotético de *Contracaecum* spp. **(A)** ovo embrionado é eliminado junto com as fezes do hospedeiro definitivo (ave piscívora ou mamífero marinho); **(B)** desenvolvimento da L1 → L2 ou segundo Køie e Fagerholm (1995) e Garbin et al. (2013), L1 → L2 → L3, no interior do ovo; **(C)** L2 eclode do ovo ou segundo Køie e Fagerholm (1995) e Garbin et al. (2013), L3; **(D)** micro crustáceo (copépode) é o primeiro hospedeiro invertebrado paratênico que ingere a L2 ou segundo Køie e Fagerholm (1995) e Garbin et al. (2013), L3; **(E)** peixe é o segundo hospedeiro intermediário onde ocorre o desenvolvimento da L2 → L3 ou segundo Køie e Fagerholm (1995), paratênico ou segundo Garbin et al. (2013), metaparatênico; **(F)** hospedeiro definitivo ingere a L3 ao se alimentar do peixe infectado, onde a L3 sofrerá muda para L4 e posteriormente para adulto. Baseado em Huizinga (1967).

5. **MATERIAL E MÉTODOS**

5.1. LOCAL E COLETA DOS PEIXES

Os bagres-africanos (n=30) foram capturados por pescadores locais na Lagoa do Jacaré, localizado no distrito de Tocos, município de Campos dos Goytacazes, Estado do Rio de Janeiro, Brasil (Figura 6), com a aprovação doa Comissão de Ética de Uso de Animais (CEUA) da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UENF) (Anexo 1). Esses foram pescados utilizando linha de nylon número 10 (resistência de 10 libras) com 0,25 mm de diâmetro, anzol inoxidável 5/0 (5 cm de tamanho) e iscas diversas como anelídeos vivos, filé de peixe, massa de farinha com peixe triturado, etc.

Após a captura, os peixes foram transportados em caixas isotérmicas com gelo, diminuindo o estresse e promovendo processo de dessensibilização por resfriamento. No laboratório os exemplares foram eutanasiados por congelamento e estocados em freezers a -20ºC no Núcleo de Pesquisas Avançadas em Parasitologia (NUPAP), pertencente ao Centro Ciências e Tecnologias Agropecuárias (CCTA), localizado no Hospital Veterinário (HV) da UENF, para posterior análise.

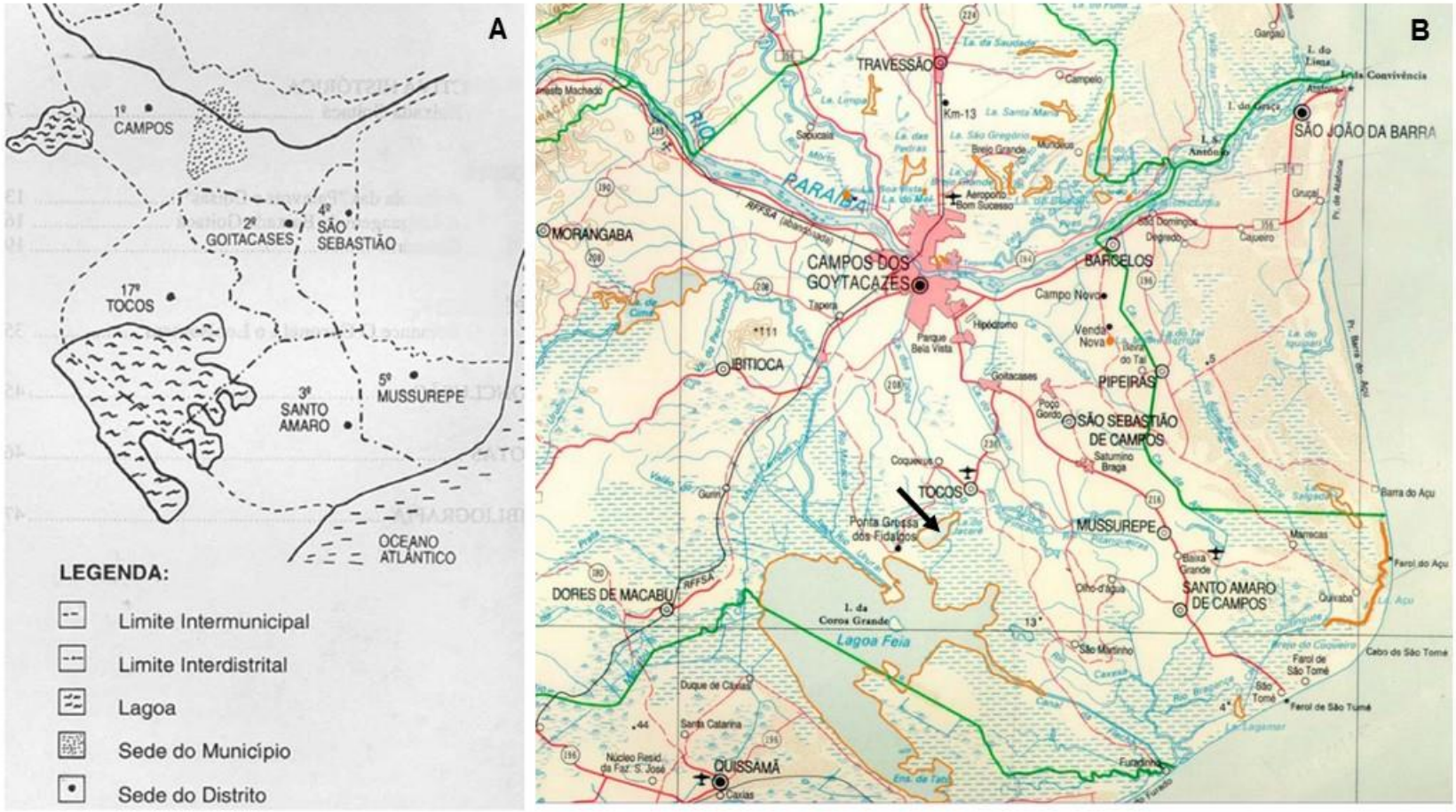

Figura 6. Mapa evidenciando em **(A)** os 1º, 2º, 3º, 4º, 5º e 17º distritos de Campos dos Goytacazes que constituem a Baixada Campista e em **(B)** o complexo lagunar dessa região destacando a Lagoa do Jacaré (→), de onde foram pescados 30 bagres-africanos, *Clarias gariepinus*. **Fonte:** Barcelos (1992) e Serla (2004).

5.2. NECROPSIAS E COLETA DOS PARASITOS

Os peixes foram retirados dos freezers 12 horas antes da necropsia, pesados e medidos (comprimento total e padrão), após evidenciação de total descongelamento. Antes da abertura da cavidade abdominal os peixes foram examinados externamente a procura de ectoparasitos e jatos de solução salina a 0,65% foram aplicados nas cavidades nasal e oral recolhendo-se esse lavado em recipientes separados e limpos, que foram examinados sob estereomicroscópio Tecnival SQF-F em aumento de 20 e 40x.

Os órgãos suprabranquiais e os arcos branquiais (Figura 7) foram retirados e lavados em tamis com malha de 0,025 mm, dissecados e também examinados sob estereomicroscópio em aumento de 20 e 40x. Uma incisão abdominal longitudinal foi feita e as vísceras retiradas tendo-se o cuidado de observar possíveis parasitos encistados na parede abdominal. O coração, fígado, baço, pâncreas e rins (Figura 8) foram separados individualmente em placas de Petri contendo solução salina a 0,65%, devidamente identificados, armazenados sob refrigeração até sua análise, cuidando-se para não ressecarem. Posteriormente foram dissecados com auxílio de pinças cirúrgicas e estiletes e examinados sob estereomicroscópio em aumento de 20 e 40x.

Durante a necropsia, o trato gastrintestinal foi separado em esôfago, estômago e intestinos (Figura 8). Esses foram abertos e lavados em água corrente, passando-se o conteúdo em tamis com malha de 0,025 mm e os lavados também examinados sob estereomicroscópio em aumento de 20 e 40x, para a coleta dos parasitos, com auxílio de estilete.

Após a retirada da pele foram coletadas amostras de tecido muscular, que foram filetados e prensados entre duas placas de vidro e colocados sob a luz de uma lâmpada comum, na tentativa de observação de cistos teciduais.

Os parasitos coletados dos órgãos foram lavados em solução salina a 0,65%, fixados em AFA por 48 horas e em seguida conservados em etanol 70% para futura quantificação e identificação. Pelo menos uma amostra de cada espécime foi fixada em solução Karnovsky visando ser processada para Microscópio Eletrônico de Varredura (MEV).

Figura 7. Órgãos suprabranquias (cabeças de seta) e os arcos branquiais (setas) de *Clarias gariepinus* pescado da Lagoa do Jacaré, distrito de Tocos, no município de Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil.

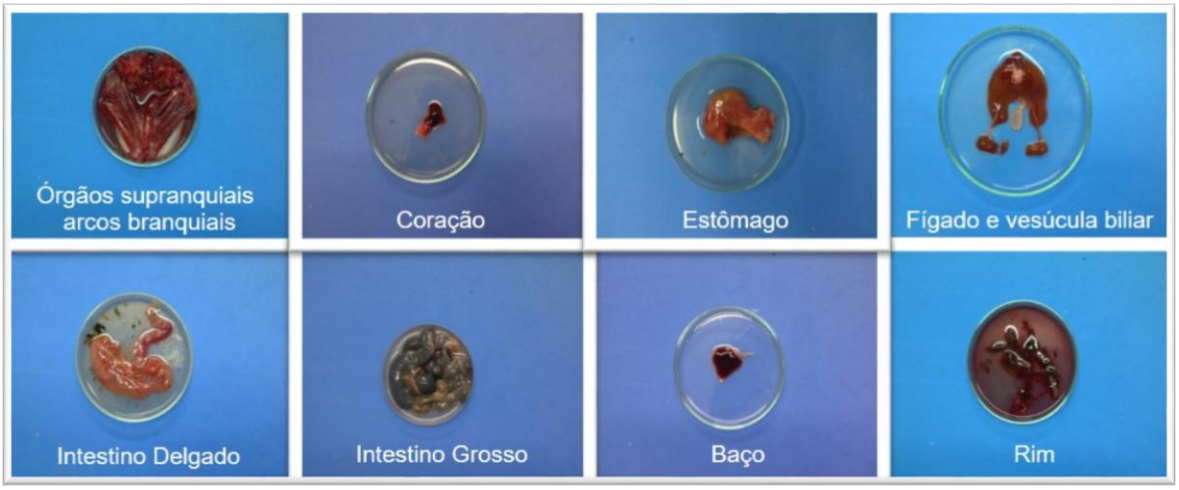

Figura 8. Vísceras, separadas em placas de Petri para análise da presença de parasitos, de *Clarias gariepinus* pescado da Lagoa do Jacaré, distrito de Tocos, no município de Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil.

5.3. PROCESSAMENTO DOS PARASITOS

5.3.1. Microscopia de luz

Espécimes de Acanthocephala, Cestoda, Trematoda foram corados com o processo regressivo com Carmim de Semichon. Alguns espécimes de Trematoda foram corados com Tricrômico de Gomori, além da coloração anterior, conforme descrito por Amato et al. (1991), com as seguintes modificações:

- Carmim de Semichon
  - Os espécimes foram lavados em etanol 70%;
  - Corados com carmim por tempo variado (Acanthocephala – overnight, Cestoda – quatro horas e Trematoda – duas horas);
  - Diferenciados em álcool ácido 2% por tempo variável, de acordo com cada espécime;
  - Desidratação crescente em etanol (50% - 70% - 80% - 90% - 95% - 100% - 100%), com duração de duas horas cada;
  - Clarificados em etanol 100% + óleo de cravo (25% - 50% - 75% - 100%) por 12 horas;
  - Montados em goma de Dammar;
  - Secados em estufa SOLAB-100 a 50 ºC.

- Tricrômico de Gomori
  - Os espécimes foram lavados em etanol 70%;
  - Hidratação crescente em etanol (50% - 30%), com duração de duas horas cada;
  - Lavados em água destilada;
  - Corados com tricrômico por duas horas;
  - Lavados novamente em água destilada;
  - Desidratação crescente em etanol (50% - 70%), com duração de duas horas cada;

- Diferenciados em álcool ácido 2% por tempo variável, de acordo com cada espécime;
- Desidratação crescente em etanol (80% - 90% - 95% - 100% - 100%), com duração de duas horas cada;
- Clarificados em etanol 100% + óleo de cravo (25% - 50% - 75% - 100%) por 12 horas;
- Montados em goma de Dammar;
- Secados em estufa a 50 ºC.

As larvas de Nematoda coletadas foram clarificadas, entre lâmina e lamínula em lactofenol de Amann (uma parte de água destilada, duas partes de glicerina, uma parte de ácido lático, e uma parte de ácido fênico), por tempo variável, dependendo da espessura dos espécimes.

Todas as lâminas foram observadas sob microscópio óptico Zeiss–Axiostar Plus equipado com câmera digital Canon – Power-Shot A640 para captura de imagens e utilizou-se o Software Zeiss–AxioVision Sample Images, onde foram realizadas as análises e as morfometrias das imagens. A esquematização e digitalização das mesmas foram realizadas utilizando-se o software Adobe Photoshop Elements 9.0, com auxílio de um “pen tablet” Intuos4 Wacon®. As medidas em micrômetros foram baseadas em cinco espécimes de Acanthocephala, nove de Trematoda e oito larvas de Nematoda. Os cestodeos não foram mensurados. A morfometria dos parasitos foi submetida à análise descritiva, definindo-se os valores mínimos e máximos, valores médios e desvios padrões com auxílio do software Microsoft Office Excel 2007.

5.3.2. Microscopia Eletrônica de Varredura

Os parasitos foram fixados em solução Karnovsky contendo 2,5% glutaraldeído, 4% paraformaldeído recém-preparado, 5 mM cloreto de cálcio pH 7,4 em tampão cacodilato 0,1 M, pH 7,2, lavados em tampão cacodilato 0,1 M e pós-fixados em solução contendo 2% tetróxido de ósmio, 5 mM cloreto de cálcio e 0,8 de ferrocianeto de potássio em tampão cacodilato 0,1 M, pH 7,2 por uma hora e lavados novamente em tampão cacodilato 0,1 M. As amostras foram desidratadas em série crescente com

etanol 30, 50, 70, 80, 90 e 100%, por uma hora cada, secas no aparelho de ponto crítico com dióxido de Carbono (CO_2), montadas em suporte para MEV com fita de carbono, metalizadas em ouro e observadas ao MEV Zeiss EVO MA 10, com uma voltagem de 15Kv.

5.4. ÍNDICES ECOLÓGICOS

Baseado nos dados parasitológicos coletados de *C. gariepinus*, foram calculados os valores de prevalência, intensidade, intensidade média e abundância média (BUSH et al., 1997), também foi calculada a riqueza de acordo com as fórmulas descritas abaixo:

$$\text{Prevalência} = \frac{\text{nº de peixes infectados}}{\text{nº de peixes examinados}}$$

$$\text{Intensidade} = \text{nº de parasitos encontrados / indivíduo infectado}$$

$$\text{Intensidade média} = \frac{\text{nº de parasitos encontrados}}{\text{nº de peixes infectados}}$$

$$\text{Abundância média} = \frac{\text{nº de parasitos encontrados}}{\text{nº de peixes examinados}}$$

$$\text{Riqueza} = \text{nº de espécies encontrados / indivíduo}$$

6. RESULTADOS

Os 30 peixes pescados e examinados foram identificados como *C. gariepinus* (Figura 9), baseado nas características morfológicas descritas por Skelton (2001). Desses, nove eram machos e 21 fêmeas. O peso dos bagres-africanos coletados variou de 564 a 5.000g, com média de 1.194 g ± 851. O comprimento total variou de 42 a 113cm, com média de 54 cm ± 13. O comprimento padrão variou de 37 a 100cm, com média de 46,92 cm ± 11,74.

Dos bagres-africanos coletados, 14 (47%) estavam infectados com pelo menos uma espécie de parasito, quatro machos (44%) e 10 fêmeas (48%). Foram coletadas um total de quatro espécies distintas de parasitos e identificadas como espécimes de Acanthocephala (13%) e Cestoda (7%), além de metacercárias de Diplostomidae (Trematoda) (30%) e larvas de *Contracaecum* sp. (Nematoda, Anisakidae) (30%). Os índices ecológicos calculados para os parasitos coletados dos bagres-africanos podem ser observados na Tabela 1, exceto a riqueza que variou de 1 a 4.

Não foram observados ectoparasitos (Monogenea e Copepoda) na superfície corporal, bem como nas brânquias e narinas dos peixes. Também não foram observados cistos de parasitos na musculatura, nem nos olhos dos bagres-africanos.

Figura 9. *Clarias gariepinus* pescado na Lagoa do Jacaré, distrito de Tocos, no município de Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil.

Tabela 1. Helmintos coletados dos 30 bagres-africanos, *Clarias gariepinus*, pescados na Lagoa do Jacaré, no distrito de Tocos, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil.

PARASITOS	AMOSTRAS[1]		ÍNDICES ECOLÓGICOS[2]		
	Peixes	Espécimes	Prevalência	AM	IM
Acanthocephala	4	20	13	0,67	5
Cestoda	2	5	7	0,17	2,5
Diplostomidae	9	190	30	6,33	21,1
Contracaecum sp.	9	20	30	0,67	2,2
TOTAL	**14**	**235**	**47**	**7,83**	**8**

[1]Peixes infectados dos 30 pescados e total de parasitos coletados nas amostras; [2]Prevalência em (%),(AM) abundância média e (IM) intensidade média.

6.1. ACANTHOCEPHALA

Em dois bagres-africanos machos (22%) e em duas fêmeas (10%) foi observado a presença de oito e 12 acantocéfalos, respectivamente. Os espécimes foram encontrados encistados no mesentério dos intestinos (Figura 10A) e na camada serosa do rin. No total foram coletados seis desses vermes, mas apenas três inteiros onde foi possível a visualização do cirro em dois indivíduos, já os demais somente das probóscides, pois os espécimes foram rompidos durante o desencistamento mecânico, realizado com auxílio de estiletes. Um dos acantocéfalos coletado inteiro foi perdido no procedimento de secagem em ponto crítico para MEV.

Os parasitos tinham o corpo sem espinhos (Figura 10B), medindo de 1.182 a 1.250 (n=2). Apenas dois espécimes inteiros foram corados para observação em microscopia óptica, enquanto que um estava completamente distendido, o outro estava enrugado, o que impossibilitou as medidas dos órgãos internos. No espécime distendido foi mensurada uma largura do corpo de 629 µm. Na extremidade anterior foi observada uma probóscide espinhosa retrátil ou invaginável, com comprimento total de 546 a 703 (615 ± 57,4; n=5) por 123 a 235 (166 ± 48,4; n=4) de largura. Apenas um espécime estava com a probóscide totalmente evaginada, a qual tinha 35 linhas com 10 espinhos cada, em forma de gancho e organizados em espiral (Figura 10C).

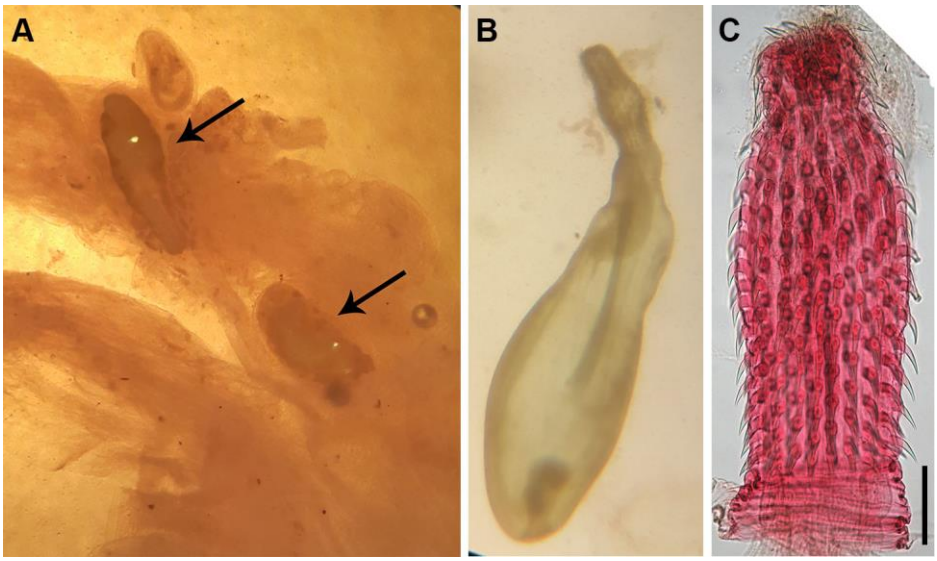

Figura 10. Espécimes de Acanthocephala coletados de *Clarias gariepinus* pescados na Lagoa do Jacaré, no distrito de Tocos, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil. **(A)** imagem observada sob o estereomicroscópio, de espécimes encistados (setas); **(B)** imagem observada sob o estereomicroscópio, sem coloração, logo após a coleta; **(C)** imagem de microscopia óptica da probóscide corada com carmim de Semichon. Barra: 20 µm.

6.2. CESTODA

Apenas dois espécimes de *C. gariepinus*, um macho (11%) e uma fêmea (5%), estavam parasitados por Cestoda, onde foram coletados três e dois vermes respectivamente. No entanto, durante o procedimento de observação e coleta dos parasitos, somente três espécimes foram recuperados. Além disso, esses três indivíduos estavam com o estróbilo incompleto, devido ao rompimento durante a coleta dos mesmos (Figura 11A; 11B). Tal fato impediu a aferição das medidas morfométricas desse parasito, contudo foi possível observar a presença de quatro ventosas musculares, bem como a ausência de rostelo e espinhos (Figura 11C).

Figura 11. Espécimes de Cestoda coletados de *Clarias gariepinus* pescados na Lagoa do Jacaré, no distrito de Tocos, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil. **A:** imagem observada sob o estereomicroscópio, sem coloração, logo após a coleta. **B:** imagem de microscopia óptica, sem coloração, evidenciando a região anterior. Barra: 100 µm. **C:** imagem de microscopia óptica de espécime corado com carmim de Semichon, evidenciando a região anterior. Barra: 20 µm.

6.3. TREMATODA

Dois machos (22%) e sete fêmeas (33%) dos bagres-africanos estavam infectados com trematodeos livres nas brânquias, órgãos suprabranquiais, coração, estômago, mesentério dos intestinos, fígado e cavidade corporal. Dos 190 vermes coletados, 98 (52%) estavam nos machos e 92 (48%) nas fêmeas e os mesmos foram identificados como metacercárias da superfamília Diplostomoidae.

Os trematodeos apresentaram corpo folicular com comprimento total variando de 618 a 913 (761 ± 109,3) e maior largura do corpo variando de 197 a 304 (246 ± 38,5) (Figura 12A; 12B). Papilas e dentículos não foram observados tanto na microscopia ótica quanto na microscopia eletrônica de varredura (Figura 12A; 12B; 12D). Região anterior, “forebody”, com comprimento total de 560 a 739 (633 ± 77,3), onde observou-se ventosa oral subterminal medindo 46 a 64 (55 ± 6,5) de comprimento por 42 a 67 (53,7 ± 7,0) de largura. Faringe muscular variou de 23 a 47 (34 ± 7,5) de comprimento por 19 a 32 (38,6 ± 4,4) de largura, seguido de um esôfago curto medindo 26 a 28 (27 ± 0,7) de comprimento, bifurcando em um par de cecos longos, com terminação cega perto da região posterior “hindbody”. A ventosa ventral mediu 37 a 51 (44 ± 3,7) de comprimento por 35 a 49 (43 ± 4,2) de largura, onde à distância dessa a extremidade anterior do corpo foi de 352 a 612 (458 ± 79,5) (Figura 12C). Na microscopia óptica foi observado um órgão tribocítico elíptico, com uma fissura mediana, localizado entre a ventosa ventral e a região posterior do corpo, medindo 67 a 115 (87 ± 18,9) de comprimento por 56 a 97 (75 ± 14,9) de largura (Figura 12A; 12B). Não foi possível a visualização dessa estrutura na MEV (Figura 12D). A mensuração da região posterior do corpo, “hindbody”, revelou comprimento total de 57 a 81 (69 ± 9,7). Nessa região, duas bexigas de reservas estavam presentes, próximas a extremidade posterior do corpo, e o primórdio genital ausente (Figura 12C).

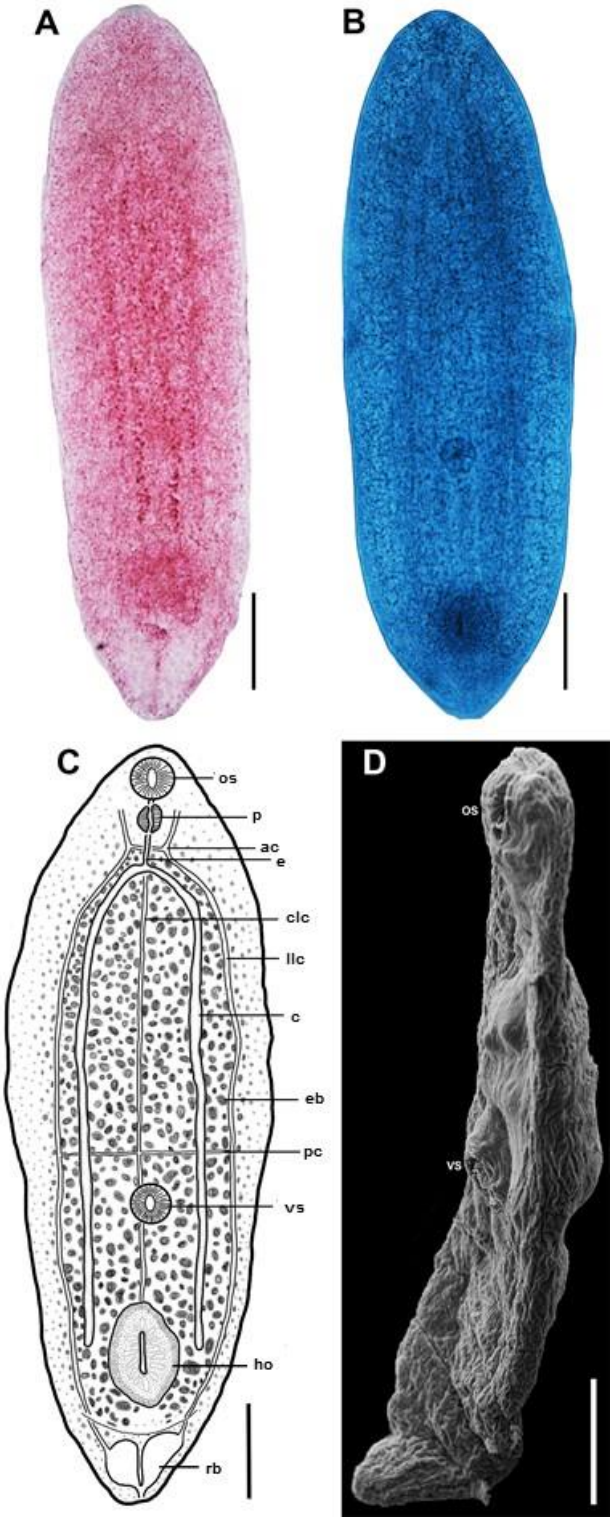

Figura 12. Metacercária de Diplostomoidae coletada de *Clarias gariepinus* pescados na Lagoa do Jacaré, no distrito de Tocos, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil. **A:** imagem de microscopia óptica de espécime corado com carmim de Semichon. Barra: 100 µm. **B:** imagem de microscopia óptica de espécime corado com tricrômico de Gomori. Barra: 100 µm. **C:** desenho evidenciando **(os)** ventosa oral; **(p)** faringe; **(ac)** comissura anterior; **(e)** esôfago; **(clc)** canal longitudinal central; **(llc)** canal longitudinal lateral; **(c)** ceco; **(eb)** corpos excretores; **(pc)** comissura posterior; **(vs)** ventosa ventral; **(ho)** órgão tribocítico; **(rb)** bexigas de reservas. Barra: 100 µm. **D:** imagem de microscopia eletrônica de varredura evidenciando **(os)** ventosa oral; **(vs)** ventosa ventral. Barra: 200 µm.

6.4. NEMATODA

Dos *C. gariepinus* capturados, nove (30%) estavam infectados com nematoides, sendo três machos (33%) e seis fêmeas (29%). Os vermes foram encontrados encistados nas vísceras (mucosa do estômago, mesentério, pâncreas e gordura peritoneal). Foram coletados um total de 20 espécimes de nematoides. Desses, 11 estavam em machos e nove em fêmeas e todos foram identificados como larvas de terceiro estádio (L3) de *Contracaecum* sp. (Figura 13A).

As larvas coletadas tinham aparência filiforme, com coloração esbranquiçada *in vivo*, presença de um minúsculo dente cuticular centralizado na extremidade anterior do corpo com contorno delicado e dois lábios (Figura 13B). O comprimento total variou de 12.409 a 24.459 (18.289 ± 3.764,4) e maior largura do corpo observada no terço final, mediu de 536 a 853 (685 ± 99,1). O poro excretor estava localizado próximo a abertura oral (Figura 13B) e a distância do anel nervoso até a extremidade anterior foi de 217 a 338 (293 ± 40,1). O esôfago muscular mediu de 1.521 a 2.459 (2.002 ± 313,5) e o ventrículo distinto de 60 a 146 (108 ± 30,6). O ceco intestinal voltado para a região anterior do corpo mediu de 930 a 1.643 (1.312 ± 221,6) e o apêndice ventricular relativamente pequeno mediu de 389 a 577 (475 ± 66,5). A largura do corpo ao nível do ânus mediu de 87 a 215 (140 ± 41,9) e a cauda de terminação cônica de 104 a 193 (142 ± 33,3), desprovida de espinho caudal (Figura 13C).

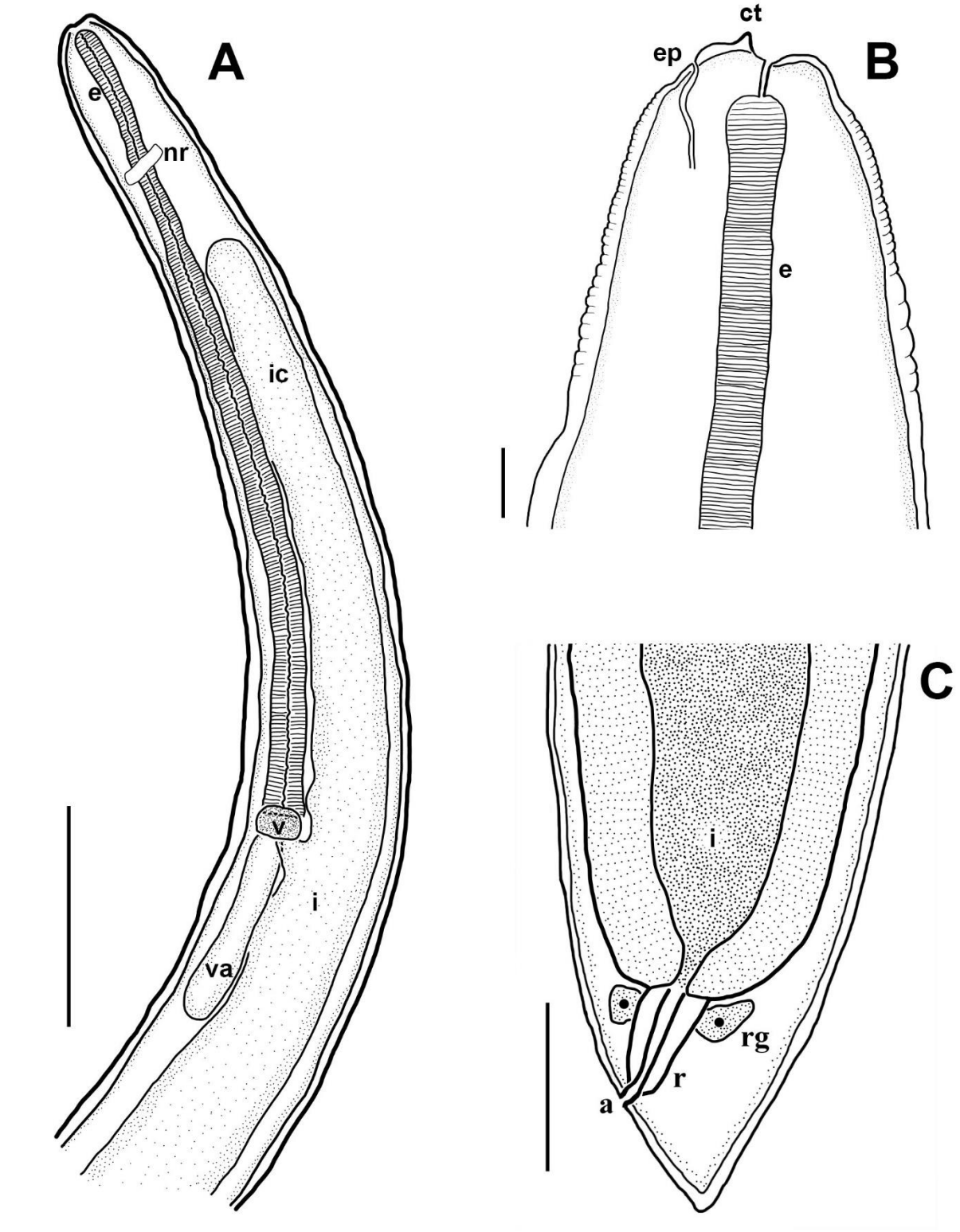

Figura 13. Larva de terceiro estádio de *Contracaecum* sp. coletada de *Clarias gariepinus* pescados na Lagoa do Jacaré, no distrito de Tocos, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil. **A:** região anterior evidenciando **(e)** esôfago; **(nr)** anel nervoso; **(ic)** ceco intestinal; **(v)** ventrículo; **(i)** intestino; **(va)** apêndice ventricular. Barra: 500 µm. **B:** extremidade anterior evidenciando: **(ct)** dente cuticular; **(ep)** poro excretor; **(e)** esôfago. Barra: 50 µm. **C:** extremidade posterior evidenciando: **(i)** intestino; **(rg)** glândulas retais; **(r)** reto; **(a)** ânus. Barra: 200 µm.

7. DISCUSSÃO

Os bagres-africanos, oriundos da Lagoa do Jacaré, não estavam infectados com ectoparasitos, diferentemente de peixes dessa espécie analisados nos estudos de Khalil e Mashego (1998), na África do Sul, e Tossavi et al. (2014), na Etiópia. Em ambas as pesquisas os ectoparasitas eram monogeneas e foram observados nas brânquias (Quadro 1).

Ao avaliar a riqueza de parasitos (1-4) em *C. gariepinus* da Baixada Campista, observou-se que essa foi a mesma obtida em pesquisas realizadas fora das Américas (BOOMKER, 1982; AKINSAYA; OTUBANJO, 2005; TOSSAVI et al., 2014) (Quadro 1). No entanto, Boomker (1994) e Oniey et. al., (2004) encontraram riquezas superiores (1-5), já os demais autores citados no Quadro 1, relataram riquezas inferiores ao do nosso estudo. Embora, as maiorias das pesquisas desenvolvidas no continente africano relataram uma elevada riqueza em *C. gariepinus*, o estudo de Tepe et al. (2013) (Quadro1), confirmado pelo presente estudo, demonstraram que esses peixes podem albergar outras espécies de parasitos fora da África, seu habitat original.

Os espécimes de parasitos encontrados nos bagres-africanos do Brasil (Tabelas 2; 3) eram formas larvais, o que sugere que esses peixes são hospedeiros intermediários e/ou hospedeiros paratênicos. O fato dos parasitos relatados em *C. gariepinus* da presente pesquisa (Tabelas 2; 3) serem distintos dos descritos no continente africano (Quadro 1), com exceção das larvas de *Contracaecum* sp. que tiveram morfologias semelhantes, sugere que esses peixes podem estar se infectando com espécies que parasitam peixes nativos dos ambientes onde os bagres-africanos estão vivendo, mas por não serem hospedeiro adequado, hipotetiza-se que esses podem estar atuando como hospedeiros de transporte ou paratênico.

7.1. ACANTHOCEPHALA

Neoechinorhynchus rutili é a única espécie de Acanthocephala relatada na literatura (ONIYE et al., 2004; AYANDA, 2009) parasitando *C. gariepinus* provenientes da Nigéria. Van Cleave e Lynch (1950) redescreveram essa espécie de diversos peixes norte americanos, demontrando que esses parasitos possuem baixa especificidade de hospedeiro. O gênero *Neoechinorhynchus* pertence à ordem Neoechinorhynchida Ward, 1917 e seus membros são parasitos exclusivamente de peixes, com probóscide de poucos ganchos (em torno de 30 ganchos). O que não foi observado nos espécimes coletados dos bagres-africanos de nossa pesquisa (Figura 10C), pois esses apresentaram um grande número de ganchos, aproximadamente 350 ganchos, dispostos em 35 fileiras com 10 ganchos cada. De acordo com a classificação proposta por Yamaguti (1963), Acanthocephala da ordem Echinorhynchida Southwell e Macfie, 1925, possuí uma probóscide com grande números de espinhos em forma de ganchos e são encontrados em diversos vertebrados aquáticos, semelhantes aos observados nos espécimes deste estudo (Figura 10C). Foi possível notar uma clara distinção entre a espécie de Acanthocephala relatada nos *C. gariepinus* do continente africano com os espécimes coletados na Lagoa do Jacaré através da observação da probóscide, onde observou-se que nestes espécimes essa era longa, aproximadamente 1/3 do comprimento total do corpo, enquanto que em *N. rutili* a probóscide era curta, aproximadamente 1/15 do comprimento total (Figura 10B).

A ordem Apororhynchida Thapar, 1927, possui espinhos ao invés de ganchos na probóscide não invaginável, visto que não foi observado receptáculo da probóscide, e a ordem Giganthorhynchida Southwell & Macfie, 1925, além de ser comumente encontrada em vertebrados terrestres, possui comprimento total do corpo relativamente maior que as demais (YAMAGUTI, 1963). Dessa forma, apesar do número de espécimes da presente pesquisa não ter sido significativo para descrever a morfologia geral do corpo, o que seria nescessário para a classificação a nível genérico e específico, tais espécimes foram identificados apenas como pertencentes a ordem Echinorhynchida, baseados na quantidade de espinhos da probóscide, no entanto diferente das relatadas em Bagres-Africanos até o momento.

7.2. CESTODA

Várias espécies de Cestoda foram identificadas em *C. gariepinus* do continente africano (Quadro 1). Dos gêneros descritos em bagres-africanos, quatro pertencem a ordem Caryophylidea Carus, 1863 (*Stocksia* Woodland, 1937, *Monobothrium*, *Lytocestus* e *Wenyonia*) que são caracterizados por possuírem corpo sem sinais de segmentação, interna e externa, ou seja, sem divisão em proglotes, com único conjunto de órgãos reprodutivos. Além disso, um escólex não especializado, com ou sem lóculos, bótrias ou acetábulo (MACKIEWICZ, 1994). O gênero *Polyonchobothrium* Diesing, 1854, relatado em *C. gariepinus* na Nigéria, pertencem a Ordem Pseudophyllidea Carus, 1863 que é caracterizada por possuir escólex com duas bótrias (uma dorsal e outra ventral), com rostelo presente ou ausente (BRAY et al., 1994). Os espécimes de cestodeos encontrados nos bagres-africanos da Baixada Campista se distinguem desses pela presença de quatro ventosas musculares bem desenvolvidas e ausência de bótrias, lóculos e acetábulo (Figura 11). Porém, o gênero *Proteocephalus* Wienland, 1858 (Ordem Proteocephalidea Mola, 1928) possui quatro ventosas, podendo ou não apresentar uma quinta ventosa apical ou um rostelo armado (REGO, 1994). O escólex coletado de *C. gariepinus* da lagoa do Jacaré, apesar de possuir as quatro ventosas, não foi observada a quinta ventosa apical nem o rostelo (Figura 11C).

Scholz et al (2009) redescreveram *Proteocephalus galanduligerus* (Jenicki, 1928) provenientes de *C. gariepinus* depositados em coleções helmintológicas. Essa espécie, parasito de *C. gariepinus* possui escólex esférico, com quatro pequenas ventosas, e grande órgão esférico apical, preenchendo praticamente todo o espaço interno do escólex, formado por células (glândulas) que se coram intensivamente. Esse órgão não foi observado nos cestodeos do nosso estudo, o que demonstra esta ser uma espécie distinta da que ocorre em *C. gariepinus* no continente africano (Figura 11).

7.3. TREMATODA

Os membros da superfamília Diplostomoidea são distintos dos demais grupos de Trematoda por possuírem um órgão tribocítico único (NIEWIADOMSKA, 2002a), o que nos permitiu caracterizar os espécimes de Trematoda coletados dos bagres-africanos da lagoa do Jacaré, do presente estudo como pertencentes a essa superfamília (Figura 12A; B; C). As metacercárias dessa superfamília possuem morfologia semelhante entre gêneros diferentes, o que impossibilita a identificação ao nível genérico. Desta forma, as metacercárias são classificadas em morfotipos como 'Tetracotyle', 'Diplostomulum', 'Naescus', 'Prohemistomulum' e 'Neodiplostomulum', baseado na estrutura da bexiga de reserva. O tipo mais simples da bexiga de reserva é característico das metacercárias do morfotipo 'Diplostomulum', que possuem três canais longitudinais conectados (um mediano e dois laterais), formando uma comissura na região anterior do corpo, próximo ao nível da faringe e outra posteriormente, anterior à ventosa ventral. O sistema de ramificações dos canais longitudinais é alargado nas porções terminais, formando uma bolsa terminal, contendo os corpos excretores, que podem ser ovais ou arredondados (NIEWIADOMSKA, 2002a). Tais características foram observadas nas metacercárias coletadas de *C. gariepinus* da Baixada Campista, o que permitiu inferir que essas eram do morfotipo 'Diplostomulum' (Figura 12C).

Segundo Gibson et al. (2002), em peixes de água doce, as metacercárias de Diplostomidae são encontradas encistadas, encapsuladas nos tecidos ou livres na pele, musculatura, olhos e sistema nervoso central, mais comumente relatadas nos dois últimos habitats (THATCHER, 2006). Barson et al. (2008) encontrou metacercárias de Diplostomidae, do morfotipo 'Tetracotyle' na musculatura e metacercárias não encistadas no intestino *C. gariepinus*, identificadas como *Diplostomum mashonense* Beverly-Burton, 1963. Contudo, nos bagres-africanos da nossa pesquisa, as metacercárias foram observadas livres em diversos órgãos. Relatos de ocorrência das metacercárias de Diplostomidae na cavidade craniana de *C. gariepinus* no continente africano são diversos (MASHEGO; SAAYMAN, 1989; MWITA; NKWENGULILA, 2004; 2010; MUSIBA; NKWENGULILA, 2006; CHIBWANA; NKWENGULILA, 2010; ZHOKHOV et al., 2010; CHIBWANA et al., 2013; 2015;

MOEMA et al., 2013). No entanto, a cavidade craniana dos bagres-africanos analisados no presente estudo não foi aberta durante a necropsia.

Trabalhos realizados no continente africano (MASHEGO; SAAYMAN, 1989; MWITA; NKWENGULILA, 2004; MUSIBA; NKWENGULILA, 2006; BARSON et al., 2008; CHIBWANA; NKWENGULILA, 2010; ZHOKHOV et al., 2010; CHIBWANA et al., 2015; MOEMA et al., 2013) classificam as metacercárias de Diplostomidae com base na presença ou ausência de pseudoventosas para distinguir três gêneros: *Diplostomum* e *Dolichorchis* com pseudoventosas e *Tylodelphys* sem essas estruturas. Entretanto, esses autores não descrevem as metacercárias em morfotipos de acordo com a estrutura das bexigas de reserva conforme descrito na chave da Superfamília Diplostomoidea (NIEWIADOMSKA, 2002a). Além disso, os três gêneros citados anteriormente possuem pseudoventosas no indivíduo adulto (NIEWIADOMSKA, 2002a). Não é possível a identificação em nível de gênero, baseando-se apenas nas mesocercárias e metacercárias, sem se ter um conhecimento do ciclo de vida completo do parasito, ou seja, sem conhecer o seu hospedeiro definitivo, onde se encontra o verme adulto (NIEWIADOMSKA, 2002b). O diagnóstico genérico e específico é baseado na morfologia dos caracteres gerais e principalmente do sistema reprodutivo, que estão ausentes nas formas larvais, portanto as chaves de identificação de Trematoda são baseadas em vermes adultos (DUBOIS, 1970; GIBSON et al., 2002). Dessa forma, a identificação do gênero das metacercárias coletadas dos bagres-africanos da Lagoa do Jacaré não foi possível. Segundo Chibwana e Nkwengulila (2010), somente Shigin (1971) apud Chibwana e Nkwengulila (2010) desenvolveu uma chave para identificação de espécies dessa classe na fase intermediária, mais precisamente para as metacercárias. Porém, esse trabalho foi escrito em russo e seu uso está restrito à região Palaeártica.

Prudhoe e Hussey (1977) descreveram três tipos de metacercárias de Diplostomidae em *C. gariepinus,* na África do Sul, dois do morfotipo ‘Diplostomulum’ (encistado no mesentério e não encistado na cavidade craniana, caracterizado como tipo I e II, respectivamente) e um do morfotipo ‘Neodiplostomulum’ (mesentério). Segundo esses autores, as metacercárias do morfotipo ‘Diplostomulum’ (tipo I e II) tinham duas pseudoventosas próximas a ventosa oral, o que não foi observado nesta pesquisa, mas Niewiadomska (2002a) afirma que o morfotipo ‘Diplostomulum’ pode ou não ter pseudoventosas. Já nas metacercárias do morfotipo ‘Neodiplostomulum’, descritas por Prudhoe e Hussey (1977), as pseudoventosas estavam ausentes,

semelhante às observadas neste estudo. Entretanto, de acordo com Niewiadomska (2002a), esse morfotipo possui a estrutura das bexigas de reservas mais complexa, a qual tem duas ou três comissuras adicionais conectando os canais laterais, medianos e bolsas terminais contendo os corpos excretores.

As espécies pertencentes aos gêneros *Diplostomum*, *Neodiplostomum* e *Alaria* possuem mesocercária e metacercária do morfotipo 'Diplostomulum' (NIEWIADOMSKA, 2002a), o que sugere que os bagres-africanos da Baixada Campista estão sendo hospedeiros intermediários ou paratênicos de pelo menos um desses gêneros de Trematoda. As metacercárias dos morfotipos 'Alaria' e 'Neodiplostomum' são encontradas principalmente em anfíbios (segundo hospedeiros intermediários), podendo também ser encontradas em répteis e mamíferos (hospedeiros paratênicos). No entanto, as metacercárias de 'Diplostomulum' são frequentemente encontradas em peixes (segundo hospedeiros intermediários) (NIEWIADOMSKA, 2002a), de acordo com nosso estudo. Os hospedeiros definitivos para os gêneros que possuem metacercárias do morfotipo 'Diplostomulum' em seu ciclo de vida, geralmente são aves (*Diplostomum* e *Neodiplostomum*) ou mamíferos (*Alaria*) (NIEWIADOMSKA, 2002b), o que indica que a forma adulta do trematodeo observado na presente pesquisa pode estar em aves ou mamíferos (Carnivora, Rodentia, Marsupialia), que podem estar se alimentando de bagres-africanos da Lagoa do Jacaré e se infectando fechando assim o ciclo. Os indivíduos adultos de *Diplostomum* spp. e *Alaria* spp. possuem pseudoventosas próximas a extremidade anterior, enquanto que no gênero *Neodiplostomum* essas estruturas estão ausentes. Dessa forma, provavelmente o gênero das metacercárias dos bagres-africanos da Baixada Campista seja *Neodiplostomum*, uma vez que esse gênero possui metacercária do morfotipo 'Diplostomulum' e as pseudoventosas estão ausentes na fase adulta, semelhante ao observado nas metacercárias de nossa pesquisa. Para confirmar tal hipótese, a realização de estudos baseados em biologia molecular ou uma infecção experimental seria necessário.

No presente estudo, uma baixa prevalência de infecções por metacercárias de Diplostomideos (Tabela 2) foi observada quando comparada com estudos realizados no continente africano (Tabela 2). No entanto, Barson et al. (2008) relatou uma prevalência inferior (11%) ao observado no Brasil (30%). Zhokhov et al. (2010) e Mwita e Nkwengulila (2004) encontraram prevalências semelhantes ao de nosso estudo (35% e 31%, respectivamente). Todavia, esses mesmos autores, apesar de

prevalências semelhantes, observaram intensidade média e abundância média superiores (Tabela 2) em relação ao de nossa pesquisa (Tabela 2). Diversos estudos realizados no continente africano relatam valores muito elevados de intensidade média e abundância aos encontrados em *C. gariepinus* provenientes da Lagoa do Jacaré (Tabela 2), o que demostrou que esses peixes podem estar atuando como hospedeiros paratênicos de espécies de parasitos nativos do país.

Tabela 2. Metacercárias relatadas em Bagres-africanos, *Clarias gariepinus*, no continente africano, comparadas as observadas nos 30 peixes dessa espécie capturados na Lagoa do Jacaré, no distrito de Tocos, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil.

DIPLOSTOMIDAE	**ÍNDICES ECOLÓGICOS**			**AUTORES**
	Prevalência Aproximada	**Intensidade Média**	**Abundância Média**	
Diplostomum mashonense	93 %	2391	-	Mashego e Saayman (1989)
	88 %	538,5	473,2	Mwita e Nkwengulila (2004)
	97 %	619,5	598,9	Musiba e Nkwengulila (2006)
	11 %	-	-	Barson et al. (2008)
Tylodelphys grandis	35 %	-	-	Zhokhov et al. (2010)
Tylodelphys sp.	31 %	98,4	30,0	Mwita e Nkwengulila (2004)
Tylodelphys sp. 1	75 %	76,7	57,2	Musiba e Nkwengulila (2006)
Tylodelphys sp. 2	94 %	393,5	370,2	Musiba e Nkwengulila (2006)
'Diplostomulum'	**30 %**	**21,1**	**6,3**	**Presente Estudo**

7.4. NEMATODA

As larvas de nematoides do gênero *Contracaecum* são semelhantes às larvas de *Hysterothylacium* spp. por possuírem ceco intestinal e apêndice ventricular. Entretanto, essas devem ser diferenciadas pela localização do poro excretor, onde em *Contracaecum* spp. essa estrutura está localizada na extremidade anterior, logo após o dente cuticular, enquanto que em *Hysterothylacium* spp. o poro excretor localiza-se na região do esôfago, ao nível do anel nervoso (KØIE; FAGERHOLM, 1995). Dessa forma, podemos inferir que as larvas coletadas de bagres-africanos, de nossa pesquisa pertencem ao gênero *Contracaecum*, pois além das características morfológicas comuns a esses dois gêneros, as larvas analisadas possuem o poro excretor na região anterior, próximo a abertura oral (Figura 13B). A morfologia dos espécimes coletados no presente estudo é característica de larvas de terceiro estádio (L3), por não apresentarem aparelho reprodutor desenvolvido, mas esôfago, anel nervoso, ventrículo e ceco desenvolvidos, ao contrário do que descreveu Huizinga (1967), para as larvas de segundo estádio (L2).

A identificação ao nível de espécie das larvas coletadas não foi possível, uma vez que a identificação específica de nematoides é realizada com base em um conjunto de caracteres morfológicos do sistema reprodutor, juntamente com sua morfometria, de espécimes machos e fêmeas (BARSON, 2004). Aliados a esses fatos, soma-se a escassez de trabalhos que descrevam a morfologia e a ultraestrutura das larvas de nematoides, sendo necessário o desenvolvimento de estudos baseados em biologia molecular para ou infecções experimentais para a obtenção do verme adulto (BARSON; AVENANT-OLDEWAGE, 2006a), o que não foi possível em nosso estudo. No entanto, o relato da ocorrência do gênero *Contracaecum* fora do continente africano é importante, pois demonstra que esses nematoides também ocorrem nesses peixes fora de seu habitat original.

Clarias gariepinus provenientes da Baixada Campista estavam infectados com larvas de terceiro estádio de *Contracaecum* sp. conforme já descrito na África do Sul (PRUDHOE; HUSSEY, 1977; WHITFIELD; HEEG, 1977; MASHEGO; SAAYMAN, 1981; BOOMKER, 1982; BOOMKER, 1994; BARSON; AVENANT-OLDEWAGE, 2006a), Zimbábue (BARSON, 2004; BARSON et al., 2008) e Uganda (MWITA; NKWENGULILA, 2004; 2010; AKOLL et al., 2011). Logo, a presença dessas larvas,

nesses peixes, no Brasil, pode ser indício de que junto com a introdução de *C. gariepinus*, na década de 80 (OZÓRIO et al., 2004), também pode ter ocorrido a introdução de parasitos exóticos que podem estar sendo disseminados nos ambientes naturais. Outra hipótese é que os espécimes de bagres-africanos analisados nesta pesquisa se infectaram com espécies de *Contracaecum* comuns à outros peixes nativos da área de estudo.

Prudhoe e Hussey (1977) coletaram larvas de *Contracaecum* spp. em *C. gariepinus* nos rios Elands e Olifants, em Transvaal e afirmaram que em peixes africanos de água doce essas larvas são extremamente comuns. Estudos realizados no continente africano relatam infecções por larvas de *Contracaecum* em *C. gariepinus* com elevada prevalência, alcançando 100% dos peixes analisados, com intensidades elevadas de até 700 a 2.000 larvas por peixe (MASHEGO; SAAYMAN, 1981; BOOMKER, 1982; 1994). A prevalência encontrada em nosso estudo (30%) foi similar a observada por Boomker (1982) na África, porém considerada baixa quando comparada com os demais estudos nessa localidade, exceto com os de Akoll et al. (2011) e Mwita e Nkwengulila (2004), com prevalências de 2 e 4% respectivamente (Tabela 3). Dessa forma, infecções por *Contraceacum* são consideradas mais prevalentes em peixes da África do Sul (BARSON; AVENANT-OLDEWAGE, 2006a), contrastando com a baixa prevalência de larvas de *Contracaecum* encontradas em *C. gariepinus* do Brasil. Isso pode sugerir que esses peixes estão se adaptando às espécies de *Contracaecum* já presentes no país, uma vez que, segundo Boomker (1994), as larvas de *Contracaecum* apresentam baixa especificidade de hospedeiro intermediário ou paratênico, podendo infectar várias espécies de peixes marinhos e de água doce. Outra hipótese seria a falta de predador natural dos bagres-africanos, a qual dificultaria o desenvolvimento da cadeia epidemiológica do parasito ou ainda que as larvas de *Contracaecum*, caso tenham sido introduzidas juntamente com *C. gariepinus* no Brasil, essas não encontraram um hospedeiro definitivo adequado na região, visto que na fase adulta, esses nematoides apresentam certo grau de especificidade de hospedeiro (THOMAS, 1937; WHITFIELD; HEEG, 1977), o que pode resultar numa baixa infecção ambiental e consequentemente, baixa infecção dos hospedeiros intermediários.

Tabela 3. Espécies de *Contracaecum* encontrados em Bagre-africano, *Clarias gariepinus*, no continente africano, comparados aos observados nos 30 peixes dessa espécie capturados na Lagoa do Jacaré, no distrito de Tocos, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil.

AUTORES	N*	Local	Estádios	ÍNDICES ECOLÓGICOS		
				Prevalência	Intensidade Média	Abundância Média
Mashego e Saayman (1981)	337	Várias Localidades	-	57%	-	-
Boomker (1982)	43	-	L_2	33%	0,74	2,29
Boomker (1982)	43	-	L_2	100%	355,65	355,65
Boomker (1994)	67	Rio Sabie	L_3	43%	4,00	-
Boomker (1994)	2	Rio Olifants	L_3	100%	2,00	-
Boomker (1994)	45	Rio Crocodilo	L_3	49%	32,00	-
Barson (2004)	202	-	L_2	43%	2,20	-
Mwita e Nkwengulila (2004)	1071	-	L_3	4%	-	-
Barson e Avenant-Oldewage (2006a)	-	-	L_2	86%	16,30	-
Akoll et al. (2011)	128	-	L_3	2%	6,30	-
Presente estudo	**30**	**Lagoa do Jacaré**	**L_3**	**30%**	**0,67**	**2,22**

*Número de peixes analisados.

Além disso, em peixes maiores (mais velhos) é comum encontrar uma carga parasitária maior do que em peixes jovens, o que demonstra uma infecção cumulativa. Segundo Madi e Silva (2005), peixes piscívoros com maior tamanho são mais difíceis de serem predados por aves, e com isso acumulariam maior quantidade de larvas de *Contracaecum* devido a sucessivas predações de hospedeiros intermediários infectados. Esse fato pode ser observado neste estudo, onde apenas um peixe apresentou comprimento total (113 cm) e peso (5 Kg) muito superior aos demais peixes (média de 52 cm e 1g), e assim como citado por Madi e Silva (2005), o peixe com maior comprimento total do corpo, teve um número total de larvas de *Contracaecum* consideravelmente superior (n=6) aos demais peixes analisados (n=2). Segundo Boomker (1994), altas prevalências de larvas de *Contracaecum* spp. estão presentes em corpos d'águas que são suportes para populações de aves piscívoras, que podem ser seus hospedeiros definitivos.

Grande parte dos relatos de parasitismo em *C. gariepinus* por larvas de *Contracaecum* citam esses parasitos no mesentério e na mucosa estomacal (BOOMKER, 1982; BOOMKER, 1994; BARSON et al., 2008; AKOLL et al., 2011). Mashego e Saayman (1981) encontraram essas larvas no fígado, tecido adiposo, musculatura do estômago e lúmen intestinal. Já Prudhoe e Hussey (1977) coletaram as mesmas de ductos biliares e da cavidade corporal de bagres-africanos. Em nossa pesquisa, além de observamos parasitismo no mesentério, tecido adiposo e mucosa do estômago, também encontramos uma larva encistada no pâncreas de um único peixe, que foi semelhante as demais larvas, sendo este o primeiro relato desse parasito no pâncreas de *C. gariepinus*.

Estudos sobre parasitos realizados no continente africano, de onde esses peixes são nativos, relatam outras espécies de nematoides parasitando *C. gariepinus* como *P. cyathopharynx* no intestino (MASHEGO; SAAYMAN, 1981; BOOMKER, 1982; 1994; MWITA; NKWENGULILA, 2004; AKINSANYA; OTUBANJO, 2005; BARSON et al., 2008; MOYO et al., 2009; TOSSAVI et al., 2014; MORAVEC; VAN AS, 2015a), *P. laeviconchus* no estômago (MASHEGO; SAAYMAN, 1981; BOOMKER, 1982; MWITA; NKWENGULILA, 2004; ONIYE et al., 2004; BARSON; AVENANT-OLDEWAGE, 2006a; AYANDA, 2009; TOSSAVI et al., 2014), *Skrjabinocara* sp. no estômago (BOOMKER, 1982), *Rhabdochona* spp. e *Capillaria* sp. no intestino, *S. petterae* no estômago (BOOMKER, 1994; MWITA; NKWENGULILA, 2004), *Eustrongyloide* spp. na cavidade corporal (MWITA;

NKWENGULILA, 2004) e *R. congolensis* (MWITA; NKWENGULILA, 2010). Nos bagres-africanos desta pesquisa não foram encontrados parasitos adultos de nenhuma das espécies citadas ou outra espécie que não do gênero *Contracaecum.*

Na literatura, há apenas um estudo com dados morfométricos de larvas de terceiro estádio de *Contracaecum* sp. em *C. gariepinus* realizado por Barson e Avenant-Oldewage (2006a). Esses autores mediram em micrômeros alguns caracteres comuns aos mensurados no presente estudo, como: comprimento total de 22.000 a 35.000 (média de 27.600), maior largura do corpo de 680 a 780 (710), ceco intestinal de 1.240 a 2.200 (1.720) e apêndice ventricular de 510 a 1040 (790). Quando comparado com o presente estudo, tais medidas não apresentaram distinção expressiva, entretanto, Barson e Avenant-Oldewage (2006a) observaram três lábios e um espinho caudal. Nas larvas de *Contracaecum* coletadas dos bagres-africanos do presente estudo, observou-se dois lábios e um dente cuticular, o que pode ter sido confundido por Barson e Avenant-Oldewage (2006a) como um terceiro lábio, mas de qualquer forma nesta pesquisa não foi observado espinho caudal nos espécimes analisados.

8. CONCLUSÃO

O presente trabalho de pesquisa é de extrema importância, pois descreve pela primeira vez a fauna parasitária de *C. gariepinus* fora do continente africano. Este permite inferir que o bagre-africano da Lagoa do Jacaré, distrito de Tocos, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil não é o hospedeiro definitivo de nenhuma das espécies de parasitos encontrados, portanto esse peixe está atuando na cadeia epidemiológica como hospedeiro intermediário ou paratênico de espécies de Acanthocephala e Cestoda diferentes do seu habitat natural, metacercárias do morfotipo ‘Diplostomulum’ e larvas de terceiro estádio de *Contracaecum* sp.

9. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Novos estudos, baseados em biologia molecular, são necessários para identificar a espécie de Acanthocephala, de Cestoda, das metacercárias de Diplostomatoidea e das larvas de *Contracaecum* sp. encontradas em *C. gariepinus* nesta pesquisa, a fim de averiguar se esses parasitos foram introduzidos juntamente com esse peixe exótico no meio ambiente ou se ele está sendo infectado por espécies de parasitos nativos do Brasil, e consequentemente participando da cadeia epidemiológica de parasitos já presentes no território brasileiro.

REFERÊNCIAS

AKINSANYA, B; OTUBANJO, O. A. Helminth parasites of *Clarias gariepinus* (Clariidae) in Lekki Lagoon, Lagos, Nigeria. Department of Zoology, Parasitology Unit, University of Lagos, Nigeria. **Revista Biología Tropical**, v.54, n. 1, p. 93-99, 2005.

AKOLL, P.; KONECNY, R.; MWANJA, W. W.; NATTABI, J. K.; AGOE, C.; SCHIEMER. Parasite fauna of farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and African catfish (*Clarias gariepinus*) in Uganda. **Parasitololy Research**, v. 110, n.1, p. 315-323, 2011.

AMATO, J. F. R.; BOEGER, W. A.; AMATO, S. B. **Protocolos para laboratório – coleta e processamento de parasitos de pescado**. Seropédica: Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 1991. 81 p.

ANZUATEGUI, I. A.; VALVERDE, C. C. **Rações pré-calculadas para organismos aquáticos: peixes tropicais, trutas, rãs e camarões de água doce**. Guaíba: Agropecuária, 1998. 135 p.

ARAI, H. P. Acanthocephala. In: MARGOLIS, L.; KABATA, Z. **Guide to the Parasites of Fishes of Canada Part III**. Canada: Special Publication of Fisheries and Aquatic Sciences 107, 1989. p. 01-90.

ARRIGTON, D. A.; WINEMILLER, K. O.; LOFTUS, W. F.; AKIN, S. How often do fishes “run on empty”? **Ecology**, v. 83, p. 2145-2151, 2002.

AYANDA, O. I. Comparison of parasitic helminthes infection between the sexes of *Clarias gariepinus* from Asa dam Ilorin, north-central Nigeria. **Scientific Research and Essay**, v. 4, n. 4, p. 357-360, 2009.

BARCELOS, A. **A Linguagem da Baixada Goitacá**. Rio de Janeiro: Lucerna, 1992. 48 p.

BARSON, M. The occurrence of *Contracaecum* sp. larvae (Nematoda: Anisakidae) in the catfish *Clarias gariepinus* (Burchell) from Lake Chivero, Zimbabwe. **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v.71, n.1, p. 35-39, 2004.

BARSON, M.; AVENANT-OLDEWAGE, A. Nematode parasites of *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) from the Rietvlei Dam, South Africa. **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v. 73, p. 87-94, 2006a.

BARSON, M.; AVENANT-OLDEWAGE, A. On cestode and digenean parasites of *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822), from the Rietvlei Dam, South Africa. **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v. 73, p. 101-110, 2006b.

BARSON, M.; BRAY, R.; OLLEVIER, F.; HUYSE, T. Taxonomy and faunistics of the helminth parasites of *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822), and *Oreochromis mossambicus* (Peters, 1852) from temporary pans and pools in the Save-Runde River Floodplain, Zimbabwe. **Comparative Parasitology**, v. 75, n. 2, p. 228-240, 2008.

BOOMKER, J. Parasites of South African freshwater fish. I. Some nematodes of the catfish [*Clarias gariepinus* (Burchell, 1822)] from the Hartbeespoort Dam. **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v. 49, n.1, p. 41-51, 1982.

BOOMKER, J. Parasites of South African freshwater fish. II. Redescription of the African species of the genus *Phyllodistomum* Braun, 1899 (Trematoda: Gorgoderinae) and the description of a new species. **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v. 51, n.2, p. 129-139, 1984.

BOOMKER, J. Parasites of South African freshwater fish. VI Nematode parasites of some fish species in the Kruger National Park. **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v. 61, n. 1, p. 35-43, 1994.

BRAY, R. A.; JONES, A.; ANDERSEN, K. I. Order Pseudophyllidea Carus, 1863. In: KHALIL, L. F.; JONES, A.; BRAY, R. A. (Eds.). **Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates**. United Kingdom: CAB Internatiinal, 1994. p. 205-247.

BURGESS, W. E. **An Atlas of Freshwater and Marine Catfishes**: a preliminary survey of the Siluriformes. Neptune City: TFH Publications, 1989. 784 p.

BUSH, A. O.; LAFFERTY, K. D.; LOTZ, J. M.; SHOSTAK, A. W. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. Revisited. **Journal of Parasitology**, v. 83, n. 4, p. 575-583, 1997.

CHAMBRIER, A.; SCHOLZ, T.; BELETEW, M.; MARIAU, J. A. New genus and species of Proteocephalidean (Cestoda) from *Clarias* catfishes (Siluriformes: Clariidae) in Africa. **Journal of Parasitology**, v. 95, n. 1, p. 160-168, 2009.

CHAPPELL, L. H.; HARDIE, L. J.; SECOMBES, C. J. Diplostomiasis: the disease and host–parasite interactions. In: PIKE, A. W.; LEWIS, J. W. (Eds). **Parasitic diseases of fish**. United Kingdom: Samara Publishing Limited, 1994. p. 59–86.

CHAPELL, L. H. The biology of diplostomatid eyeflukes of fishes. **Journal of Helminthology**, v. 69, n. 2, p. 97-101, 1995.

CHIBAWANA, F. D.; NKWENGULILA, G. Variation in the morphometrics of diplostomidmetacercarie (Digenea: Trematoda) infecting the catfish, *Clarias gariepinus* in Tanzania. **Journal of Helminthology**, v. 84, n. 2, p. 61-70, 2010.

CHIBAWANA, F. D.; BLASCO-COSTA, I.; GEORGIEVA, S.; ROSEA, M. K.; NKWENGULILA, G.; SCHOLZ, T.; KOSTADINOVA, A. A first insight into the barcodes for African diplostomids (Digenea: Diplostomidae): Brain parasites in *Clarias gariepinus* (Siluriformes: Clariidae). **Infection, Genetics and Evolution**, v. 17, p. 62-70, 2013.

CHIBWANA, F. D.; NKWENGULILA, G.; LOCKE, S. A.; MCLAUGHLIN, J. D.; MARCOGLIESE, D. J. Completion of the life cycle of *Tylodelphys mashonense* (Sudarikov, 1971) (Digenea: Diplostomidae) with DNA barcodes and rDNA sequences. **Parasitology Research**, v. 114, p. 3675–3682, 2015.

CLARIAS. **Panorama da aquicultura**. v. 4, n. 2, p. 16-18, 1994.

DABEDO, E. Reproductive biology and feeding habits of the catfish of *Clarias gariepinus* (Burchell) (Pisces: Clariidae) in Lake Awassa, Ethiopia. **Ethiopian Journal of Science**, v. 23, n. 2, p. 231-246, 2000.

DUBOIS, G. Synopsis des Strigeidae et des Diplostomatidae (Trematoda). **Mémories de la Société Neuchâteloise des Sciences Naturelles**, 1970. p. 259-727.

EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M.; PAVANELLI, G. C. **Diversidade dos parasitas de peixes de água doce do Brasil**. Maringá: Editora Clichetec, 2010. 333 p.

ERSOY, B.; OZEREN, A. The effect of cooking methods on mineral and vitamin contents of African catfish. **Food Chemistry**, v. 115, p. 419-422, 2009.

FROESE, R.; PAULY, D. **Fish Base**. 2003. Disponível em: <http://www.fishbase.us/country/CountryList.php?ID=1934&GenusName=Clarias&SpeciesName=gariepinus>. Acesso em: 17 jan. 2016.

GARBIN, L. E.; MATTIUCCI, S.; PAOLETTI, M.; DIAZ, J. I.; NASCETTI, G.; NAVONE, G. T. Molecular identification and larval morphological description of *Contracaecum pelagicum* (Nematoda: Anisakidae) from the anchovy *Engraulis anchoita* (Engraulidae)

and fish-eating birds from the Argentine North Patagonian Sea. **Parasitology International**, v. 62, p. 309–319, 2013.

GIBSOM, D. I.; JONES, A.; BRAY, R. A. **Keys to the Trematoda**. Wallingford: CABI Publishing and The Natural History Museum, 2002. v. 1. 521 p.

HASSAN, A. A; AKINSANYA, B; ADEGBAJU, W. A. Impacts of helminth parasites on *Clarias gariepinus* and *Synodontisclarias* from Lekki Lagoon, Lagos, Nigeria. **Report and Opinion**, v.2, n. 11, p. 42-48, 2010.

HUIZINGA, H. W. The Life Cycle of *Contracaecum multipatillatum* (von Drasche, 1882) Lucker, 1941 (Nematoda: Heterocheilidae). **The Journal of Parasitology**, v. 53, n. 2, p. 368-375, 1967.

IBAMA. **Estatística da pesca 2005 Brasil: Grandes regiões e unidades de confederação**. Brasília: Ibama, 2007. 147 p.

KHALIL, L. F.; JONES, A.; BRAY, R. A. **Keys to the Cestode parasites of vertebrates**. Wallingford: CAB International, 1994. 751 p.

KHALIL, L. F.; MASHEGO, S. N. The African monogenean gyrodactylid genus *Macrogyrodactylus* Malmberg, 1957, and the reporting of three species of the genus on *Clarias gariepinus* in South Africa. **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v. 65, p. 223-231, 1998.

KØIE, M.; FAGERHOLM, H. The life cycle of *Contracaecum osculatum* (Rudolphi, 1802) sensu stricto (Nematoda, Ascaridoida, Anisakidae) in view of experimental infections. **Parasitology Research**, v. 81, n.6, p. 481–489, 1995.

LUQUE, J. L. Parasitos: ¿Componentes ocultos de la biodiversidad? Parasites: A hidden component of the biodiversity? **Biologist**, v. 6, n. 1, p. 5-7, 2008.

MACHADO, P. M.; TAKEMOTO, R. M.; PAVANELLI, G. C. *Diplostomum* (*Austrodiplostomum*) *compactum* (Lutz, 1928) (Platyhelminthes, Digenea) metacercariae in fish from the floodplain of the Upper Parana River, Brazil. **Parasitology Research**, v. 97, n. 6, p. 436-444, 2005.

MACKIEWICZ, J. S. Order Caryophyllidea van Beneden in Carus, 1863. In: KHALIL, L. F.; JONES, A.; BRAY, R. A. (Eds.). **Keys to the Cestode parasites of vertebrates**. United Kingdom: CAB INTERNATIINAL, 1994. p. 21-43.

MADI, R. R. **Utilização dos helmintos parasitas de *Geophagus brasiliensis* (Quoy & Gaimard, 1824) (Perciformes; Cichilidae) como indicadores ambientais**. 2005. 110 f. Tese (Doutorado em Biologia Animal) – Universidade Estadual de Campinas, Campinas. 2005.

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

MARGOLIS, L.; KABATA, Z. (Eds.). **Guide to the Parasites of Fishes of Canada**. Ottawa: NRC Press, 1996. n. 124, 373 p.

MARTINS, M. L. Manejo sanitário na piscicultura. In: RANZANI-PAIVA, M. J. T.; TAKEMOTO, R. M.; LIZAMA, M. A. P. (Org.). **Sanidade de organismos Aquáticos**. São Paulo: Varela, 2004. p. 323-332.

MASHEGO, S. N.; SAAYMAN, J. E. Observations on the prevalence of nematode parasites of the catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822), in Lebowa, South Africa. **South African Journal of Wildlife Research**, v. 11, p. 46-48, 1981.

MASHEGO, S. N.; SAAYMAN, J. E. Digenetic trematodes and cestodes of *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) in Lebowa, South Africa, with taxonomic notes. **South African Tydskr. Natuurnav.**, v. 19, n. 1, p. 17-20, 1989.

MOEMA, E. B. E.; KING, P. H.; RAKGOLE, J. N.; BAKER, C. Descriptions of diplostomid metacercariae (Digenea: Diplostomidae) from freshwater fishes in the Tshwane area. **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v. 80, n. 1, p. 1-7, 2013.

MORAVEC, F.; VAN AS, L. L. Studies on some spirurids (Nematoda: Spirurida) from fishes of the Okavango River, Botswana. **Systematic Parasitology**, v. 91, p. 119-138, 2015a.

MORAVEC, F.; VAN AS, L. L. *Procamallanus* (*Procamallanus*) spp. (Nematoda: Camallanidae) in fishes of the Okavango River, Botswana, including the description of P. (P.) *pseudolaeviconchus* n. sp. Parasitic in *Clarias* spp. (Clariidae from Botswana and Egypt. **Systematic Parasitology**, v. 91, p. 137-149, 2015b.

MOYO, D. Z.; CHIMBIRA, C.; YALALA, P. 2009. Observations on the helminth parasites of fish in Insukamini Dam, Zimbabwe. **Research Journal of Agriculture and Biological Sciences**, v. 5, n. 5, p. 782-785, 2009.

MUSIBA, M. J.; NKWENGULILA, G. Occurrence of metecercarie of *Diplostomum* and *Tylodelphys* species (Diplostomidae) in *Clarias* species (Clariidae) from Lake Victoria. **Tanzania Journal of Science**, v. 32, n. 1, p. 89-98, 2006.

MWITA, C.; NKWENGULILA, G. Parasites of *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) (Pisces: Clariidae) from the Mwanza Gulf, Lake Victoria. **Tanzania Journal of Science**, v. 30, n.1, p, 53-62, 2004.

MWITA, C.; NKWENGULILA, G. Phylogenetic relationships of the metazoan parasites of the Clariid fishes of lake Victoria inferred from partial 18S rDNA sequences. **Tanzania Journal of Science**, v. 36, p. 47-57, 2010.

NIEWIADOMSKA, K. The genus *Diplostomum* – taxonomy, morphology and biology. **Acta Parasitologica**, v. 41, n. 2, p. 55–66, 1996.

NIEWIADOMSKA, K. Superfamily Diplostomoidae Poirier, 1886. In: GIBSON, D. I.; JONES, A.; BRAY, R. A. (Ed.). **Keys to the Trematoda**. Wallingford: CABI Publishing and The Natural History Museum, 2002a. v. 1. p. 159-166.

NIEWIADOMSKA, K. Family Diplostomidae Poirier, 1886. In: GIBSON, D. I.; JONES, A.; BRAY, R. A. (Ed.). **Keys to the Trematoda**. Wallingford: CABI Publishing and The Natural History Museum, 2002b. v. 1. p. 167-196.

ONIEY, S. J.; ADEBOTE, D. A.; AYANDA, O. I. Helminth parasites of *Clarias gariepinus* (Teugels) in Zaria, Nigeria. **Journal of Aquatic Sciences**, v. 19, n. 2, p. 71-75, 2004.

OVERSTREET, R. M. **Marine maladies? Worms, germs and other symbionts from the Northern Gulf of Mexico**. United Kingdom: Mississippi-Alabama Sea Gram Consortium, 1978. 140 p.

OZÓRIO, R. O. A.; AVNIMELECH, Y.; CASTAGNOLLI, N. Sistemas intensivos fechados de produção de peixes. In: CYRINO, J. E. P., et al. **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: Tecart, 2004. p. 11-15.

PAVANELLI, GILBERTO C; EIRAS J. C; TAKEMOTO R. M. **Doenças de peixes: profilaxia e tratamento**. Maringá: EDUEM; 2008. 311p.

POULIN, R. **Evolutionary ecology of parasites: from individuals to communities**. 1 ed. New York: Chapman & Hall, 1998. 212 p.

PRINSLOO, J. F.; SCHOONBEE, H. J.; WALT VAN DER, I. H. Production studies with red and normal varieties of the sharptooth catfish *Clarias gariepinus* (Burchell) using a mixture of minced fish, bakery-floor sweepings and a formulated pelleted diet. **Water AS**, v. 15, n. 3, p. 185-190, 1989.

PRUDHOE, S.; HUSSEY, C. G. Some parasitic worms in freshwater fishes and fish-predators from the Transvaal, South Africa. **Zoologica Africana**, v. 12, n. 1. P. 113-147, 1977.

REGO, A. A. Order Proteocephalidea Mola, 1928. In: KHALIL, L. F.; JONES, A.; BRAY, R. A. (Eds.). **Keys to the Cestode parasites of vertebrates**. United Kingdom: CAB INTERNATIINAL, 1994. p. 257-293.

ROHDE, K. **Ecology of marine parasites**. Queensland: University of Queensland Press, 1982. 244 p.

SCHMIDT, G. D. **How to know the tapeworms**. Dubuque: Wm. C. Brown Company Publishers, 1970. 266 p.

SCHOLZ, T.; CHAMBRIER DE, A.; BELETEW, M.; MAHMOUD, Z. N. Redescription of *Proteocephalus glanduligerus* (Cestoda: Proteocephalidae), a parasite of Clariid catfishes in Africa with a unique glandular apical organ. **Journal of Parasitology**, v. 95, n. 2, p. 443-449, 2009.

SERLA. **Projeto de demarcação das FMP – Faixas marginais de proteção das principais lagoas da Baixada Campista**. 2004. Disponível em: <http://www.winnerempreendimentos.com/demarcalagoas.htm>. Acesso em: 22 fev. 2017.

SKELTON, P. H. **A complete guide to the freshwater fishes of Southern Africa**. Struik Publishers: Cape Town, 2001.

SOUZA, M. L. R.; LIMA, S.; FURUYA, W. M.; PINTO, A. A.; LOURES, B. T. R. R.; POVH, J. A. Estudo de carcaça de bagre africano (*Clarias gariepinus*) em diferentes categorias de peso. **Acta Scientiarum**, v. 21, n. 3, p. 637-644, 1999.

SZIDAT, L.; NANI, A. 1951. Diplostomiasis cerebralis del pejerrey. Una grave epizootia que afecta a la economia nacional producida por larvas de trematodes que destruyen el cerebro de los pejerreyes. **Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", Zoología**, v. 1, n. 8, p. 323-384, 1951.

TEPE, Y.; OGUZ, M. C.; BELK, M.; ÖZGEN, R. *Orientocreadium batrachoides* Tubangui, 1931 (Orientocreadiidae): the only trematode parasite of *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) (Clariidae) from the Asi River (Southern Turkey). **Türkiey Parazitoloji Dergisi**, v. 37, n. 3, p. 203-207, 2013.

TEUGELS, G. G. A systematic revision of the African species of the genus *Clarias gariepinus* (Pisces; Clariidae). **Zoologische Wetenschappen: Sciences Zoologiques**, v. 247, p. 2-192, 1986.

THATCHER, V. E. **Aquatic Biodiversity in Latin America: Amazon Fish Parasites**. Bulgaria: Pensoft Publishers, 2006. 496 p.

THOMAS, L. J. On the life cycle of *Contracaecum spiculigerum* (Rud.). **Journal of Parasitology**, v. 23, p. 429-431, 1937.

THOMPSON, J. N. **The coevolutionary process**. Chicago and London: The University of Chicago Press, 1994. 376 p.

TOLEDO, R., FRIED, B. **Digenetic Trematode**. New York: Springer, 2014. 474 p.

TOVASSI, N. D.; GBANKOTO, A.; ADITÉ, A.; IBIKOUNLÉ, M.; GRUNAU, C.; SAKITI, G. N. Metazoan parasite communities of catfishes (Teleostei: Siluridae) in Benin (West Africa). **Parasitology Research**, v. 113, n. 11, p. 3973-3983, 2014.

VAN CLEAVE, H. J. V.; LYNCH, J. E. The circumpolar distribution of *Neoechinorhynchus rutili*, an Acanthocephalan parasite of fresh-water fishes. **Transactions of the American Microscopical Society**, v. 69, n. 2, p. 156-171, 1950.

WALDMAN, J. R.; GROSSFIELD, J.; WIRGIN, I. Review of stock discrimination techniques for striped Bass. **North American Journal of Fisheries Management**, v. 8, p. 410-425, 1988.

WHITFIELD, A. H.; HEEG, J. On the life cycles of the cestode *Ptychobothrium belones* and nematodes of the genus *Contracaecum* from Like St Lucia, Zululand. **South African Journal of Science**, v. 73, p. 121-122, 1977.

YAMAGUTI, S. **Systema helminthum**. New York and London: Interscience Publisher, 1963. 423 p.

ZHOKHOV, A. E.; MOROZOVA, D. A.; TESSEMA, A. Trematode metacercariae from the cranial cavity of African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) from Lake Tana, Ethiopia. **Inland Water Biology**, v. 3, n. 2, p. 160-164, 2010.

ANEXO I – Licença da Comissão de Ética de Uso de Animais (CEUA/UENF) – Protocolo nº 330, de 22 de março de 2016.

UENF

Reitoria
Comissão de Ética no Uso de Animais-CEUA

CERTIFICADO

Certificamos que o Protocolo nº 330, intitulado "FAUNA PARASITÁRIA DE BAGRE-AFRICANO, Clarias gariepinus (Burchel, 1822) (PISCES, SILURIFORMES)" sob a responsabilidade do Dr. Francisco Carlos Rodrigues de Oliveira, Centro de Ciências Tecnológicas e Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense, está de acordo com os Princípios Éticos na Experimentação Animal adotado pela Sociedade Brasileira de Ciência de Animais de Laboratório/Colégio Brasileiro de Experimentação Animal (SBCAL/CCBEA) bem como a lei federal 11. 794 e foi aprovado pela COMISSÃO DE ÉTICA DE USO DE ANIMAIS (CEUA - UENF) em reunião ocorrida em 22/03/2016. Este programa está licenciado na presente formatação e tem validade até 22/03/2020.

Campos dos Goytacazes, 22 de março de 2016.

Clovis de Paula Santos
Presidente da Comissão de Ética de uso de Animais

Clovis de Paula Santos
Presidente CEUA/UENF

Av. Alberto Lamego, 2000 - Parque Califórnia - Campos dos Goytacazes/ RJ - 28013-602
Tel.: (22) 2739-7162 - Fax: (22) 2739-9178 - correio eletrônico: ceua@uenf.br

ANEXO II – Comprovante de confirmação de submissão do manuscrito "Short Communication: First report of nematodes parasitizing the four-eyed-fish, *Anableps anableps* (Pisces, Cyprinodontiformes)", na Parasitology Research.

Assunto:	Submission Confirmation
De:	Journal of Helminthology (em@editorialmanager.com)
Para:	nicoleederli@yahoo.com.br;
Data:	Quarta-feira, 16 de Novembro de 2016 17:29

Dear Dr Ederli,

Your submission entitled "First report of nematodes parasitizing the four-eyed-fish, Anableps anableps (Pisces, Cyprinodontiformes)" has been received by the Editorial Office.

You will be able to check on the progress of your paper by logging onto Editorial Manager as an author at the following URL: http://joh.edmgr.com/.

Your manuscript will be given a reference number once an Editor has been assigned.

Thank you for submitting your work to Journal of Helminthology.

Kind regards,

Editorial Office
Journal of Helminthology

Journal of Helminthology is participating in the PEER project. This project, which is supported by the European Union EC eContentplus programme (http://ec.europa.eu/information_society/activities/econtentplus/index_en.htm), aims to monitor the effects of systematic self-archiving (author deposit in repositories) over time. If your submission is accepted, and you are based in the EU, you may be invited to deposit your accepted manuscript in a repository as part of this project. The project will develop models to illustrate how traditional publishing systems may coexist with self-archiving. For further information please visit the PEER project website at http://www.peerproject.eu/.