

MINISTÉRIO DA SAÚDE
FUNDAÇÃO OSWALDO CRUZ
INSTITUTO OSWALDO CRUZ

Mestrado no Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde

HELMINTOFAUNA DE *KYPHOSUS INCISOR* (PERCIFORMES:
KYPHOSIDAE) (CUVIER, 1831) DA COSTA DO RIO DE JANEIRO, RJ.

VIVIANE DA SILVA COSTA FERNANDES

Rio de Janeiro
Junho de 2015

Ficha catalográfica elaborada pela
Biblioteca de Ciências Biomédicas/ ICICT / FIOCRUZ - RJ

F363 Fernandes, Viviane da Silva Costa

Helmintofauna de *Kyphosus incisor* (Perciformes: Kyphosidae)(Cuvier, 1831) da costa do Rio de Janeiro / Viviane da Silva Costa Fernandes. – Rio de Janeiro, 2015.

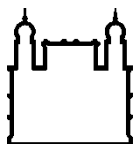
xiv,68 f. : il. ; 30 cm.

Dissertação (Mestrado) – Instituto Oswaldo Cruz, Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde, 2015.

Bibliografia: f. 59-66

1. Pirangica. 2. Kyphosidae. 3. Helmintos. 4. Parasitologia. I. Título.

CDD 592.3



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

INSTITUTO OSWALDO CRUZ

Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde

VIVIANE DA SILVA COSTA FERNANDES

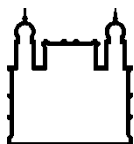
Helmintofauna de *Kyphosus incisor* (Perciformes: Kyphosidae) (Cuvier, 1831) da costa do Rio de Janeiro, RJ.

Dissertação apresentada ao Instituto Oswaldo Cruz como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Biodiversidade e Saúde

Orientadora: Dr.^a Cláudia Portes Santos Silva

RIO DE JANEIRO

Junho de 2015



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

INSTITUTO OSWALDO CRUZ

Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde

VIVIANE DA SILVA COSTA FERNANDES

**Helmintofauna de *Kyphosus incisor* (Perciformes: Kyphosidae) (Cuvier, 1831)
da costa do Rio de Janeiro, RJ**

ORIENTADORA: Prof^a. Dr^a. Cláudia Portes Santos Silva

Aprovada em: 30 de junho de 2015.

EXAMINADORES:

Prof^a. Dra Simone Chinicz Cohen (Fiocruz/RJ) – Presidente/Revisora

Prof. Dr. José Luis Luque (UFRRJ)

Prof. Dr. Anderson Dias César (Universidade Castelo Branco)

Prof. Dr. Arnaldo Maldonado Júnior (Fiocruz/RJ) - Suplente

Prof^a. Dra. Aldenice Nazaré Silva Pereira (IFAC/Acre) - Suplente

Rio de Janeiro, 30 de junho de 2015.

Dedico esse trabalho ao meu filho Danniell, minha fonte de inspiração, aquele que me dá ânimo para galgar degraus mais altos, sem desanimar. Obrigada pela compreensão e amor!

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus por seu amor, cuidado e direcionamento. Sem Ele não seria possível chegar até aqui, pois foi uma árdua jornada, uma batalha constante para a realização de um grande sonho.

À minha família pela compreensão, cooperação e sobretudo paciência! Meu marido Leandro por estar sempre disponível para me ajudar. Meu filho Daniel, que mesmo sem compreender o que estava acontecendo, dedicou-me seu amor e cuidado e abdicou parte do seu tempo comigo para “a mamãe trabalhar”. Minha mãe Vania por sempre acreditar na minha capacidade, me incentivando a nunca desistir. Meu irmão Márcio e minha cunhada Priscila pelo incentivo e palavras de estímulo.

À minha orientadora, Dra. Cláudia Portes Santos Silva por ter me aceito de volta, permitindo a realização deste trabalho. Deixo registrado minha profunda admiração e respeito por essa pesquisadora incansável, que mesmo com tantos afazeres se preocupa com o bem-estar de seus alunos e se dedica em passar não somente seu conhecimento científico, mas lições de caráter que serão úteis por toda vida.

Aos amigos conquistados no Laboratório de Promoção e Avaliação da Saúde Ambiental: Aline Moreno, Ana Carolina Camargo, Ana Cristina Costa, Cristina Mogrovejo, Claudiane Brainher, Daniele Miranda, Everton Gustavo Nunes, Juliana Novo, Karina Correa Lopes, Luiz Felipe Gullo e Ronaldo de Carvalho, pela imensa ajuda na realização do projeto e pelos divertidíssimos momentos de descontração, sem os quais seria impossível não surtar!

Às minhas amigas Elaine Cristina Costa e Glauce Campanham pelo auxílio na revisão e grande amizade.

Ao Instituto Oswaldo Cruz pelo apoio técnico através das Plataformas de Microscopia Eletrônica, PDTIS – Sequenciamento. Ao LAPSA, em especial ao Dr. Mário Gatti da Coleção Micológica Trichocomaceae e ao Sr. Rodolfo Cunha por sua gentileza e dedicação.

Ao secretário do Pavilhão Lauro Travassos, Lindomberto Farias, pela ajuda e amizade.

Aos funcionários da Biblioteca de Ciências Biomédicas da FIOCRUZ, por serem tão solícitos e fazerem verdadeiros milagres, recuperando artigos científicos já há muito esquecidos.

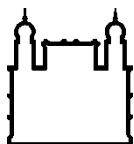
Aos professores do Curso de Pós-graduação em Biodiversidade e Saúde, pelos ensinamentos.

À CAPES, FAPERJ, CNPq e Instituto Oswaldo Cruz pelo financiamento do projeto de pesquisa.

Aos professores que gentilmente aceitaram fazer parte da banca examinadora do presente trabalho.

A todos aqueles que contribuíram de forma direta ou indireta para a realização desse trabalho, meu muito obrigado!

*“Luto para sobreviver
Com os olhos voltados para o Céu.
Espinhas me fazem sofrer,
Mas resisto na luta com a Graça de
quem já venceu”
Gabriel Louback (Oficina G3)*



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

INSTITUTO OSWALDO CRUZ

HELMINTOFAUNA DE *KYPHOSUS INCISOR* (PERCIFORMES: KYPHOSIDAE) (CUVIER, 1831)

DA COSTA DO RIO DE JANEIRO, RJ

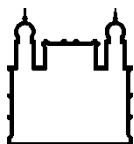
RESUMO

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO EM BIODIVERSIDADE E SAÚDE

Viviane da Silva Costa Fernandes

A região Neotropical conta com a maior biodiversidade de peixes no mundo. No Brasil ocorrem 1.236 espécies de peixes marinhos, entre eles *Kyphosus incisor* (Cuvier, 1831) e *K. sectatrix* (Linnaeus, 1758) (Kyphosidae). *K. incisor* (“pirangica”) é uma espécie neotônica costeira que ocorre no Oceano Atlântico tropical e subtropical. No Brasil estudos com kifosídeos são escassos. Com o objetivo de avaliar a helmintofauna de *K. incisor* da costa do Rio de Janeiro, foram coletados e analisados 22 peixes obtidos com pescadores na praia de Copacabana (n=9) e no mercado de peixes da Central Estadual de Abastecimento do Rio de Janeiro (n=13). Um exemplar de *K. sectatrix* proveniente da Baía de Ilha Grande foi examinado em caráter comparativo. Os parasitos coletados foram fixados em álcool a 70%, AFA ou formalina a 4%. Os Nematoda foram clarificados e examinados em lâminas temporárias com glicerina, os Platyhelminthes foram corados em Paracarmim de Mayer ou Tricrômico de Gomori, os Acanthocephala foram corados em Paracarmim de Mayer e examinados em lâminas permanentes montadas em Bálsamo do Canadá. Alguns Monogenea foram montados alternativamente em meio de Hoyer, Gray e Wess, ácido pícrico com glicerina (GAP) ou Berlese. A identificação taxonômica foi feita através de morfometria, desenhos em câmara clara, estudos por microscopia eletrônica de varredura e técnicas moleculares. Foram calculadas a prevalência, amplitude de intensidade, abundância média e desvio padrão para cada espécie de parasito. Foram coletados 1.312 parasitos, pertencentes a 7 taxa: Monogenea (*Pseudobivagina* sp., *Acleotrema* sp. e *Acleotrema lamothei*), Trematoda (*Opisthadenia dimidia* e *Aponurus laguncula*), Nematoda (*Pseudascarophis brasiliensis*), Acanthocephala (*Filisoma* sp.). *Acleotrema* spp. apresentaram a maior prevalência (72,7%), seguido por *Pseudobivagina* sp. (54,5%) e *P. brasiliensis* (45,4%). *K. incisor* é referido como novo hospedeiro para *Pseudobivagina* sp., *O. dimidia*, *A. laguncula*, *P. brasiliensis* e *Filisoma* sp. e esta é a primeira ocorrência de *Pseudobivagina* sp., *O. dimidia* e *Filisoma* sp. no oceano Atlântico. Este estudo indica a presença de 3 espécies novas (2 Monogenea e 1 Acanthocephala).

Palavras-chave: Pirangica, Kyphosidae, Helmintos, Parasitologia.



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

INSTITUTO OSWALDO CRUZ

THE HELMINTH FAUNA OF *KYPHOSUS INCISOR* (PERCIFORMES: KYPHOSIDAE) (CUVIER, 1831) FROM RIO DE JANEIRO COAST, RJ.

ABSTRACT

MASTER DISSERTATION IN BIODIVERSITY AND HEALTH

Viviane da Silva Costa Fernandes

The Neotropical region has the greatest fish biodiversity in the world. In Brazil there are 1,236 species of marine fish, including *Kyphosus incisor* (Cuvier, 1831) and *K. sectatrix* (Linnaeus, 1758) (Kyphosidae). *K. incisor* ("yellow sea chub") is a coastal nektonic species that occurs in tropical and subtropical Atlantic Ocean. In Brazil studies on kyphosids are scarce. In order to assess the helminthes of *K. incisor* off the coast of Rio de Janeiro, 22 fish were obtained from fishermen off Copacabana beach (n = 9) and at the State Central Fish Market in Rio de Janeiro (n = 13) to be analyzed. A specimen of *K. sectatrix* from the Ilha Grande Bay was examined for comparative data. The collected parasites were fixed in 70% alcohol, AFA or 4% formalin. The Nematoda were clarified and studied in temporary slides with glycerol, Platyhelminthes were stained with Mayer's Paracarmine or Gomori's Trichrome the Acanthocephala were stained with Mayer's Paracarmine and mounted in permanent slides with Canada balsam. Some Monogenea were mounted alternately in Hoyer, Gray and Wess, picric acid with glycerol (GAP) or Berlese. The taxonomic identification was made through measurements, drawings with camera lucida, and studies by scanning electron microscopy and molecular techniques. The prevalence, intensity amplitude, average abundance and standard deviation for each parasite species were calculated. A total of 1,312 parasites, belonging to 7 taxa: Monogenea (*Pseudobivagina* sp., *Acleotrema* sp. and *Acleotrema lamothei*), Trematoda (*Opisthadenia dimidia* and *Aponurus laguncula*), Nematoda (*Pseudascarophis brasiliensis*), Acanthocephala (*Filisoma* sp.). *Acleotrema* spp. had the highest prevalence (72.7%), followed by *Pseudobivagina* sp. (54.5%) and *P. brasiliensis* (45.4%). *K. incisor* is a new host record for *Pseudobivagina* sp., *O. dimidia*, *A. laguncula*, *P. brasiliensis* and *Filisoma* sp. and this is the first occurrence of *Pseudobivagina* sp., *O. dimidia* and *Filisoma* sp. in the Atlantic Ocean. These results indicate the presence of three new species (2 Monogenea and 1 Acanthocephala).

Key-words: Yellow sea chub, Kyphosidae, Helminthes, Parasitology.

ÍNDICE

RESUMO	VIII
ABSTRACT	IX
INTRODUÇÃO	1
JUSTIFICATIVA	6
OBJETIVOS	7
Objetivo Geral.....	7
Objetivos Específicos.....	7
MATERIAL E MÉTODOS	8
Obtenção dos peixes	8
Coleta e fixação	8
Identificação e Classificação Taxonômica	9
Descritores Quantitativos de Parasitos	9
Microscopia de luz	9
Microscopia Eletrônica de Varredura	10
Biologia Molecular.....	10
Extração de DNA.....	10
Reação em cadeia da polimerase:	11
Eletroforese dos Produtos da PCR.....	12
Purificação dos Produtos da PCR	12
Sequenciamento e Análise Computacional	13
RESULTADOS	14
Filo Platyhelminthes.....	14
<i>Pseudobivagina</i> sp.	14
<i>Acleotrema</i> sp.....	19
<i>Acleotrema lamothei</i> Santos, Bianchi e Gibson, 2008.....	23
<i>Opisthadena dimidia</i> Linton, 1910	28
<i>Aponurus laguncula</i> Looss, 1907	33
Filo Nematoda.....	35

<i>Pseudascarophis brasiliensis</i> Pereira, Pereira, Timi e Luque, 2013.....	35
Filo Acanthocephala	39
<i>Filisoma</i> sp.	39
DISCUSSÃO	45
<i>Pseudobivagina</i> sp.	45
<i>Acleotrema</i> spp.....	47
<i>Opisthadena dimidia</i>	50
<i>Aponurus laguncula</i>	52
<i>Pseudascarophis brasiliensis</i>	53
<i>Filisoma</i> sp.	54
CONCLUSÕES	58
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	59
ANEXO I	67

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 - <i>K. incisor</i> . Fonte: www.fishbase.org (acessado em março de 2015).....	3
Figura 2 - Distribuição geográfica de <i>K. incisor</i>	3
Figura 3 - Desenho em câmara clara de <i>Pseudobivagina</i> sp. Corpo total, ventral. ci=ceco intestinal; h=haptor; o=ovário; t=testículo, va=vagina; vd= viteloducto; vo=ventosa oral. Barra: 1mm	15
Figura 4 - Desenhos em câmara clara de <i>Pseudobivagina</i> sp. 1: “Clamp”; 2: Órgão copulador masculino e átrio genital; 3: Sistema reprodutor vista dorsal; 4: Ovo. ag=átrio genital; b=esclerito basal; ce=canal ejaculador; d= esclerito dorsal; ec= expansão cônica terminal; gi= canal genito-intestinal; m= esclerito médio; md= esclerito marginal dorsal; mv=esclerito marginal ventral; o=ovário; oc=órgão copulador masculino; t=testículo; vd=videloducto. Barras: 1: 50µm; 2: 50µm; 3:500 µm; 4: 100 µm.	17
Figura 5 - Fotomicrografia eletrônica de varredura de <i>Pseudobivagina</i> sp. 1: região anterior com poro genital (seta); 2: Haptor assimétrico; 3: Detalhe do “clamp”.....	18
Figura 6 – Esquema de medidas adaptado de Vignon e Sasal (2010).....	20
Figura 7 - Desenho em câmara clara de <i>Acleotrema</i> sp. 1: Corpo total. Vista dorsal. ci=ceco intestinal; g=glândulas; gm=glândula de Mehlis; ha=haptor; o=ovário; oc= órgão cefálico; ocm= órgão copulador masculino; pe= pedúnculo; pu= poro uterino; pv= poro vaginal; t=testículo; v=vitelino. Barra: 200µm.	21
Figura 8 - Desenhos em câmara clara de <i>Acleotrema</i> sp. 1: Haptor; 2: Barras laterais; 3: Ganchos, “rodlets” e “hookless”; 4: Órgão copulador masculino (em berlese). ad= âncoras dorsais; av= âncoras ventrais; bl= barras laterais; bv= barra ventral; es= esquamodisco; h= “hooklets”; oc= órgão copulador; pe= pedúnculo; p= peça terminal; r= “rodlets”. Barras- 1: 100µm; 2: 50µm; 3: 50µm; 4; 5: 50µm.	22
Figura 9 - Fotografia por microscopia de luz de <i>Acleotrema</i> sp. 1: corpo total; 2: Haptor e 3: Detalhe do órgão copulador masculino em Berlese.	23
Figura 10 - Desenho de <i>A. lamothei</i> . Corpo total, dorsal. Ci=ceco intestinal; g=glândulas; gm=glândula de Mehlis; gp=glândulas prostáticas; ha=haptor; lc=lobos cefálicos; o=ovário; oc= órgão cefálico; ocm=órgão copulador masculino; pe= pedúnculo; rs=receptáculo seminal; t=testículo; v=vitelino. Barra: 200µm.	25
FFigura 11 - Desenhos em câmara clara de <i>A.lamothei</i> . 1: Haptor; 2: Barras; 3: Ganchos, “rodlets” e “hooklets”; 4:Órgão copulador. ad= âncoras dorsais; av= âncoras	

- ventrais; bl= barras laterais; bv= barra ventral; es= esquamodisco; gm= glândula de Mehlis; gp= glândula prostática; h= “hooklets”; o= ovário; pu= poro uterino; pv= poro vaginal; r= “rodlets”; rs= receptáculo seminal; vs= vesícula seminal. Barras:100µm.**26**
- Figura 12** – Fotografia por microscopia de luz de *Acleotrema lamothei*. 1: Corpo total; 2: detalhe do haptor; 3: detalhe do órgão copulador masculino.**27**
- Figura 13** - Desenhos em câmara clara de *Opisthadena dimidia*. 1: Corpo total; 2: Detalhe do sistema reprodutor feminino. bh= bolsa hermafrodita; gm= glândula de Mehlis; pp= parte prostática; rs= receptáculo seminal; t= testículos; u= útero; v= vitelinos; vs= vesícula seminal. Barra - 1: 1mm; 2: 200µm.**31**
- Figura 14** - Árvore filogenética da região 18S de *O. dimidia* (*) utilizando ‘Maximum likelihood’ e o modelo Kimura 2 parâmetros. Os números representam a confiabilidade dos grupos testados por ‘bootstrapping’ (%). Como “outgroup” foi usado *H. mollis*. **32**
- Figura 15** - Árvore filogenética da região 28S de *O. dimidia*(*) utilizando ‘Maximum likelihood’ e o modelo Kimura 2 parâmetros. Os números representam a confiabilidade dos grupos testados por ‘bootstrapping’ (%). Como “outgroup” foi usado *H. mollis*.**32**
- Figura 16** - Desenho em câmara clara de *Aponurus laguncula*.bh= bolsa hermafrodita; o= ovário; pp= parte prostática; t= testículos; u= útero; v= vitelinos; vs= vesícula seminal. Barra: 200µm**34**
- Figura 17** - Desenhos em câmara clara de *P. brasiliensis*. 1: Região anterior do macho; 2: Cauda do macho; 3: Espículos; 4: Cauda da fêmea; 5: detalhe do útero. a= ânus; an= anel nervoso; ed= espículo direito; ee= espículo esquerdo; eg= esôfago glandular; em= esôfago muscular; p= prostômio; pe= poro excretor; ua= útero anfídelfo; ve= vestíbulo; vu= vulva. Barra - 1: 100µm; 2: 50µm; 3: 50µm; 4:100µm; 5: 400µm.**37**
- Figura 18** - Fotomicrografia eletrônica de varredura de *P.brasiliensis*. 1: Cutícula (seta menor = estrias da cutícula; seta maior= linha lateral); 2: Detalhe da vulva seta= lábios da vulva); 3: Cauda da fêmea.**38**
- Figura 19** - Desenho em câmara clara de *Filisoma* sp.Corpo total. bc= bolsa copuladora; bs= bolsa de Saeffligen; gac=gânglio cerebral; gc=glândulas de cimento; l=lemniscos; p=probóscide; rp=receptáculo da probóscide; t=testículos. Barra- 3mm.**41**
- Figura 20** - Desenho em câmara clara de *Filisoma* sp. 1: Probóscide (*K. sectatrix*); 2: Detalhe dos ganchos; 3: Cauda do macho; 4: Cauda da fêmea; 5: Ovo. bc= bolsa

copuladora; bs= bolsa de Saeftigen; ga= ganchos da região anterior; gac= gânglio cerebral; gc= glândulas de cimento; gp= ganchos da região posterior; su= sino uterino; v= vagina. Barras – 1: μm ; 2:100 μm ; 3 e 4: 500 μm ; 5: 50 μm42

Figura 21 - Micrografia eletrônica de varredura de *Filisoma* sp. proveniente de *K.incisor*. 1: Probóscide; 2: Ganchos da região anterior da probóscide; 3: Cauda do macho com bolsa copuladora evertida; 4: Cauda da fêmea.43

Figura 22 - Árvore filogenética de *Filisoma* sp (*) utilizando “Maximum likelihood” e o modelo Kimura 2 parâmetros. Os números representam a confiabilidade dos grupos testados por “bootstrapping” (%). *Nematodirus battus* como “outgroup”44

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Similaridades de <i>O. dimidia</i> na região 18S com as sequências disponíveis no GenBank.	30
Tabela 2 – Similaridades de <i>O. dimidia</i> da região 28S com as sequências disponíveis no GenBank.	30
Tabela 3 - Lista das espécies de <i>Acleotrema</i> , hospedeiros, famílias, distribuição geográfica e referências (adaptado de Domingues; Boeger 2007).	48

INTRODUÇÃO

Os parasitos de peixes representam a maior parte da biodiversidade aquática mundial, sendo afetados diretamente pelo meio ambiente ou indiretamente por seus hospedeiros (Palm, 2011). Os ecossistemas costeiros, em especial, são muito vulneráveis e enfrentam grande estresse em termos de poluição antropogênica e degradação ambiental, podendo influenciar mudanças na composição e diversidade de peixes e seus parasitos (Palm, 2011). Atualmente há 33.074 espécies de peixes descritas sendo que 15.060 são marinhas (Froese; Pauly 2015). Considerando que haja em média de 3 a 4 espécies de parasitos para cada espécie de peixe, estima-se que possa haver mais de 120.000 parasitos de peixes incluindo protozoários e metazoários (Palm, 2011).

A região Neotropical conta com a maior biodiversidade de peixes do planeta, comportando 20% das espécies marinhas e dulciaquícolas (Barassa et al. 2003). No Brasil há estimativa da ocorrência de 1.236 espécies de peixes marinhos ao longo de toda a costa (Froese; Pauly 2015) e entre estas espécies encontram-se peixes da família Kyphosidae Jordan, 1887 (Perciformes). Os Kyphosidae têm distribuição mundial, sendo comumente encontrados em regiões costeiras tropicais e subtropicais dos Oceanos Atlântico, Índico e Pacífico (Nelson, 2006). Essa família é composta por 14 gêneros e 53 espécies, incluindo o gênero *Kyphosus* Lacépède, 1801 que ocorre no Brasil (Froese; Pauly 2015).

O gênero *Kyphosus* conta hoje com 13 espécies (Sakai; Nakabo 1995, 2004; Knudsen; Clements 2013; Azzurro et al. 2013; Eschmeyer, 2015). São grandes consumidores de detritos e algas, sendo importantes para a renovação da biomassa dos produtores primários, que refletem nos níveis superiores da cadeia alimentar (Silvano; Güth 2006). Na costa do Rio de Janeiro, ocorrem as espécies *Kyphosus sectatrix* (Linnaeus, 1758) e *K. incisor* (Cuvier, 1831) que é o foco deste estudo.

Kyphosus incisor comumente chamado de Piranjica, Salema ou Piraboca é uma espécie nectônica costeira, comum em águas pouco profundas (até 15m) do Oceano Atlântico tropical e subtropical. Os grandes cardumes estão

associados aos recifes de corais e fundos rochosos, sendo também encontrados junto às plataformas de petróleo (Silva, 2015). Podem atingir até 90 cm de comprimento e 3,9 Kg de peso (Figura 1). São peixes diurnos (Choat et al. 2004) que se alimentam principalmente de algas, detritos, e ocasionalmente de pequenos moluscos e crustáceos (Froese; Pauly 2015). O *Sargassum* sp. é a alga que compõe a maior parte da sua dieta alimentar (Szpilman, 2000).

A distribuição geográfica da espécie inclui Estados Unidos da América, Golfo do México, Mar do Caribe, Brasil e Argentina. No leste do Atlântico há ocorrências do sul do Marrocos ao Golfo da Guiné, Ilhas de Ascensão e Santa Helena (Figura 2). É raramente encontrado no Mar Mediterrâneo, na Espanha, Ilha da Madeira e Angola (Azzurro et al. 2013; Froese; Pauly 2015).

Kyphosus incisor não possui grande valor comercial, mas pode ser encontrado à venda a partir de pesca artesanal. Sua importância está ligada à pesca esportiva, pois requer grande esforço de captura, dividindo o habitat com o badejo e a garoupa. Em 2013, de acordo com o Relatório de Pesca da Fundação Instituto de Pesca do Estado do Rio de Janeiro (FIPERJ), foram pescados 5.087 Kg de *Kyphosus* sp., sendo 82% somente em Parati (FIPERJ 2013).

O primeiro relato de parasitos em *Kyphosus* sp. foi de Linton (1910) no estudo de trematódeos componentes da helmintofauna de peixes do Atlântico norte provenientes de Dry Tortugas, Flórida. Em 1949 Manter listou os estudos prévios com parasitos de *Kyphosus* spp. realizados por Van Cleave (1940), Manter (1940, 1947), Dollfus (1946), Van Cleave e Manter (1947) e Nagaty (1948), em diferentes regiões zoogeográficas.

Van Cleave e Manter (1947) sugeriram que “a especiação no gênero *Kyphosus* foi aparentemente acompanhada de especiação de acantocéfalos em hospedeiros que são muito separados geograficamente uns dos outros”. Utilizaram como exemplo espécies de *Filisoma* (Acanthocephala) que ocorrem na costa da América banhada pelo Oceano Pacífico referindo que eram diferentes das espécies que parasitam os peixes da costa americana banhada pelo oceano Atlântico.



Figura 1 - *K. incisor*. Fonte: www.fishbase.org (acessado em março de 2015).

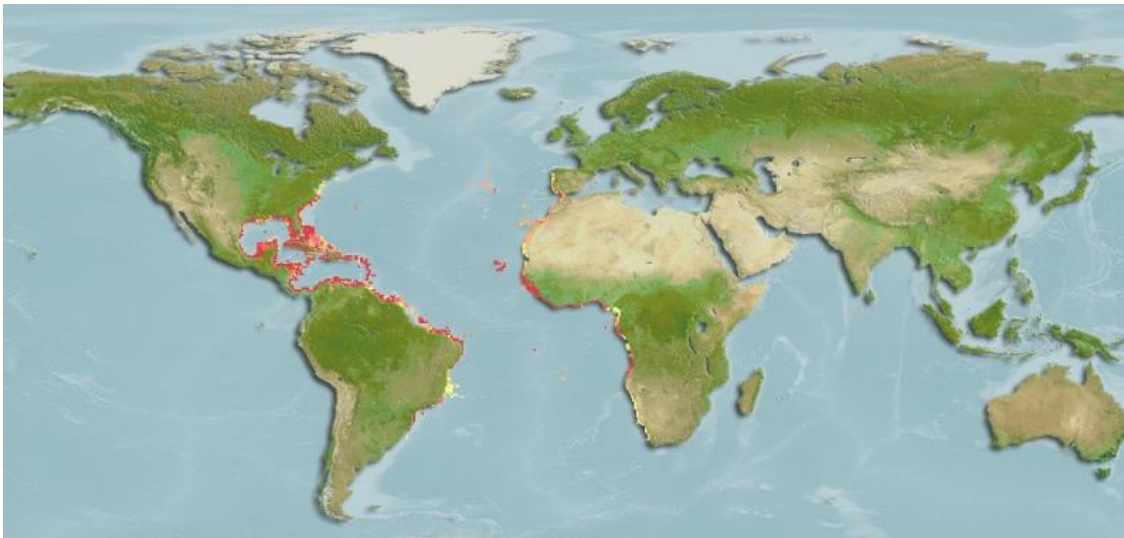


Figura 2 - Distribuição geográfica de *K. incisor*. Áreas de ocorrências marcadas em vermelho (mais frequente) e amarelo (menos frequente).
Fonte: http://www.aquamaps.org/receive.php?type_of_map=regular (acessado em março de 2015)

Manter (1949) também salientou a importância de espécies de *Kyphosus* como notáveis hospedeiros, porque alguns de seus parasitos podem ser específicos, citando algumas espécies de Trematoda e suas localidades de coleta: *Cadenatela cadenati* Dollfus, 1946 (África); *Deontacylix ovalis* Linton, 1910 (Flórida); *Enenterum aureum* Linton, 1910 (Flórida); *Enenterum pimelopteri* Nagaty, 1942 (África); *Cadenatella (Jeancadenatia) brumpti* (Dollfus, 1946) (África); *Koseiria tahmeli* Nagaty, 1942 (África) e *Opisthadena dimidia* Linton, 1910 (Flórida). Citou ainda *Filisoma bucerium* Van Cleave, 1940 (Pacífico) e *F. fidum* Van Cleave e Manter, 1947 (Flórida).

Após Manter (1965) ter sugerido uma rota de dispersão dos parasitos de *Kyphosus* tendo origem no Indo-Pacífico com dispersão secundária para o Atlântico, León-Règagnon et al. (1997) reforçaram a discussão indicando que a alta especificidade parasitária nestes peixes poderia dar informações decisivas sobre a história evolutiva deste sistema hospedeiro-parasito.

Segundo o banco de dados do National History Museum of London (2005), os seguintes taxa já foram referidos parasitando peixes do gênero *Kyphosus*: Filo Acanthocephala, Família Cavisomidae Meyer, 1932; Filo Nematoda, Superfamílias Dracunculoidea Stiles, 1907, Habronematoidea Ivaschkin, 1961, Ascaridoidea Baird, 1853 e Trichinelloidea Hall, 1916; Classe Trematoda, Famílias Acanthocolpidae Lühe, 1906, Apocreadiidae Skrjabin, 1942 (syn. Homalometridae), Cladorchiidae Fischeoder, 1901, Enenteridae Yamaguti, 1958, Haplospalchnidae Poche, 1926, Hemiuridae Looss, 1899 (syn. Bunocotylidae), Lepocreadiidae Odhner, 1905, Opecoelidae Ozaki, 1925, Sanguinicolidae von Graff, 1907 e Zoogonidae Odhner, 1902. Adicionalmente foram referidos espécies da Classe Monogenea, Famílias Diplectanidae Monticelli, 1903 e Microcotylidae Taschenberg, 1879.

No Brasil há poucos estudos sobre a parasitofauna de *Kyphosidae* que inclui os Trematoda *Enenterum aureum* Linton, 1910 em *Kyphosus* sp. (Gomes et al. 1974, Kohn et al. 2007) e *Cainocreadium oscitans* (Linton, 1910) (Gomes et al. 1974, Amato 1983, Kohn et al. 2007) em *Kyphosus* sp., o Nematoda *Pseudascarophis brasiliensis* Pereira, Pereira, Timi e Luque, 2013 (Pereira et al. 2013) em *Kyphosus sectatrix* (Linnaeus, 1758) e o Monogenea *Acleotrema lamothei* Santos, Bianchi e Gibson, 2008 (Santos et al. 2008) em *K. incisor*.

Este estudo avaliará a biodiversidade de helmintos de *K. incisor* da costa do Rio de Janeiro através das microscopias de luz e eletrônica de varredura que darão subsídios para um melhor conhecimento da fauna parasitária de peixes marinhos do Brasil. Paralelamente, alguns espécimes serão caracterizados geneticamente através de técnicas moleculares contribuindo para que este seja o primeiro estudo taxonômico integrado sobre as espécies de helmintos parasitos de *K. incisor* na costa brasileira.

JUSTIFICATIVA

Em 2008, foi realizada uma coleta de peixes kifosídeos na Baía de Ilha Grande, tendo sido na ocasião descrito o *Monogenea Acleotrema lamothei* de *K. incisor*. Espécies deste gênero têm sido referidas parasitando peixes Perciformes, principalmente kifosídeos em regiões quentes ao redor do mundo (Domingues; Boeger 2007, Léon-Règagnon et al. 1997, Santos et al. 2008). Na época outras espécies de *Monogenea* foram coletadas neste hospedeiro, indicando que a biodiversidade de helmintos de “piranjicas” seria grande.

Em 2013 foi descrita uma nova espécie de nematóide da família Cystidicolidae encontrado no estômago de *Kyphosus sectatrix* Linnaeus, 1758 da costa do Sudeste do Brasil (Pereira et al. 2013). No mesmo ano, uma nova espécie de Acanthocephala da família Cavisomidae foi descrita em *Kyphosus* spp. da Austrália e Polinésia Francesa (Weaver; Smales 2013).

Esses dados recentes nos levam a acreditar que ainda há uma grande biodiversidade de parasitos nos peixes do gênero *Kyphosus* que necessitam ser pesquisados a fim de elucidar questões sobre a dispersão dos parasitos, ciclo de vida, potencial zoonótico e taxonomia.

OBJETIVOS

Objetivo Geral

Realizar a identificação taxonômica de helmintos de *Kyphosus incisor* da costa do Rio de Janeiro com caracterização do perfil morfológico e ultraestrutural com adição do perfil genético de algumas espécies.

Objetivos Específicos

- Identificar e caracterizar as espécies de Monogenea.
- Identificar e caracterizar as espécies de Trematoda.
- Identificar e caracterizar as espécies de Nematoda.
- Identificar e caracterizar as espécies de Acanthocephala de *K. incisor* e *K. sectatrix*.
- Estudar o perfil genético de *Opisthadenia dimidia* (Linton, 1910) (Trematoda) e *Filisoma* sp. (Acanthocephala)

MATERIAL E MÉTODOS

Obtenção dos peixes

Um total de 22 espécimes de *K. incisor* foram necropsiados neste trabalho, sendo que nove espécimes foram obtidos com pescadores da Colônia de Pesca Z-13 localizada na praia de Copacabana (22°59'08"S, 43°11'18"O) e 13 espécimes foram comprados no mercado de peixes da Central Estadual de Abastecimento do Rio de Janeiro (CEASA/RJ). Dois peixes eram machos e 13 fêmeas; oito não puderam ser identificados. O comprimento total dos peixes obtidos foi de 46 ± 5 (35–53) cm, pesando 1.672 ± 549 (730–2.370) g. Os peixes foram coletados no período de outubro de 2013 a março de 2015.

Acantocéfalos de um espécime de *Kyphosus sectatrix* (Linnaeus, 1758) com 30 cm e 525g, coletado em agosto de 2005 na Baía de Ilha Grande (23°04'04.62"S, 44°13'31.95"O) foram analisados em comparação com o material de *K. incisor* obtido neste trabalho. Os peixes foram identificados de acordo com Szpilman (2000) e Froese e Pauly (2015).

Coleta e fixação

Os peixes foram transportados para o laboratório de avaliação e promoção da saúde ambiental (LAPSA) a fim de serem examinados. Após análise da superfície externa, nadadeiras e opérculos, as brânquias e os órgãos internos foram removidos e individualizados em placas de Petri contendo solução fisiológica 0,7%. Todo o material foi examinado sob microscópio estereoscópico.

Os espécimes coletados foram fixados alternativamente sob leve compressão ou não, em AFA ou formalina 4%, paraformaldeído 4% (PFA), álcool 70% ou álcool 100%.

A coleta e a utilização dos peixes foram licenciadas pelo Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA licença

permanente nº 15898-1). Todos os procedimentos foram realizados de acordo com a Comissão de Biossegurança do Instituto Oswaldo Cruz.

Identificação e Classificação Taxonômica

Para a identificação dos parasitos foram utilizadas publicações gerais como Gibson et al. (2002), Jones et al. (2005), Kohn et al. (2007) e Bray et al. (2008) para Trematoda, Yamaguti (1968), Cohen e Kohn (2008) e Cohen et al. (2013) para Monogenea, Moravec (2013) para Nematoda e Golvan (1969) e Weaver e Smales (2013) para Acanthocephala, além de literatura específica para cada taxa.

Descritores Quantitativos de Parasitos

Para o total de 22 peixes, após identificação das espécies de parasitos, foram calculadas prevalência, intensidade, intensidade média, abundância média e desvio padrão de acordo com a terminologia adotada por Bush et al. (1997).

Microscopia de luz

Os Platyhelminthes foram corados em Tricrômico de Gomori (Lillie; Fulmer 1976) ou em Paracarmim de Mayer (Humanson, 1979). Os Acanthocephala foram corados com Paracarmim de Mayer. Alguns Monogenea foram montados alternativamente em meio de Hoyer, Gray e Wess, ácido pícrico com glicerina (GAP) ou Berlese para melhor visualização dos escleritos do haptor (Ergens, 1969). Os espécimes de Nematoda foram diafanizados em glicerina, montados em lâminas semi-permanentes e após serem estudados foram guardados em recipientes contendo álcool 70%.

Os espécimes foram medidos com auxílio de ocular micrométrica. As medidas são apresentadas em micrômetros, sendo indicadas outras unidades quando utilizadas, seguindo a ordem da média com os valores mínimo e máximo

entre parênteses. Para as espécies de *Acleotrema* Johnston e Tiegs, 1922 as medidas das barras e âncoras foram feitas de acordo com o esquema de medidas de Vignon e Sasal (2010).

Os espécimes foram desenhados em câmara clara no microscópio Olympus CX31 e redesenhados em mesa digitalizadora com auxílio do programa Adobe Illustrator CS6 (Coleman, 2003). Espécimes representativos das amostras foram depositados na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC).

Alguns espécimes foram fotografados através da câmera AxioCam ERc5s (10MB) acoplada ao microscópio Olympus (Carl Zeiss) utilizando o programa AV LE (AxioVision Limited Edition).

Microscopia Eletrônica de Varredura

Os espécimes fixados em AFA ou formalina 4% foram lavados em tampão cacodilato de sódio 0,1M, pH7.2 por cinco minutos. Após esse processo, foram pós-fixados em solução de Tetróxido de Ósmio 1% e Ferrocianeto de Potássio 0,8% por 24 horas à temperatura ambiente e em condições de escuridão. A etapa de desidratação foi realizada em série alcoólica de 30%, 40%, 50%, 60%, 70%, 80%, 90%, 100% (2x). Em seguida, foi realizado o ponto crítico seco usando CO₂. Montados em suporte, os espécimes foram metalizados e observados no microscópio eletrônico de varredura Jeol JSM 6390 da Plataforma de Microscopia Eletrônica do Instituto Oswaldo Cruz.

Biologia Molecular

Extração de DNA

A extração de DNA dos espécimes foi realizada pelo método do Fenol/clorofórmio com o protocolo de Billings et al. (1998). Neste processo os helmintos foram inicialmente lavados por 3 vezes em água ultrapura e em seguida macerados com ponteira estéril. Foram adicionados 200 µl de tampão de lise (NaCl 0,1M; TRIS-HCl 0,21M pH 8,0; EDTA 0,05M e SDS 0,5%) e incubados por

30 minutos a 37°C. Em seguida foram adicionados 20µl de proteinase K (20mg/ml) para seguir com incubação “overnight” (12horas) a 55°C com homogeneizações ocasionais. Após a incubação, foram adicionados 200µl de fenol com centrifugação a 14000rpm por 2 minutos. O sobrenadante foi retirado e transferido para um microtubo novo estéril onde foram adicionados 100µl de fenol e 100µl de clorofórmio/álcool isoamílico (24:1). Após agitação por inversão por 5 minutos os microtubos foram centrifugados a 14000rpm por 2 minutos, sendo este procedimento repetido por três vezes. Após a transferência do sobrenadante da última etapa de fenol e clorofórmio/álcool isoamílico, foi adicionado apenas clorofórmio/álcool isoamílico (200µl) para a extração do fenol residual. Centrifugou-se por 14000rpm por 2 minutos e o sobrenadante resultante transferido para um novo microtubo de 1,5ml. O DNA foi precipitado com 400µl álcool 100%, “overnight” a -20°C. As amostras foram retiradas do freezer e centrifugadas a 14000rpm por 10 minutos. Descartou-se o sobrenadante e o “pellet” foi lavado com 400µl de etanol 70%. Após a lavagem e homogeneização por inversão as amostras foram centrifugadas a 14000rpm por 10 minutos. O etanol 70% foi descartado e o “pellet” foi deixado para secar por 30 minutos. O DNA foi ressuspendido em 30µl de água ultrapura.

Reação em cadeia da polimerase:

Na reação em cadeia da polimerase (PCR) foram utilizados os oligonucleotídeos C1 (5' – ACCCGCTGAATTTAAGCAT – 3') e D2 (5' – TGGTCCGTGTTTCAAGAC – 3') para a região 28S (LSU) do DNA ribossomal. O volume final da reação foi de 25µl, contendo: 12,5µl de GoTaq (Promega, Madison, WI, USA), 5µl de cada oligonucleotídeo inicializador na concentração de 1,0µM/µl e 2,5µl de DNA extraído. As amostras foram colocadas em termociclador (Mastercycler Personal - Eppendorf) e submetidas às seguintes condições de amplificação: pré-aquecimento 94°C por 3 minutos; 1 ciclo de 95°C por 3 minutos, 45°C por 2 minutos, 72°C por 90 segundos, seguido por 4 ciclos de 95°C por 45 segundos, 50°C por 45 segundos e 72°C por 90 segundos e mais 25 ciclos de 95°C por 20 segundos, 52°C por 20 segundos, 72°C por 90 segundos, finalizando com um ciclo de 72°C por 7 minutos (Chisholm et al. 2001).

Para a região 18S (LSU) do DNA ribossomal, foram utilizados os oligonucleotídeos Het 18SF (5'–GCTTGTCTCAGAGATTAAGCC–3') e 18SR (5'–ACGGAAACCTTGTTACGAC–3') (Dzikowski et al. 2004). O volume final da reação foi de 25µl, contendo: 12,5µl de GoTaq, 5µl de cada oligonucleotídeo inicializador na concentração de 1,0µM/µl e 2,5µl de DNA extraído. As reações foram submetidas a um ciclo inicial de 95°C por 5 minutos; 35 ciclos de 95°C por 30 segundos, 50°C por 30 segundos, 72°C por 45 segundos e a um ciclo final de 72°C por 7 minutos (Levy et al. 2002).

Eletroforese dos Produtos da PCR

A eletroforese foi realizada em gel de agarose 1,5% e corado com Sybergreen (Invitrogen, Eugene, OR, USA). Foram utilizados 5µl de peso molecular (Invitrogen), 5µl de produto da PCR com 1µl de corante em cada poço, sendo submetidas à eletroforese em tampão de corrida TBE 0,5X sob uma corrente de 90v. Posteriormente, o gel foi visualizado no transiluminador sob luz ultravioleta. Os resultados da PCR foram registrados com câmera fotográfica (Sony cybershot DSC-W180).

Purificação dos Produtos da PCR

Os produtos da PCR amplificados foram purificados com o kit Wizard SV gel and PCR clean up system (Promega, Madison, WI, USA), de acordo com as instruções do fabricante.

Alternativamente os produtos da PCR foram purificados usando o USB ExoSap-IT PCR Product Cleanup (USB® Products Affymetrix Inc., Cleveland, Ohio, USA) onde em um tubo de 0,2 ml foram adicionados 3µl de ExoSap mais 9 µl da amostra. O produto foi misturado com um “spin” na centrífuga e levado ao termociclador por 37°C por 25 minutos (tampa aquecida em 80°C), em seguida a temperatura foi aumentada para 80°C por 15 minutos e estabilizadas a 22°C. As amostras foram armazenadas no freezer até o momento posterior de uso.

Sequenciamento e Análise Computacional

A reação de sequenciamento foi realizada com o kit BIG DYE (Life Technologies) de acordo com as instruções do fabricante. As amostras foram diretamente sequenciadas em ambas as fitas, com o uso do sequenciador automático ABI PRISM 3730 (Applied Biosystems-Perkin Elmer, Foster City, CA, EUA) Automated DNA Sequencer da plataforma de sequenciamento PDTIS-Fiocruz.

As sequências foram obtidas em forma de cromatogramas e analisadas no programa DNA STAR SeqMAN (DNASTAR Inc., Madison, Wis WI). Assim, durante a edição das sequências foi verificado se os oligonucleotídeos iniciadores C1/D2 e 18SF/R estavam ancorados, além de verificar possíveis ambiguidades em decorrência de erros de leitura do sequenciamento.

As sequências nucleotídicas consenso editadas foram alinhadas pelo algoritmo CLUSTAL W (Thompson et al. 1994) inserido no pacote do programa Bioedit (Hall, 1999). Para a análise de similaridade foi utilizado o servidor BLAST 2.0 (“Basic Local Alignment Search Tool”) (Altschul et al. 1990) do “National Center for Biotechnology Information” (NCBI) da Biblioteca Nacional de Medicina do NIH (“National Institute of Health”), Maryland, EUA (blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi).

O alinhamento das sequências deste estudo com as sequências depositadas no Genbank serviu como base para a construção da árvore filogenética, utilizando o software MEGA versão 5.0 (Tamura et al. 2011). A estimativa da distância utilizada foi o modelo Kimura 2 parâmetros, que considera transições e transversões ocorrendo em taxas diferentes (Kimura, 1980). O algoritmo ML (Maximum Likelihood) também foi utilizado na construção das árvores baseando-se no mesmo modelo, a veracidade dos ramos também foi conferida por análise de “bootstrap” (5000 repetições).

RESULTADOS

Os helmintos de *Kyphosus incisor* estudados neste trabalho incluem sete taxa, sendo três espécies de Monogenea e duas de Trematoda, além de uma espécie de Nematoda e uma de Acanthocephala. Amostras de cada espécie foram processadas para biologia molecular, no entanto apenas obtivemos resultados positivos com *O. dimidia* e *Filisoma* sp.

Filo Platyhelminthes

Classe Monogenea van Beneden, 1858

Subclasse Polyopisthocotylea Odner, 1912

Ordem Mazocraeidea Price, 1936

Família Microcotylidae Taschenberg, 1879

Subfamília Microcotylinae Monticelli, 1892

Gênero *Pseudobivagina* Mamaev, 1986

***Pseudobivagina* sp.**

(Figuras 3–5)

Material coletado: 38 espécimes

Prevalência: 54,5% (12 peixes parasitados)

Intensidade: 1–9

Intensidade média: $3,2 \pm 2,3$

Abundância média: $1,7 \pm 2,3$

Sítio de infecção: Brânquias

Hospedeiro: *K. incisor* (Novo registro)

Descrição baseada em 10 espécimes. Corpo medindo 5.043 (3.520–6.940) × 582 (410–800) de largura ao nível do ovário (Figura 3). Duas ventosas orais 81 (60–110) × 96 (70–150). Glândulas de adesão localizadas ao nível da

faringe. Faringe oval 49 (35–60) × 39 (30–55). Esôfago curto, bifurcação cecal acima do poro genital.

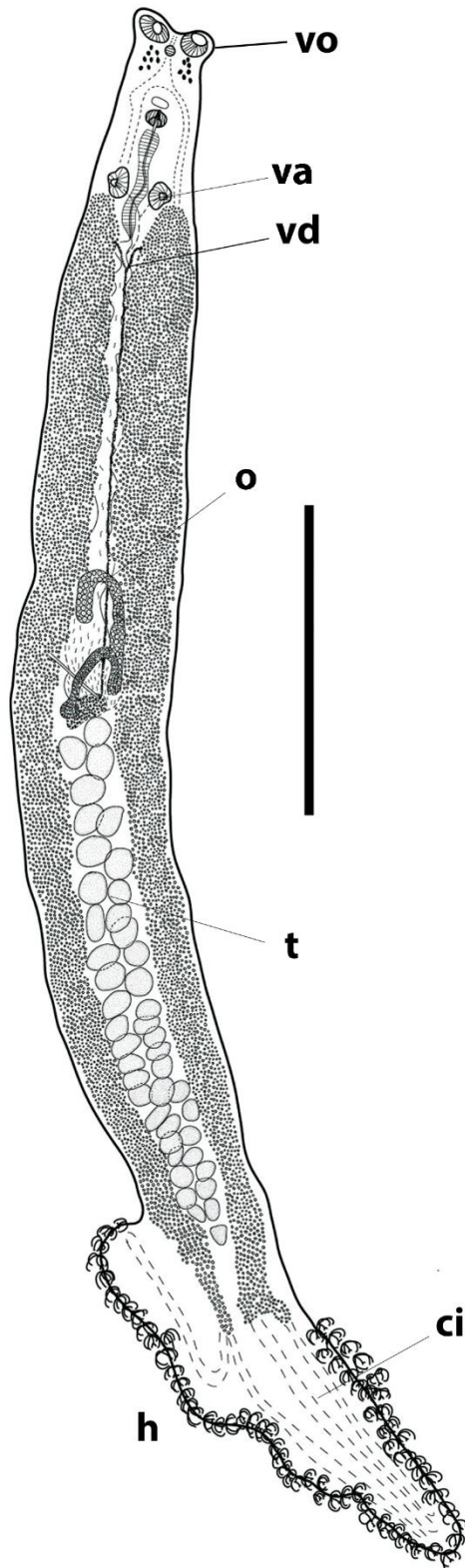


Figura 3 - Desenho em câmara clara de *Pseudobivagina* sp. Corpo total, ventral. ci=ceco intestinal; h=haptor; o=ovário; t=testículo, va=vagina; vd= viteloducto; vo=ventosa oral. Barra: 1mm

Cecos intestinais percorrem toda a extensão do corpo subdividindo-se em ramos acessórios no haptor; terminam em fundos cegos na extremidade posterior do corpo (Figura 3). Haptor assimétrico 1.462 (1.070–2.170) × 632 (450–850) com número desigual de “clamps”, sendo 42–68 no lado maior e 33–44 no lado menor, formando um total de 75–98 (86) “clamps” recobertos por tegumento reforçado nas bordas (Figuras 3, 5.2 e 5.3). Escleritos do “clamp” do tipo microcotilídeo com esclerito marginal dorsal (md) e marginal ventral (mv) longos e curvados; esclerito basal (b) curto, esclerito dorsal (d) curto com estrutura acessória pouco esclerotizada bifurcada na porção terminal; esclerito médio (m) longo com ponta bifurcada (Figura 4.1).

Testículos arredondados em número de 30 (22–44), ocupando a região intercecal entre o ovário e a extremidade posterior dos vitelinos (Figura 3). Canal ejaculador dividido em duas partes: porção proximal formada por uma camada espessa de fibras musculares (Figura 4.2) e a porção distal diferenciada em uma estrutura cilíndrica e sinuosa próxima aos testículos (Figura 4.3). Órgão copulador masculino bulboso com 4–5 espinhos terminais recoberto pelo átrio genital formado por longos espinhos que em conjunto apresentam forma de cúpula (Figura 4.2). Átrio e poro genital localizados a 453 (255–795) da extremidade anterior do corpo (Figura 5.1).

Ovário tubular pré-testicular em forma de duplo “U” invertido. Canal genito-intestinal abrindo-se no ceco intestinal direito, ao nível do ovário (Figura 4.3). Duas vaginas em formato de ventosas, simétricas, abrindo-se dorso-lateralmente ao nível da extremidade anterior dos vitelinos (Figura 3); ductos vaginais unindo-se no meio do corpo em direção ao oviduto. Vitelinos se estendem ao longo dos cecos intestinais, desde a região das vaginas até após os testículos; viteloductos em formato de “Y” na região mediana do corpo (Figura 3). Do oótipo parte o útero que segue pela linha mediana do corpo até o poro genital. Ovos operculados com formato oval e alongado 147 (120–160) × 67 (60–80) com um longo filamento enovelado em cada extremidade, terminam em expansões cônicas (Figura 4.4).

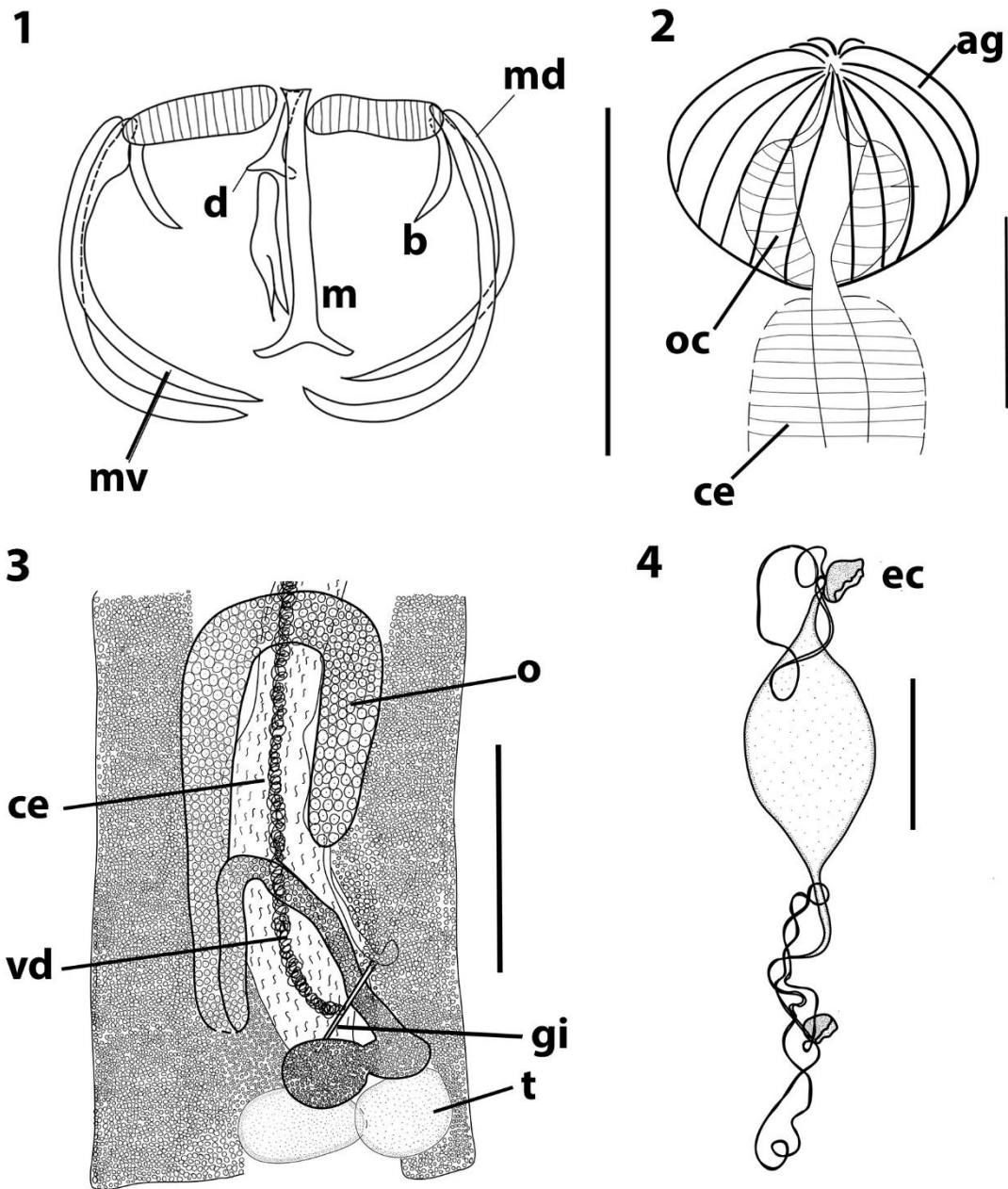


Figura 4 - Desenhos em câmara clara de *Pseudobivagina* sp. 1: "Clamp"; 2: Órgão copulador masculino e átrio genital; 3: Sistema reprodutor vista dorsal; 4: Ovo. ag=átrio genital; b=esclerito basal; ce=canal ejaculador; d= esclerito dorsal; ec= expansão cônica terminal; gi= canal genito-intestinal; m= esclerito médio; md= esclerito marginal dorsal; mv=esclerito marginal ventral; o=ovário; oc=órgão copulador masculino; t=testículo; vd=videloducto. Barras: 1: 50 μ m; 2: 50 μ m; 3:500 μ m; 4: 100 μ m.

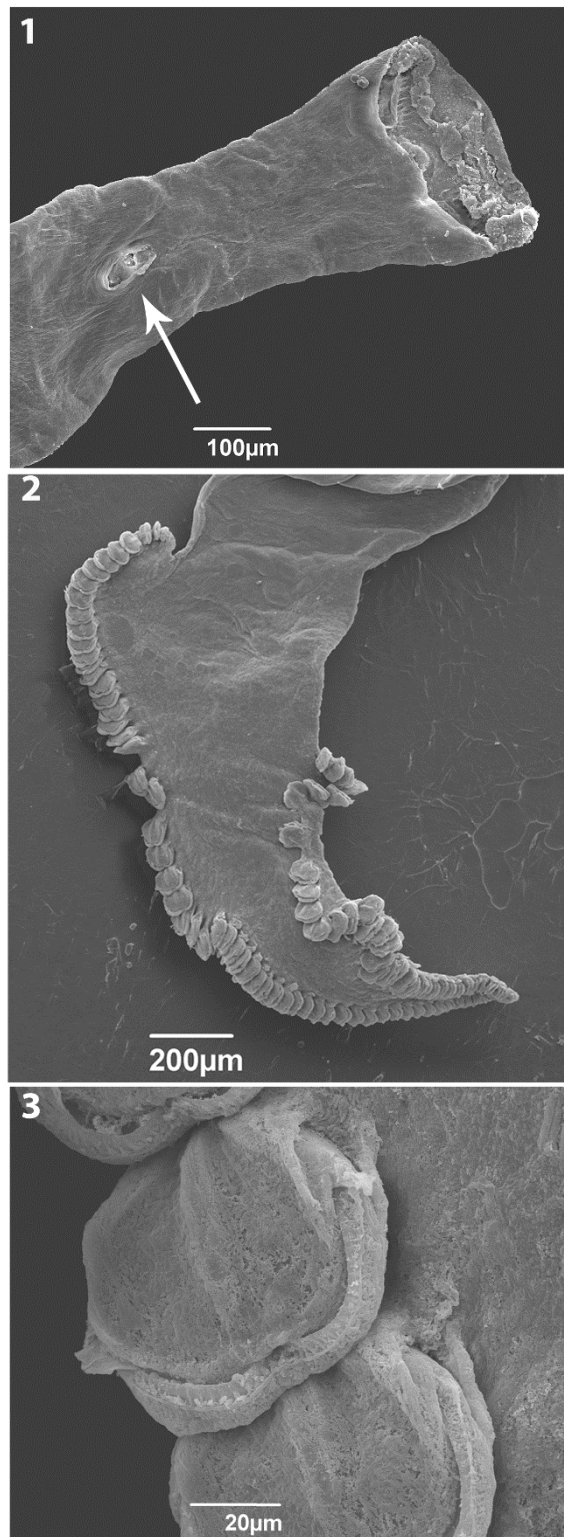


Figura 5 - Fotomicrografia eletrônica de varredura de *Pseudobivagina* sp. 1: região anterior com poro genital (seta); 2: Haptor assimétrico; 3: Detalhe do "clamp".

Subclasse Monopisthocotylea Odner, 1912

Ordem Dactylogyridea Bychowsky, 1933

Família Diplectanidae Monticelli, 1903

Subfamília Diplectaninae Monticelli, 1903

Gênero *Acleotrema* Johnston e Tiegs, 1922

Dos 22 *K. incisor* examinados, 17 estavam parasitados. Foram coletados no total 932 espécimes de *Acleotrema*, com prevalência de 77,3% e amplitude de intensidade de 3 a 504 parasitos por peixe. Não foi possível identificar todos os *Acleotrema* a nível de espécie para assegurar os dados ecológicos específicos. Duas espécies foram estudadas em detalhe.

***Acleotrema* sp.**

(Figuras 7–9)

Descrição baseada em oito espécimes. Corpo fusiforme, 861 (750–1.010) × 167(120–210) de largura ao nível do ovário. Lobos cefálicos bem desenvolvidos com três pares de órgãos cefálicos ligados a pequenas glândulas ao nível da faringe. Dois pares de manchas ocelares desiguais na altura da região anterior da faringe. Faringe subglobular 51 (47–57) × 49 (40–60). Esôfago curto. Cecos intestinais não confluentes, terminando próximo à extremidade posterior do corpo, antes do pedúnculo (Figura 7).

Haptor curto com 77 (52–102) × 289 (272–330) (Figuras 7, 8.1 e 9.1). Esquamodiscos 54 (47–72) × 175 (172–237), formados por 54 (52–56) fileiras de “rodlets”, sendo as centrais em forma de “V”. As medidas seguiram o esquema adaptado de Vignon e Sasal (2010) (Figura 6). Barra ventral g: 229 (210–235) (Figura 8.1 e 9.2); barra lateral (dorsal) g: 83 (77–90), h: 15 (12–19) (Figuras 8.1 e 8.2); âncora ventral a: 49 (42–60), b: 51 (45–57), c: 8 (7–10), d: 19 (17–23); e: 28 (22–32), f: 20 (18–23); âncora dorsal a: 42 (32–50), b: 47 (39–55), c (largura da base): 8 (7–11), e: 30 (21–35) (Figura 8.3). Sete pares de “hooklets”, 9 (7–11) (Figura 8.3).

Órgão copulador masculino formado por uma parte membranosa bulbosa 45 (38–53) × 6 (5–8) que se liga à uma estrutura esclerotizada com a extremidade

curvada em forma de funil, 45 (38–53) × 6 (5–7) e uma segunda parte terminal, 23 (20–25) × 21 (20–23) (Figuras 8.4 e 9.3). Testículo ovóide e pós-ovariano, 66 (50–92) × 51 (35–65); canal deferente origina-se da parte anterior do testículo; vesícula seminal tubular constituindo uma bolsa próxima ao cirro. Ovário 70 (60–85) × 38 (25–50) se curva ao redor do ceco intestinal pelo lado direito, receptáculo seminal e glândula de Mehlis antero-lateral ao ovário. Poro vaginal e poro uterino abrindo-se próximo à região terminal do órgão copulador masculino. Folículos vitelínicos densos, estendendo-se do nível do início dos cecos intestinais até o pedúnculo (Figura 7). Ovos não observados.

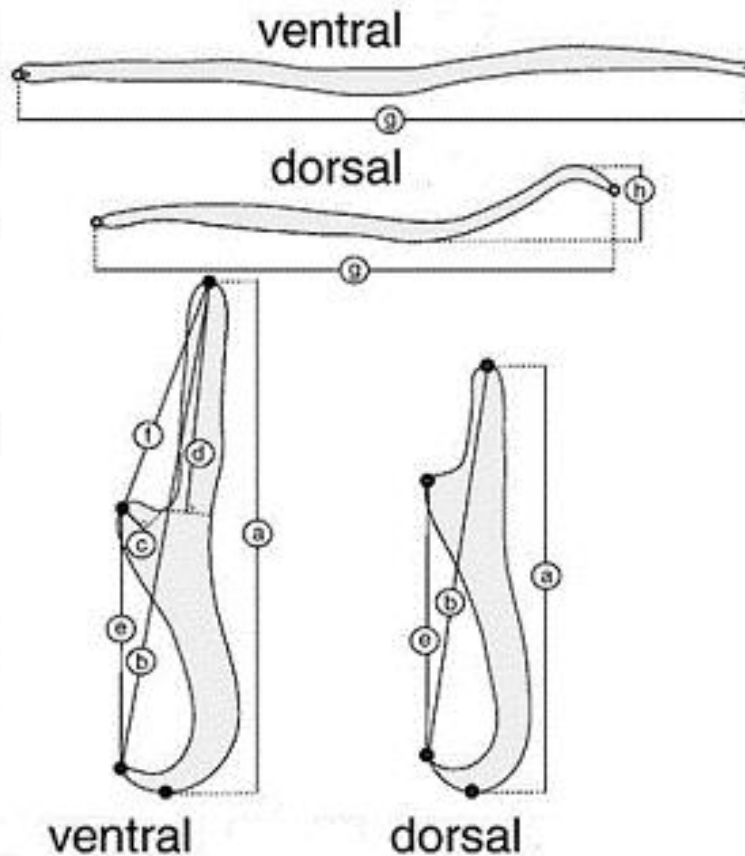


Figura 6 – Esquema de medidas adaptado de Vignon e Sasal (2010).

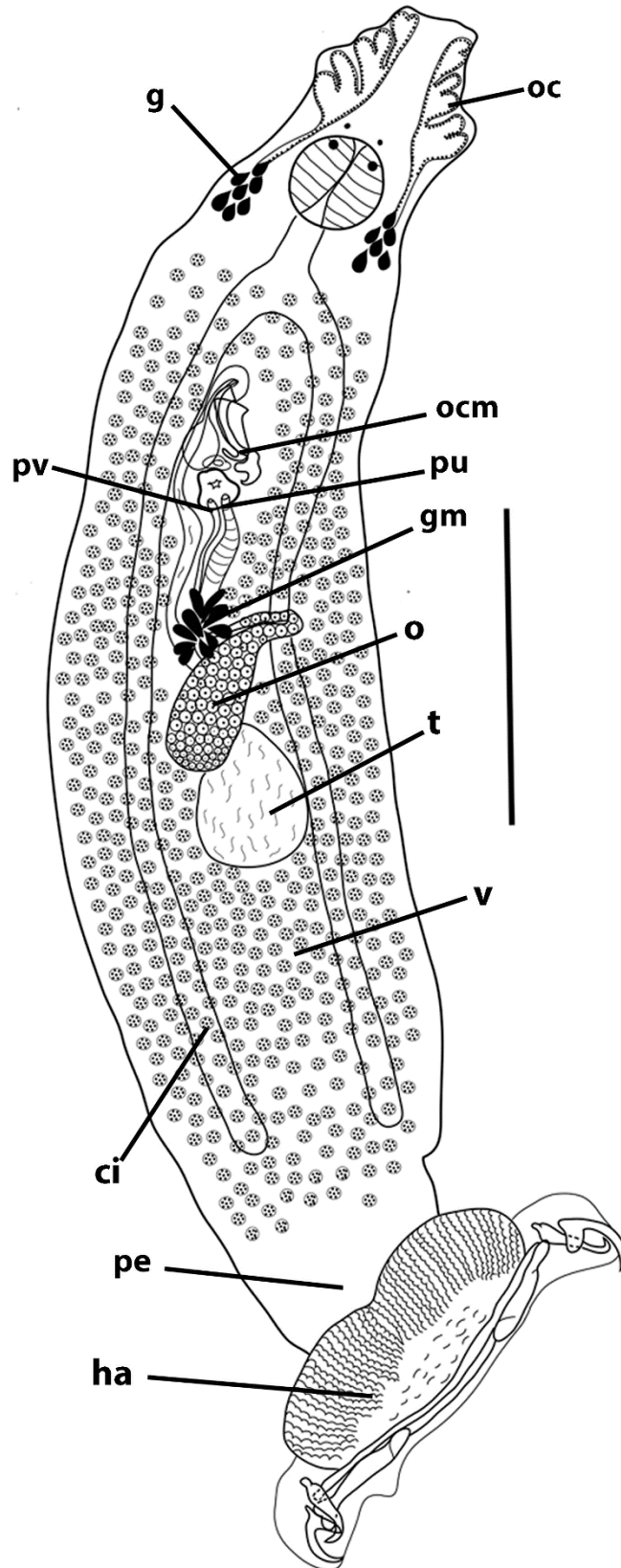


Figura 7 - Desenho em câmara clara de *Acleotrema* sp. 1: Corpo total. Vista dorsal. ci=ceco intestinal; g=glândulas; gm=glândula de Mehlis; ha=haptor; o=ovário; oc= órgão cefálico; ocm= órgão copulador masculino; pe= pedúnculo; pu= poro uterino; pv= poro vaginal; t=testículo; v=vitelino. Barra: 200µm.

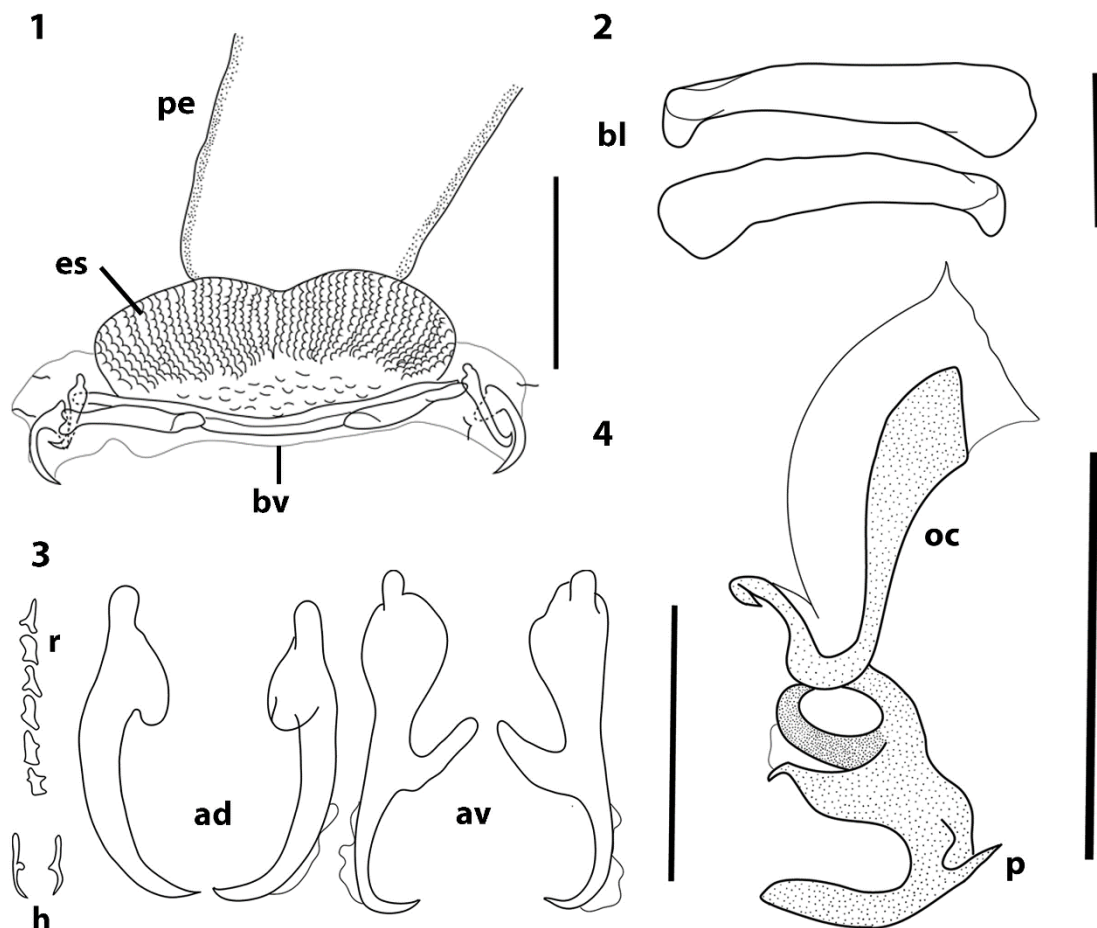


Figura 8 - Desenhos em câmara clara de *Acleotrema* sp. 1: Haptor; 2: Barras laterais; 3: Ganchos, “rodlets” e “hookless”; 4: Órgão copulador masculino (em berlese). ad= âncoras dorsais; av= âncoras ventrais; bl= barras laterais; bv= barra ventral; es= esquamodisco; h= “hooklets”; oc= órgão copulador; pe= pedúnculo; p= peça terminal; r= “rodlets”. Barras- 1: 100 μ m; 2: 50 μ m; 3: 50 μ m; 4; 5: 50 μ m.

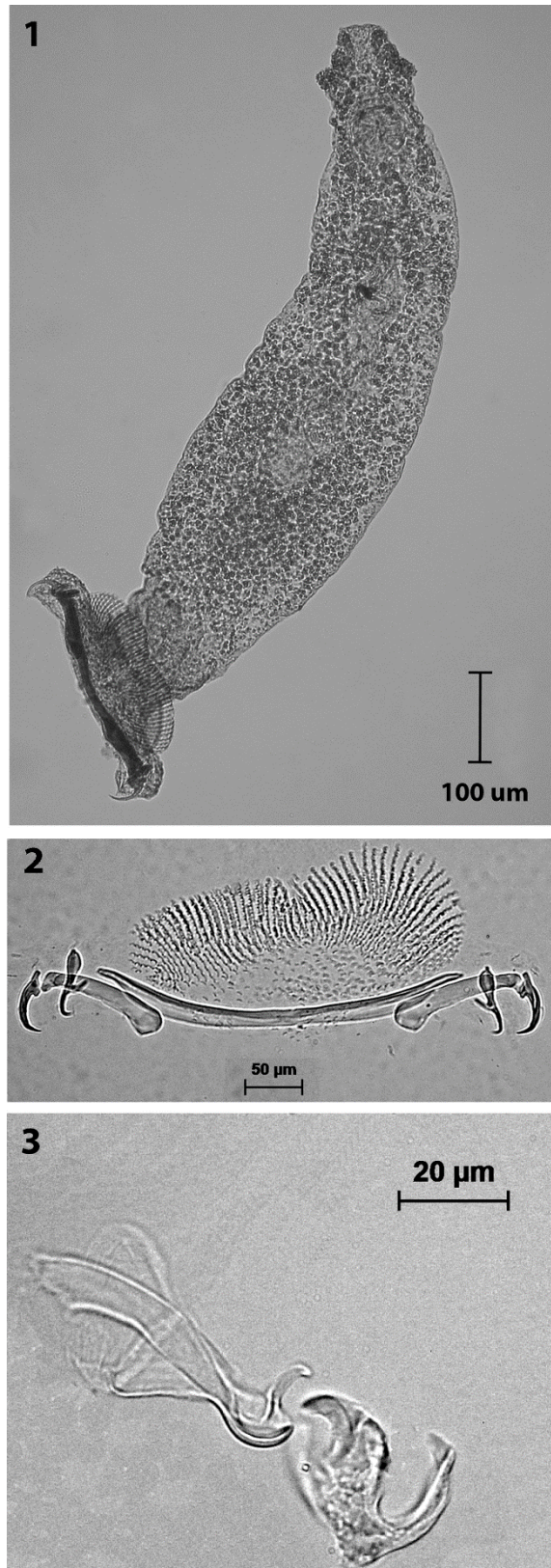


Figura 9 - Fotografia por microscopia de luz de *Acleotrema* sp. 1: corpo total; 2: Haptor e 3: Detalhe do órgão copulador masculino em Berlese.

Medidas baseadas em treze espécimes. Corpo fusiforme, 975 (785–1.190) × 177 (155–195) de largura ao nível do ovário. Lobos cefálicos bem desenvolvidos com três pares de órgãos cefálicos ligados a pequenas glândulas ao nível da faringe. Dois pares de manchas ocelares desiguais na altura região anterior da faringe. Faringe subglobular 52 (48–58) × 51 (45–55). Esôfago curto. Cecos intestinais não confluentes, terminando na extremidade posterior, antes do pedúnculo (Figuras 10 e 12.1).

Haptor com 80 (73–95) × 322 (303–360). Esquamodiscos 59 (50–75) × 239 (225–260), formados por 57 (54–60) fileiras de “rodlets”, sendo as centrais em forma de “V” (Figuras 11.1 e 12.2). Barra ventral g: 255 (240–273); barra lateral (dorsal) g: 112 (108–120), h: 28 (25–30); âncora ventral a: 74 (63–85), b: 66 (55–80), c: 17 (15–20), d: 35 (30–40); e: 48 (43–50), f: 24 (20–27); âncora dorsal a: 75 (63–80), b: 79 (73–80), c (largura da base): 13 (10–18), e: 52 (48–57). Sete pares de “hooklets” 11 (10–12) (Figuras 11.2 e 11.3).

Órgão copulador masculino 172 (158–187) com parte proximal bulbosa de paredes finas 78 (75–83) × 52 (45–60); parte distal esclerotizada em formato de cone 87 (80–95) × 23 (20–25) com bainha levemente marcada de 23 (20–25) de comprimento e espinho postero-lateral. Cirro armado com espinhos 127 (120–137), estende-se da parte bulbosa até o poro genital masculino (Figuras 11.4 e 12.3). Testículo ovóide e pós-ovariano, 182 (153–255) × 123 (105–155), vaso deferente origina-se da parte anterior do testículo; vesícula seminal tubular e sinuosa; região prostática fusiforme (Figura 10).

Ovário 60 (50–80) × 62 (50–75), se curva ao redor do ceco intestinal pelo lado direito, receptáculo seminal e glândula de Mehlis antero-lateral ao ovário. Útero intercecal. Átrio genital largo e esclerotizado. Vagina abrindo-se ao lado do poro genital masculino (Figura 11.4). Folículos vitelínicos distribuídos do início dos cecos intestinais até o início do pedúnculo. Ovos não observados.

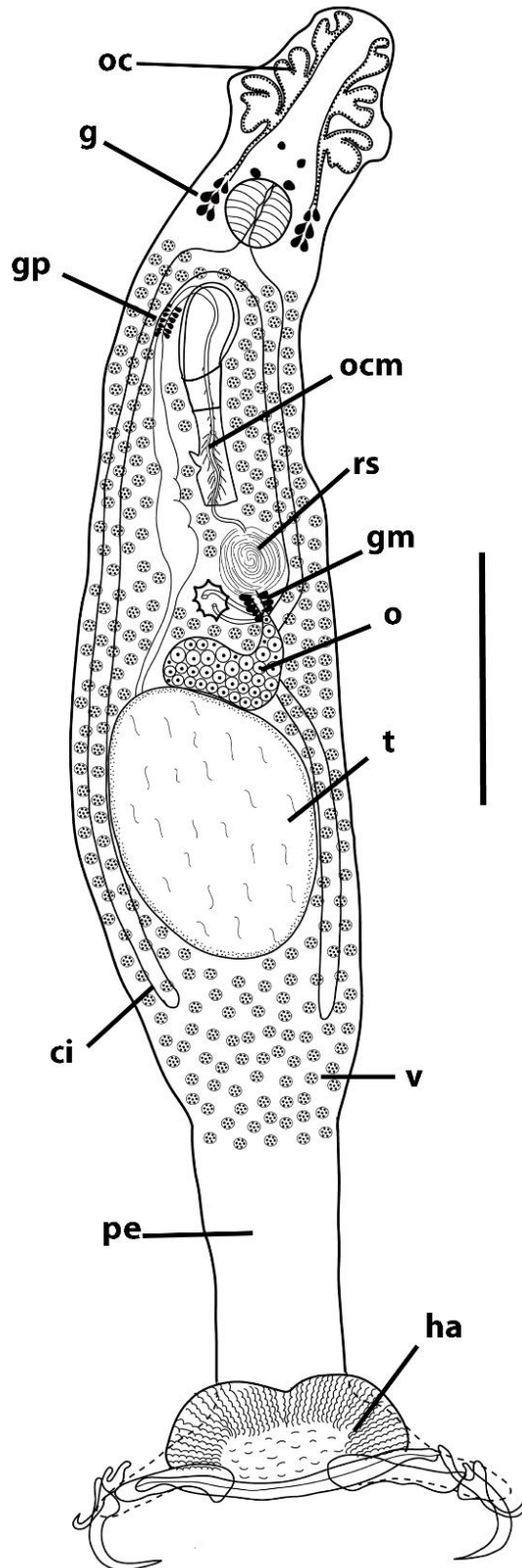


Figura 10 - Desenho de *A. lamothei*. Corpo total, dorsal. Ci=ceco intestinal; g=glândulas; gm=glândula de Mehlis; gp=glândulas prostáticas; ha=haptor; lc=lobos cefálicos; o=ovário; oc= órgão cefálico; ocm=órgão copulador masculino; pe= pedúnculo; rs=receptáculo seminal; t=testículo; v=vitelino. Barra: 200µm.

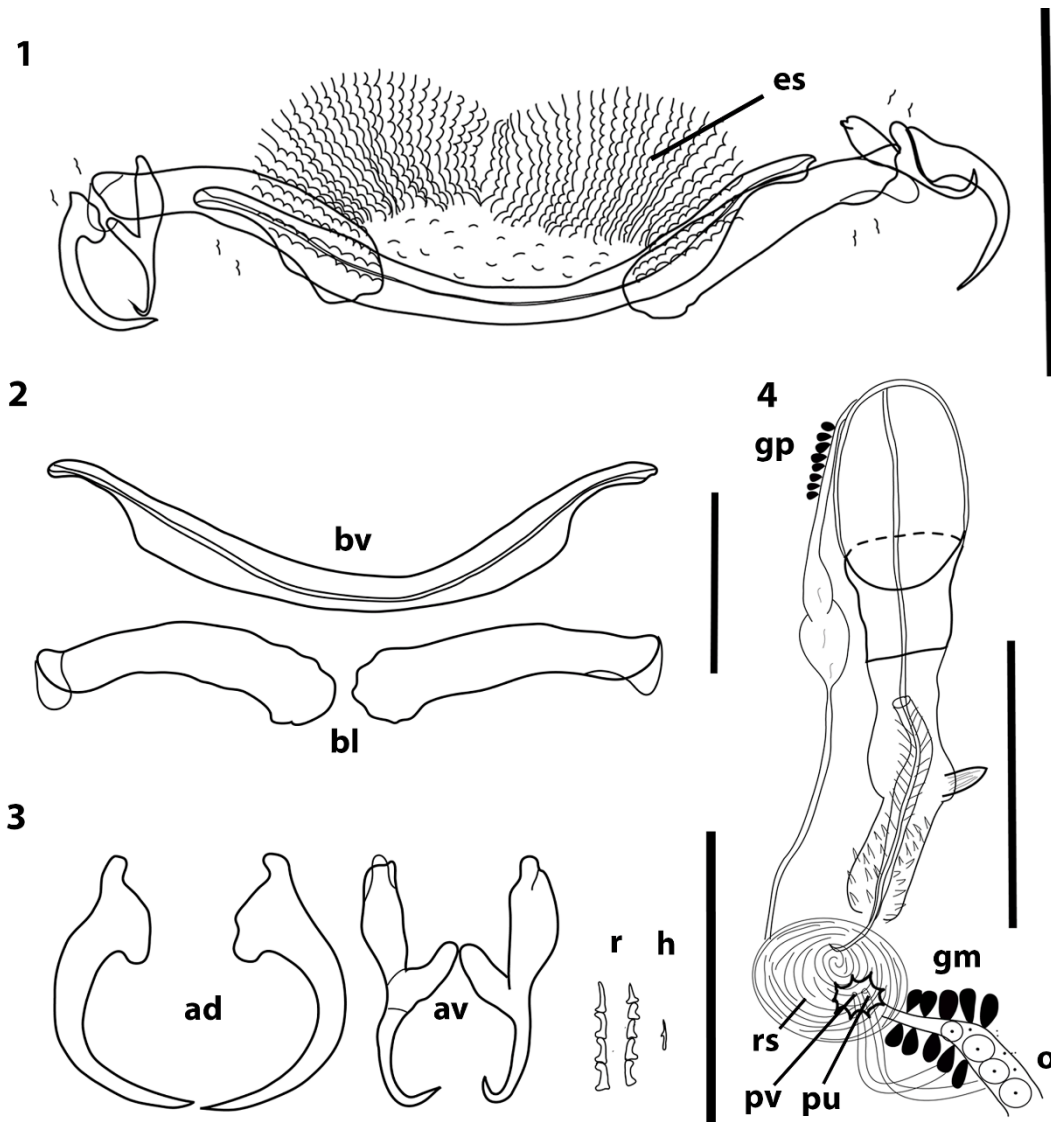


Figura 11 - Desenhos em câmara clara de *A. lamothei*. 1: Haptor; 2: Barras; 3: Ganchos, "rodlets" e "hooklets"; 4: Órgão copulador. ad= âncoras dorsais; av= âncoras ventrais; bl= barras laterais; bv= barra ventral; es= esquamodisco; gm= glândula de Mehlis; gp= glândula prostática; h= "hooklets"; o= ovário; pu= poro uterino; pv= poro vaginal; r= "rodlets"; rs= receptáculo seminal; vs= vesícula seminal. Barras:100µm.

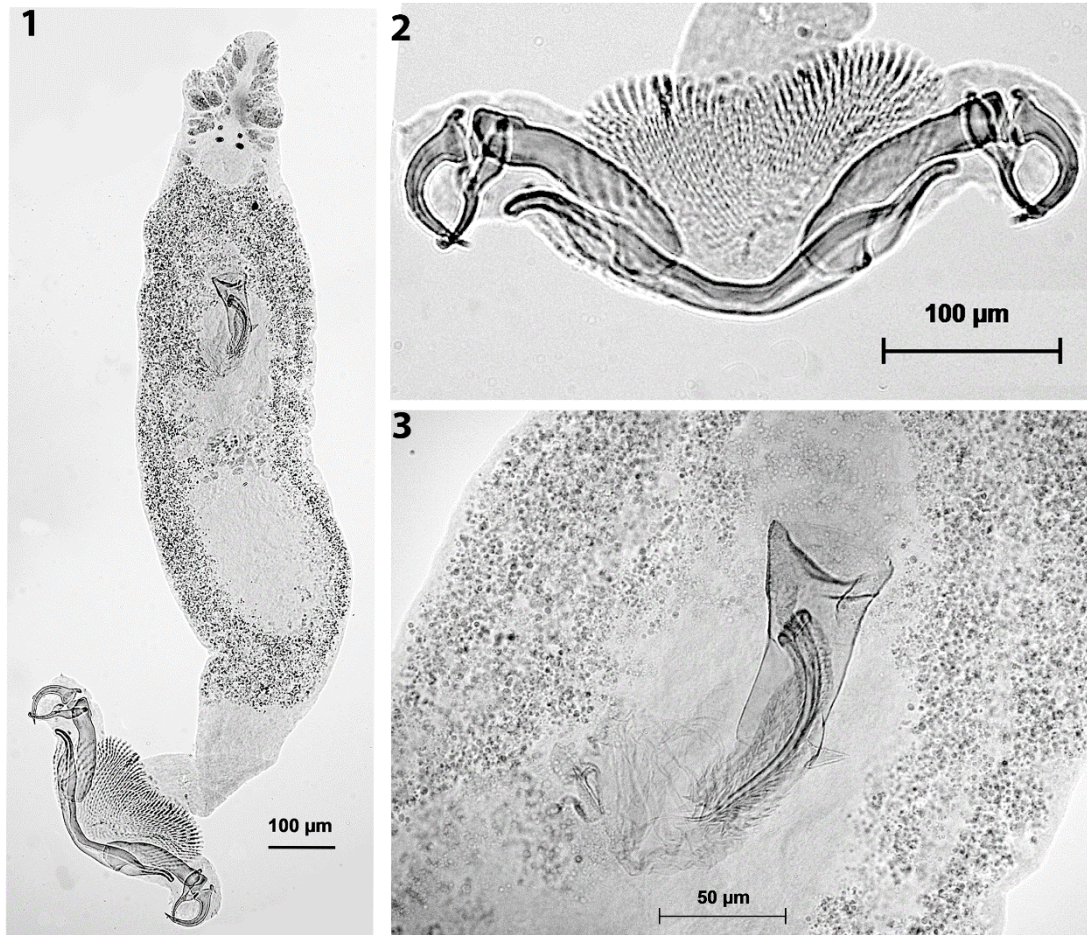


Figura 12 – Fotografia por microscopia de luz de *Acleotrema lamothei*. 1: Corpo total; 2: detalhe do haptor; 3: detalhe do órgão copulador masculino.

Classe Trematoda Rudolphi, 1808
Subclasse Digenea Carus 1863
Ordem Plagiorchiida La Rue 1957
Família Hemiuridae Looss, 1899
Subfamília Opisthadeninae Yamaguti, 1970
Gênero *Opisthadena* Linton, 1910

***Opisthadena dimidia* Linton, 1910**

(Figura 13)

Material coletado: 26 espécimes
Prevalência: 18,2% (4 peixes parasitados)
Intensidade: 3–13
Intensidade média: $6,5 \pm 4,5$
Abundância média: $1,2 \pm 3,1$
Sítio de infecção: Estômago
Hospedeiro: *K. incisor* (novo registro)
Distribuição: Oceano Atlântico (novo registro)

Medidas baseadas em 10 espécimes. Corpo alongado e cilíndrico 5,3 (4,4–7,4) mm × 0,8 (0,4–0,9) mm de largura ao nível do acetábulo. Ventosa oral subterminal, globular, 226 (150–290) × 223 (150–290) com 4–7 pares de papilas. Lobo pré-oral presente, 30 (25–40). Faringe globular com 147 (120–190) × 162 (110–200). Esôfago curto. Cecos intestinais não confluentes, terminando próximos da extremidade posterior do corpo. Acetábulo grande, situado no primeiro terço do corpo, 646 (450–760) × 625 (400–790) (Figura 13).

Testículos ovais, tandem e pós-equatoriais; testículo anterior 248 (180–330) × 239 (160–290); testículo posterior 274 (200–340) × 284 (200–390). Vesícula seminal elíptica, 293 (190–420) × 239 (210–260). Parte prostática estendendo-se da vesícula seminal até a parte posterior do acetábulo, incluindo uma densa quantidade de células prostáticas. Bolsa hermafrodita piriforme (“sinus sac”) com 228 (170–275). Ducto hermafrodita presente com cone genital retrátil (“sinus organ”).

Ovário oval e transversal, 243 (190–320) × 294 (210–350) situado no terço posterior do corpo. Receptáculo seminal oval, anterodorsal ao ovário com 290 (220–410) × 258 (210–350). Vitelinos imediatamente pós-ovarianos, distribuídos em dois lobos compactos justapostos, com 272 (180–400) × 274 (120–330). Glândulas de Mehlis compacta 85 (70–95), dorsal entre o ovário e os vitelinos (Figura 13.2). Útero descende até a região posterior dos vitelinos, e ascende até a extremidade posterior do acetábulo, onde o metratermo se estreita e sobe paralelo ao ducto masculino. Ovos elípticos, 31 (28–38) × 16 (10–20). Vesícula excretora alcança o acetábulo.

Três espécimes de *O. dimidia* foram utilizados para caracterização genética resultando em duas sequências das regiões 18S e 28S do DNA ribossomal. Foram obtidos 700pb da região 18S e 641pb da região 28S. O alinhamento das sequências obtidas com as sequências disponíveis no GenBank resultou em 97% de similaridade com *Opisthadena* sp (AJ287549) na região 18S e 95% de similaridade com *O. dimidia* (AY222198) na região 28S.

As espécies que mostraram maior similaridade nas duas regiões com a espécie estudada estão listadas na Tabela 1 (18S rDNA) e Tabela 2 (28S rDNA), estando também inseridas na análise filogenética que demonstrou uma clara separação de *O. dimidia* das outras espécies da superfamília Hemiuroidea, porém o suporte estatístico foi baixo. *Heronimus mollis* (Leidy, 1856) foi usada como “outgroup” nas duas árvores. Todas as sequências das árvores de 18S do rDNA comparadas tiveram 100% de cobertura (Figura 14) e as sequências comparadas na árvore de 28S tiveram entre 95-100% de cobertura (Figura 15).

Espécie	Similaridade
<i>Opisthadena</i> sp de <i>Kyphosus cinerascens</i>	97%
<i>Hysterolecithoides guangdongensis</i> (Wu, 2000)	94%
<i>Machidatrema chilostoma</i> (Machida, 1980)	94%
<i>Lecithophyllum botryophorum</i> (Olsson, 1868),	93%
<i>Merlucciotrema praeclarum</i> (Manter, 1934),	93%
<i>Bunocotyle progenetica</i> Chabaud e Buttner, 1959	93%
<i>Lecithocladium excisum</i> (Rudolphi, 1819)	93%
<i>Aponurus</i> sp. Looss, 1907	92%
<i>Robinia aurata</i> Pankov, Webster, Blasco-Costa, Gibson, Littlewood e Kostadinova, 2006	92%
<i>Saturnius</i> sp. Manter, 1969	92%
<i>Lecithochirium caesionis</i> Yamaguti, 1942	92%
<i>Dinurus longisinus</i> Looss, 1907	92%

Tabela 1 – Similaridades de *O.dimidia* na região 18S com as sequências disponíveis no GenBank.

Espécies	Similaridades
<i>Opisthadena dimidia</i> de <i>Kyphosus cinerascens</i>	95%
<i>Quadrifoliovarium quattuordecim</i> Chambers e Cribb, 2006	87%
<i>Q.maceria</i> Chambers e Cribb, 2006	87%
<i>Q. simplex</i> Chambers e Cribb, 2006	87%
<i>Bilacinia australis</i> Manter, 1969	87%
<i>Unilacinia asymmetrica</i> Manter, 1969	87%
<i>Q.pritchardae</i> Yamaguti, 1965	86%
<i>Lecithophyllum botryophorum</i> (Olsson, 1868)	85%
<i>Bunocotyle progenetica</i>	85%
<i>Robinia aurata</i>	85%
<i>Merlucciotrema praeclarum</i>	84%
<i>Machidatrema chilostoma</i>	83%

Tabela 2 – Similaridades de *O. dimidia* da região 28S com as sequências disponíveis no GenBank.

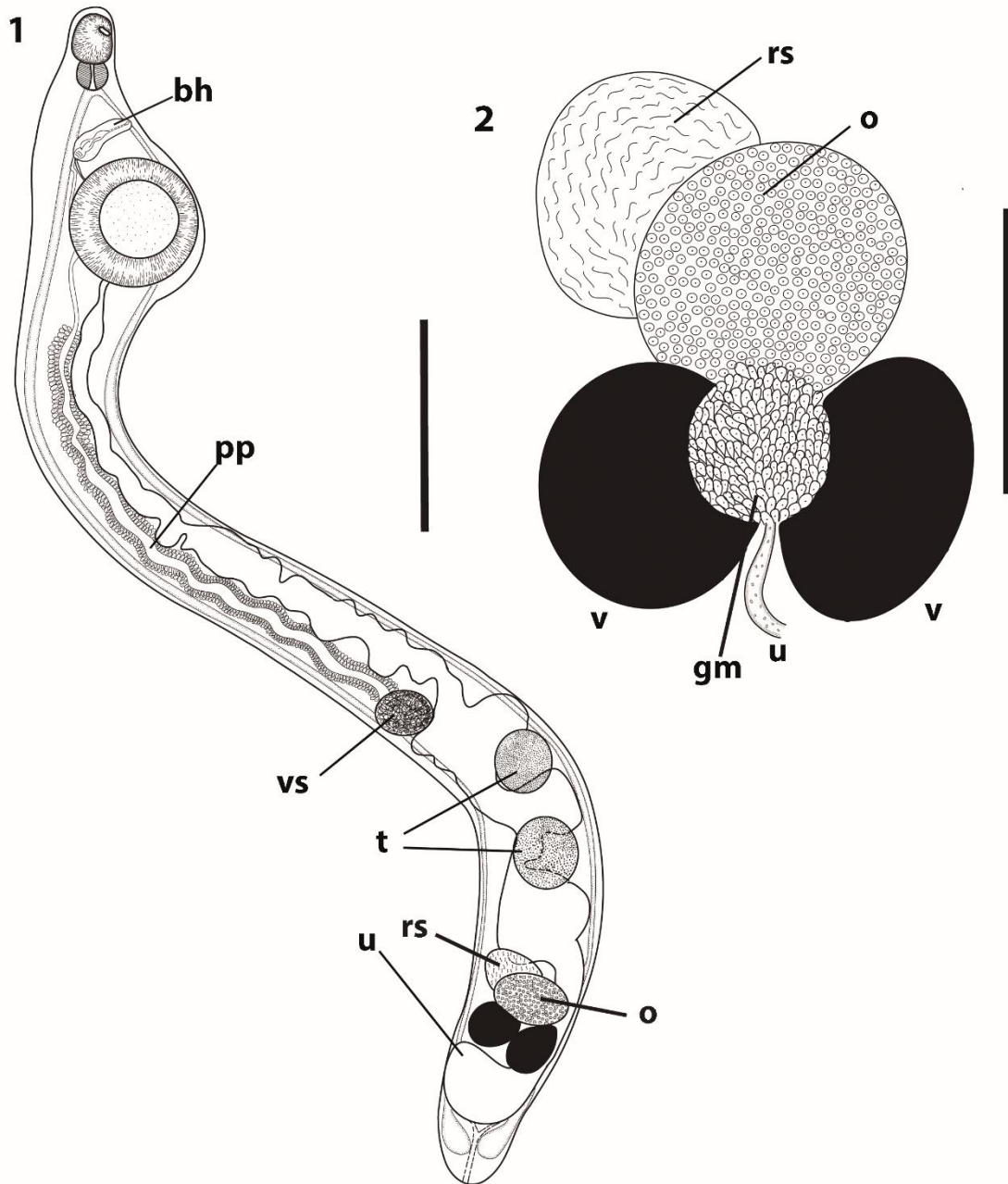


Figura 13 - Desenhos em câmara clara de *Opisthadena dimidia*. 1: Corpo total; 2: Detalhe do sistema reprodutor feminino. bh= bolsa hermafrodita; gm= glândula de Mehlis; pp= parte prostática; rs= receptáculo seminal; t= testículos; u= útero; v= vitelinos; vs= vesícula seminal. Barra - 1: 1mm; 2: 200µm.

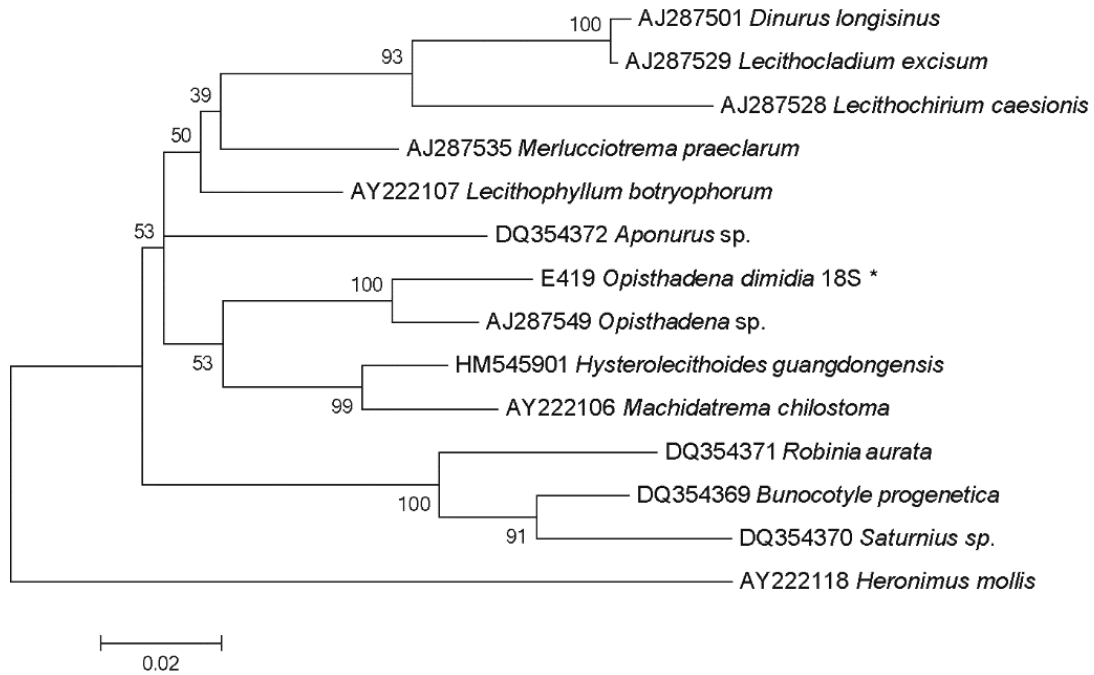


Figura 14 - Árvore filogenética da região 18S de *O. dimidia* (*) utilizando 'Maximum likelihood' e o modelo Kimura 2 parâmetros. Os números representam a confiabilidade dos grupos testados por 'bootstrapping' (%). Como "outgroup" foi usado *H. mollis*.

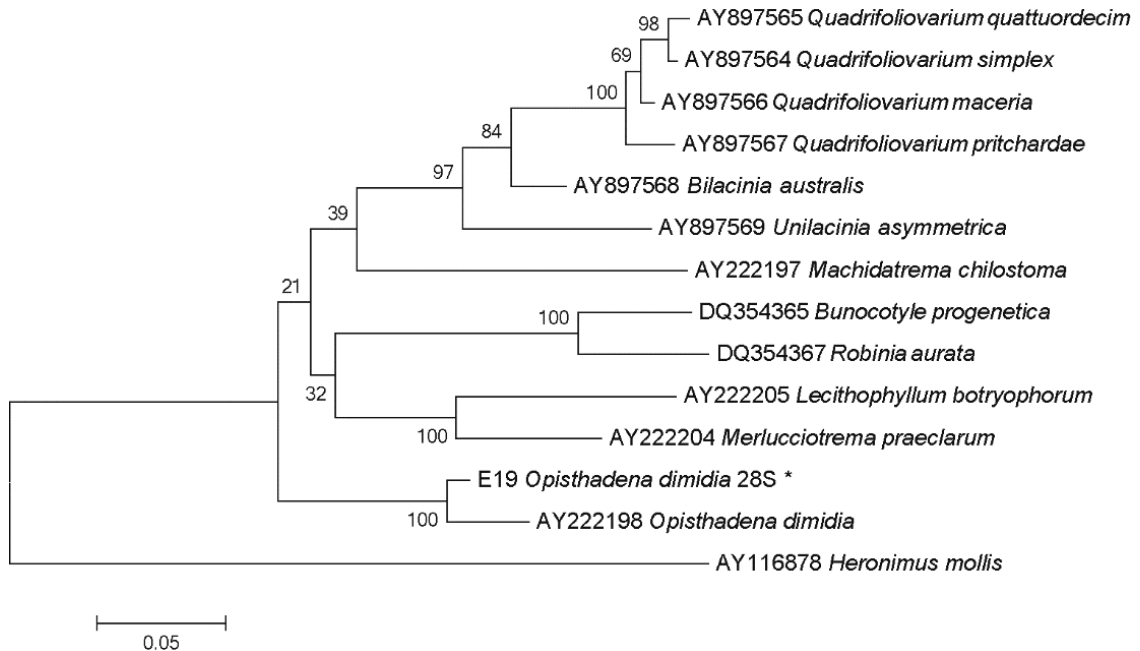


Figura 14 - Árvore filogenética da região 28S de *O. dimidia*(*) utilizando 'Maximum likelihood' e o modelo Kimura 2 parâmetros. Os números representam a confiabilidade dos grupos testados por 'bootstrapping' (%). Como "outgroup" foi usado *H. mollis*.

Família Lecithasteridae Odhner, 1905

Subfamília Lecithasterinae Odhner, 1905

Gênero *Aponurus* Looss, 1907

***Aponurus laguncula* Looss 1907**

(Figura 16)

Material coletado: 22 espécimes

Prevalência: 18,2% (4 peixes parasitados)

Intensidade: 2–8

Intensidade média: $5,5 \pm 2,6$

Abundância média: $1,0 \pm 2,4$

Sítio de infecção: Estômago

Hospedeiro: *K. incisor* (novo registro)

Medidas baseadas em 10 espécimes: Corpo medindo 917 (675–1.335) × 176 (110–225). Apresenta um pequeno lobo pré-oral 11 (8–15) anterior a ventosa oral. Ventosa oral subglobular e subterminal 91 (75–105) × 82 (65–95). Acetábulo subglobular, anterior à metade do corpo, 167 (105–198) × 135 (90–165). Pré-faringe ausente. Faringe oval com 45 (38–55) × 44 (30–55). Esôfago muito curto ou aparentemente ausente. Cecos intestinais com paredes finas (Figura 16).

Testículos ovais, oblíquos e contíguos localizados na parte posterior do corpo. Testículo anterior 84 (58–130) × 79 (50–123), posterior 81 (63–123) × 72 (38–128). Vesícula seminal sacular, oval, localizada na região anterior do corpo, alcançando a parte anterior do acetábulo, 80 (48–115) × 52 (30–68). Parte prostática tubular, envolvida por glândulas. Bolsa hermafrodita (“Sinus sac”) oval com parede fina. Poro genital localizado ao nível da margem posterior da faringe.

Ovário oval, pós-testicular, sinistral e contíguo ao testículo posterior, 84 (55–105) × 69 (43–98). Receptáculo seminal 80 (55–112) × 66 (40–105) e glândula de Mehlis localizados entre o ovário e o testículo posterior, sendo sobreposto pelas massas vitelínicas. Maior parte do útero localizado na parte posterior do corpo, sendo a massa principal situada entre as gônadas e as massas vitelínicas, alcançando a extremidade posterior do corpo. Vitelinos

ventrais, situados na região do ovário, compostos por 7 pequenas massas globulares e compactas. Apresenta numerosos ovos operculados com 31 (23–37) × 15 (10–20) (Figura 16).

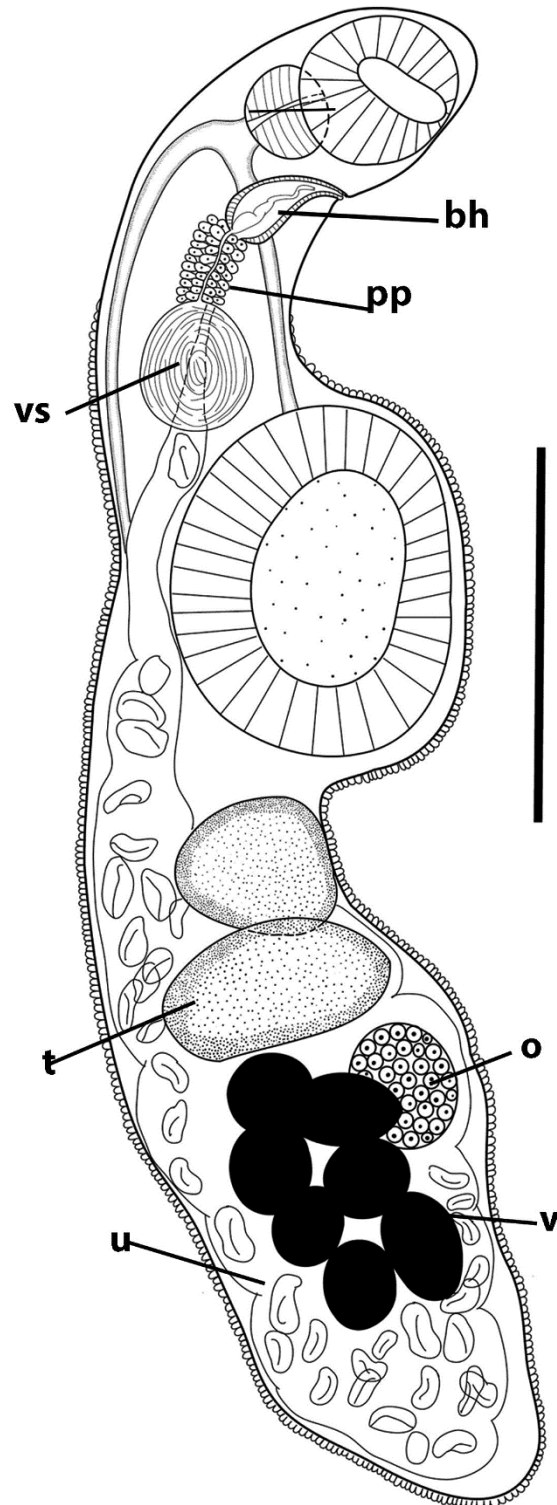


Figura 15 - Desenho em câmara clara de *Aponurus laguncula*.bh= bolsa hermafrodita; o= ovário; pp= parte prostática; t= testículos; u= útero; v= vitelinos; vs= vesícula seminal. Barra: 200µm

Filo Nematoda

Classe Secernentea

Ordem Spirurida Chitwood, 1933

Família Cystidicolidae Skrjabin, 1946

Gênero *Pseudascarophis* Ko, Margolis e Machida, 1985

***Pseudascarophis brasiliensis* Pereira, Pereira, Timi e Luque, 2013**

(Figuras 17 e 18)

Material coletado: 69 espécimes

Prevalência: 45,4% (10 peixes parasitados)

Intensidade: 1–35

Intensidade média: $6,9 \pm 10,6$

Abundância média: $3,1 \pm 7,8$

Sítios de infecção: Estômago e Intestino

Novo hospedeiro: *K. incisor*

Parasitos com coloração esbranquiçada, sendo as fêmeas maiores do que os machos. Parte anterior do corpo mais delgada do que a parte posterior, cutícula espessa com linha lateral marcada e com estrias transversais (Figura 18.1). Extremidade cefálica com quatro papilas cefálicas e um par de anfídeos posterolaterais. A abertura oral é oval e alongada dorsoventralmente. Dois pseudolábios laterais em forma de “T”. Deirídeos bifurcados localizados na metade do vestíbulo. Vestíbulo longo com prostômio em formato de funil. Parte glandular do esôfago muito longa, sendo mais comprida do que a porção muscular. Anel nervoso próximo da junção do esôfago muscular com o vestíbulo. Poro excretor levemente posterior ao anel nervoso (Figura 17.1). Asa lateral estreita presente em ambos os sexos, estendendo-se do nível do prostômio até a extremidade anterior da cauda, nos machos, e até a região anterior do ânus, nas fêmeas.

Medidas baseadas em 10 espécimes machos. Corpo medindo 13 (12–15) mm × 0,1 (0,08–0,12) mm na maior largura do corpo. Vestíbulo mais o

prostomio com 128 (90–155). Prostomio com 8 (5–10) × 9 (8–12). Esôfago muscular 274 (220–330) e esôfago glandular com 6.800 (6.100–7.800), sendo a proporção do esôfago glandular em relação ao esôfago muscular de 1:25 (1:21–1:34). A porcentagem do esôfago muscular somado ao esôfago glandular em relação ao comprimento total do corpo é de 53 (47–59). O anel nervoso está situado a 178 (140–220), deirídeos a 56 (35–73) e poro excretor a 201 (167–252) da extremidade anterior do corpo (Figura 17.1).

Região posterior do corpo espiralada com asa caudal membranosa. Há 10 pares de papilas caudais: três pares pré-anais pedunculados, sendo o segundo e o terceiro pares muito próximos; um par adanal pedunculado; seis pares pós-anais, sendo os quatro primeiros pares subventrais e pedunculados (o quarto par menor do que os outros) e os últimos dois pares sésseis e próximos da ponta da cauda (Figura 17.2).

Espículo esquerdo longo com extremidade proximal arredondada e distal com pequeno alargamento terminando em ponta estreita, 281 (205–350). Espículo direito dissimilar, com a extremidade distal com ponta estreita, 125 (103–163). A proporção dos espículos foi de 1: 2,3 (1:1,4–1:3,3) (Figura 17.3). Cauda cônica com ponta arredondada 240 (180–315) (Figura 17.2).

Medidas baseadas em 10 espécimes fêmeas: Corpo medindo 22 (19–27) mm × 0,15 (0,1–0,18) mm na maior largura. Vestíbulo mais prostomio 147 (90–217). Prostomio com 11 (8–15) × 14 (8–20). Esôfago muscular 368 (230–485) e esôfago glandular com 7.180 (6.100–8.800), sendo a proporção do esôfago glandular em relação ao esôfago muscular de 1:20 (1:14–1:29). A porcentagem do esôfago muscular somado ao esôfago glandular foi de 34,5 (24,2–40,3). Deirídeos situados a 66 (48–80), anel nervoso a 167 (128–195) e poro excretor a 215 (188–240), respectivamente, da extremidade anterior.

Vulva localizada na metade posterior do corpo distando 13 (8–18) mm da extremidade anterior. Lábios da vulva não elevados (Figuras 17.5 e 18.2). Útero anfídelfo ocupando metade do corpo, preenchido com numerosos ovos. Ovos alongados com parede espessa e lisa, 27 (23–30) × 16 (10–28). Cauda cônica com ponta arredondada 133 (110–150) (Figuras 17.4 e 18.3).

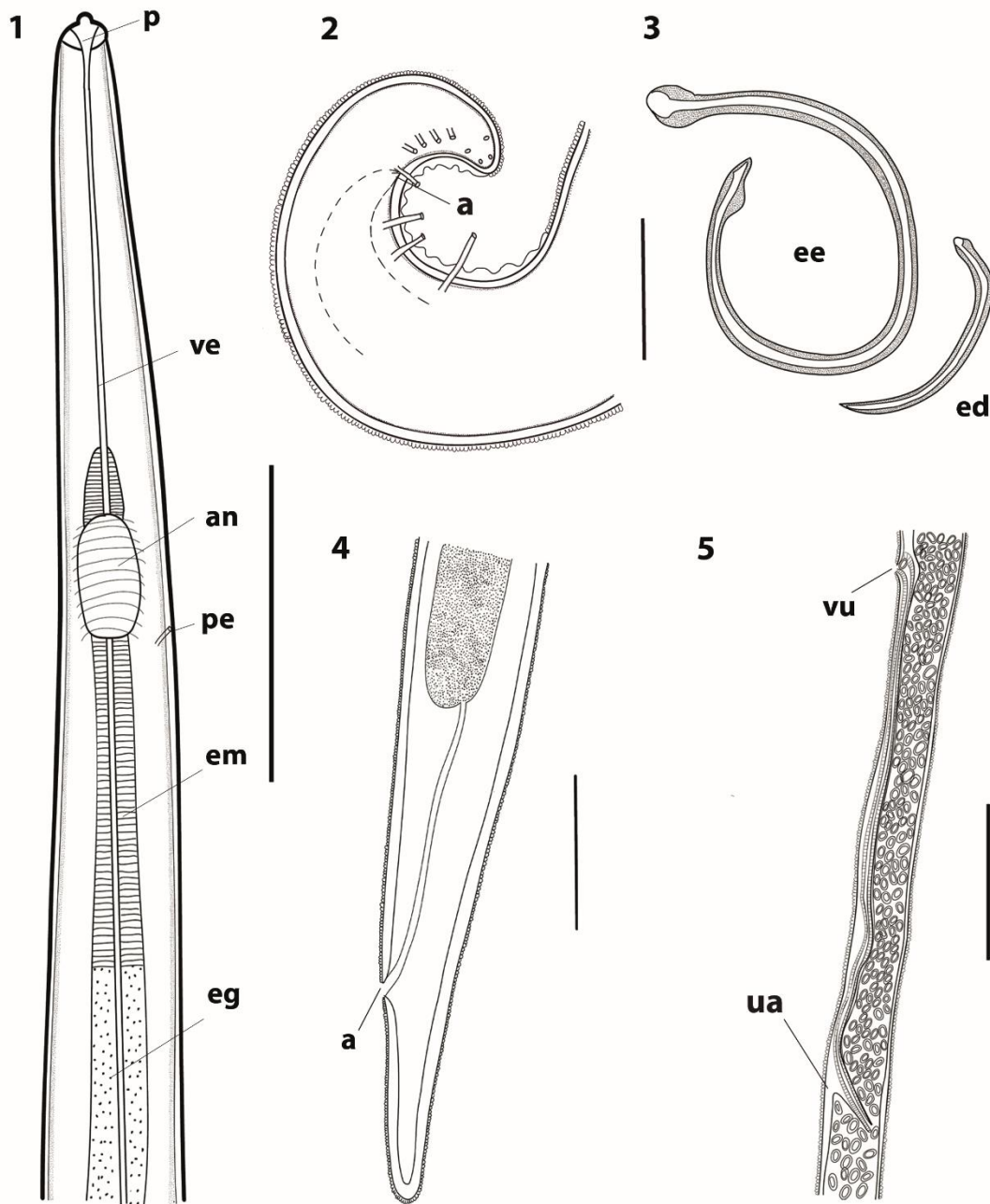


Figura 16 - Desenhos em câmara clara de *P. brasiliensis*. 1: Região anterior do macho; 2: Cauda do macho; 3: Espículos; 4: Cauda da fêmea; 5: detalhe do útero. a= ânus; an= anel nervoso; ed= espículo direito; ee= espículo esquerdo; eg= esôfago glandular; em= esôfago muscular; p= prostômio; pe= poro excretor; ua= útero anfidelfo; ve= vestibulo; vu= vulva. Barra - 1: 100µm; 2: 50µm; 3: 50µm; 4:100µm; 5: 400µm.

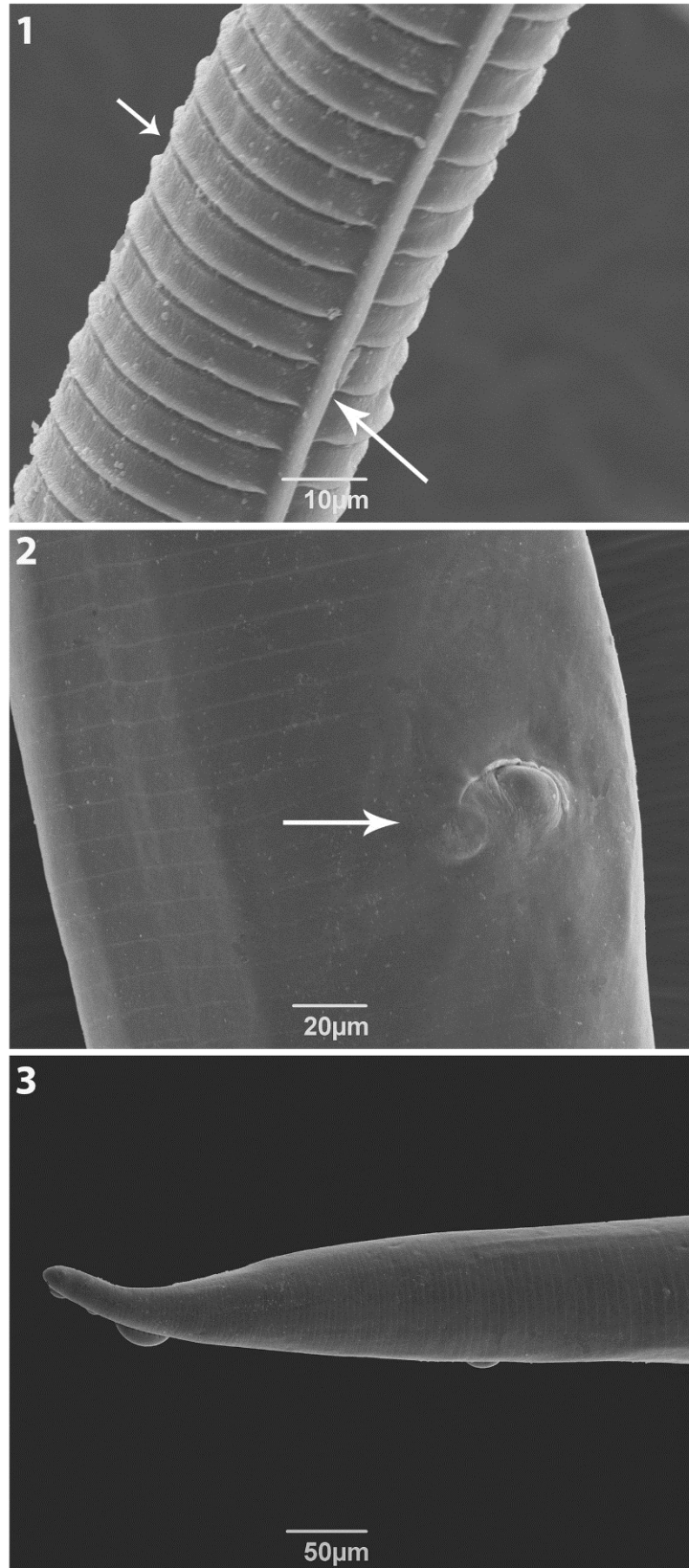


Figura 17 - Fotomicrografia eletrônica de varredura de *P.brasiliensis*. 1: Cutícula (seta menor = estrias da cutícula; seta maior= linha lateral); 2: Detalhe da vulva seta= lábios da vulva); 3: Cauda da fêmea.

Filo Acanthocephala

Classe Palaeacanthocephala Meyer, 1931

Ordem Echinorhynchida Southwell e Macfie, 1925

Família Cavisomidae Meyer, 1932

Gênero *Filisoma* Van Cleave, 1928

***Filisoma* sp.**

(Figuras 19–21)

Material coletado: 221 espécimes

Prevalência em *K. incisor*: 41% (9 peixes parasitados)

Intensidade: 4–87

Intensidade média: 24,6±27,9

Abundância média: 10,0 ± 21,2

Sítio de infecção: Intestino delgado

Hospedeiros: *Kyphosus incisor* e *Kyphosus sectatrix* (novos registros)

Distribuição: Copacabana e Baía de Ilha Grande, RJ. Brasil (novos registros)

Parasitas com coloração esbranquiçada a amarelo claro, longos e delgados, com corpo desarmado e cilíndrico (Figura 19). Fêmeas maiores do que os machos. Probóscide longa e cilíndrica com 17 (16–18) fileiras longitudinais com c. 42 ganchos (Figuras 20.1 e 21.1). Ganchos com estrutura simples e raiz pouco profunda, com formato uniforme dorsoventralmente, 33 (30–40) de comprimento total (Figuras 20.2 e 21.2). Os espinhos diminuem de tamanho quando se aproximam da base da probóscide; as cinco primeiras fileiras transversais apresentam espinhos menores, 29 (25–30) com distribuição irregular (Figura 20.1 e 20.2).

Medidas baseadas em 10 espécimes machos provenientes de K. incisor. Corpo 31,4 (24,5–36,7) mm × 1,15 (1–1,7) mm. Probóscide com 993 (490–1.210) × 134 (100–155), parcialmente evertida, com 32 a 36 ganchos visíveis. Pescoço com 154 (100–225) × 96 (70–125). Receptáculo da probóscide com parede dupla 1.498 (1.080–1.790). Gânglio cerebral localizado na base do receptáculo da

probóscide 51 (40–85) × 84 (60–135). Lemniscos mais longos do que o receptáculo. Testículos contíguos localizados no início do segundo terço do corpo, o anterior medindo 1.666 (1.200–2.450) × 527 (310–930) e o posterior com 1.538 (900–2.420) × 498 (320–760) (Figura 19). Quatro glândulas de cimento longas, 14,6 (11–16,8) mm, com pequenos núcleos ovais. Bolsa de Saeftigen ovalada localizada na base da bolsa copuladora (Figuras 19 e 20.3).

Medidas baseadas em 10 espécimes fêmeas provenientes de K. incisor: Corpo 51,7 (39,4–64,9) mm × 1,3 (1–1,7) mm. Probóscide 1.135 (820–1.395) × 167 (125–355), parcialmente evertida, com 32 a 38 ganchos visíveis. Pescoço com 171 (125–200) × 124 (90–175). Receptáculo da probóscide com parede dupla 1.802 (1.640–1.950). Gânglio cerebral localizado na base do receptáculo da probóscide 94 (45–160) × 108 (60–145). Lemniscos mais longos do que o receptáculo da probóscide. Sistema reprodutivo com 2.666 (2.140–3.330) do sino uterino (campânula) até a extremidade posterior do corpo. Poro genital subterminal e cauda curvada (Figura 20.4 e 21.4). Ovos elípticos com hérnias polares, 57 (30–70) × 19 (15–20) (Figura 20.5).

Medidas baseadas em 2 machos provenientes de K. sectatrix: Corpo 34,1 × 1,6 e 27,6 × 1,0 mm. Probóscide 1.050 × 123 com 38 ganchos e 743 × 103 com 34 ganchos. Pescoço 203 × 128 e 162 × 83. Receptáculo da probóscide com parede dupla 1.483 e 1.215. Gânglio cerebral 53 × 89 e 55 × 84. Lemniscos mais longos do que o receptáculo da probóscide. Testículo anterior 1.725 × 590 e 1.612 × 499, testículo posterior 1.437 × 502 e 1.523 × 427. Quatro glândulas de cimento 14,6 e 12,7 mm.

Medidas baseadas em 2 fêmeas provenientes de K. sectatrix: Corpo 62,9 × 1,7 mm e 60,3 × 1,4 mm. Probóscide 1.420 × 412, totalmente evertida com c. 42 ganchos e 1.200 × 371 com apenas 39 ganchos visíveis. Pescoço 183 × 150 e 168 × 87. Sistema reprodutivo com 3.100 e 2.845 do sino uterino até a extremidade posterior do corpo. Poro genital subterminal e cauda curvada. Ovos com três membranas 62 × 17 e 58 × 16.

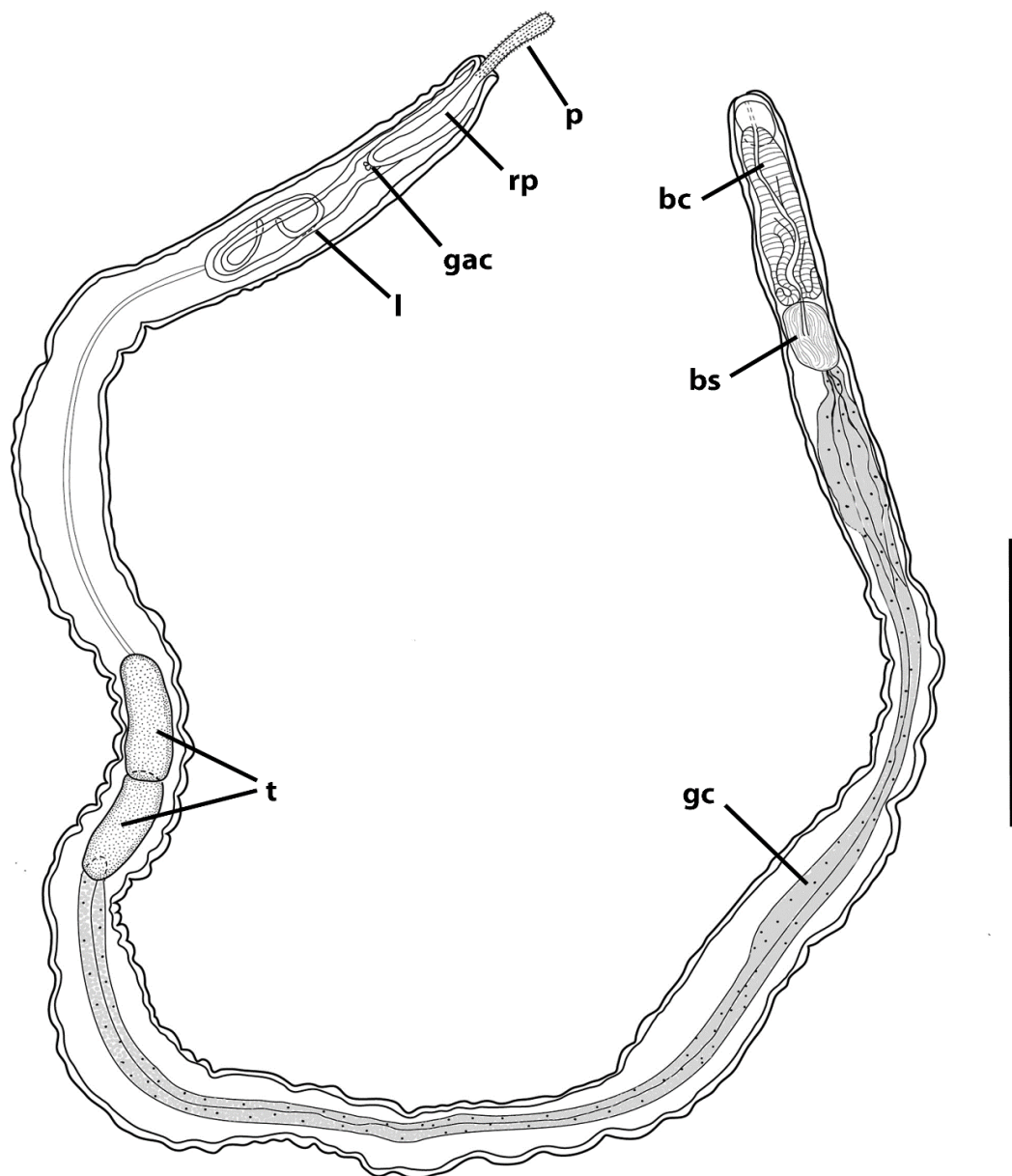


Figura 18 - Desenho em câmara clara de *Filisoma* sp. Corpo total. bc= bolsa copuladora; bs= bolsa de Saeftigen; gac=gânglio cerebral; gc=glândulas de cimento; l=lemniscos; p=probóscide; rp=receptáculo da probóscide; t=testículos. Barra- 3mm.

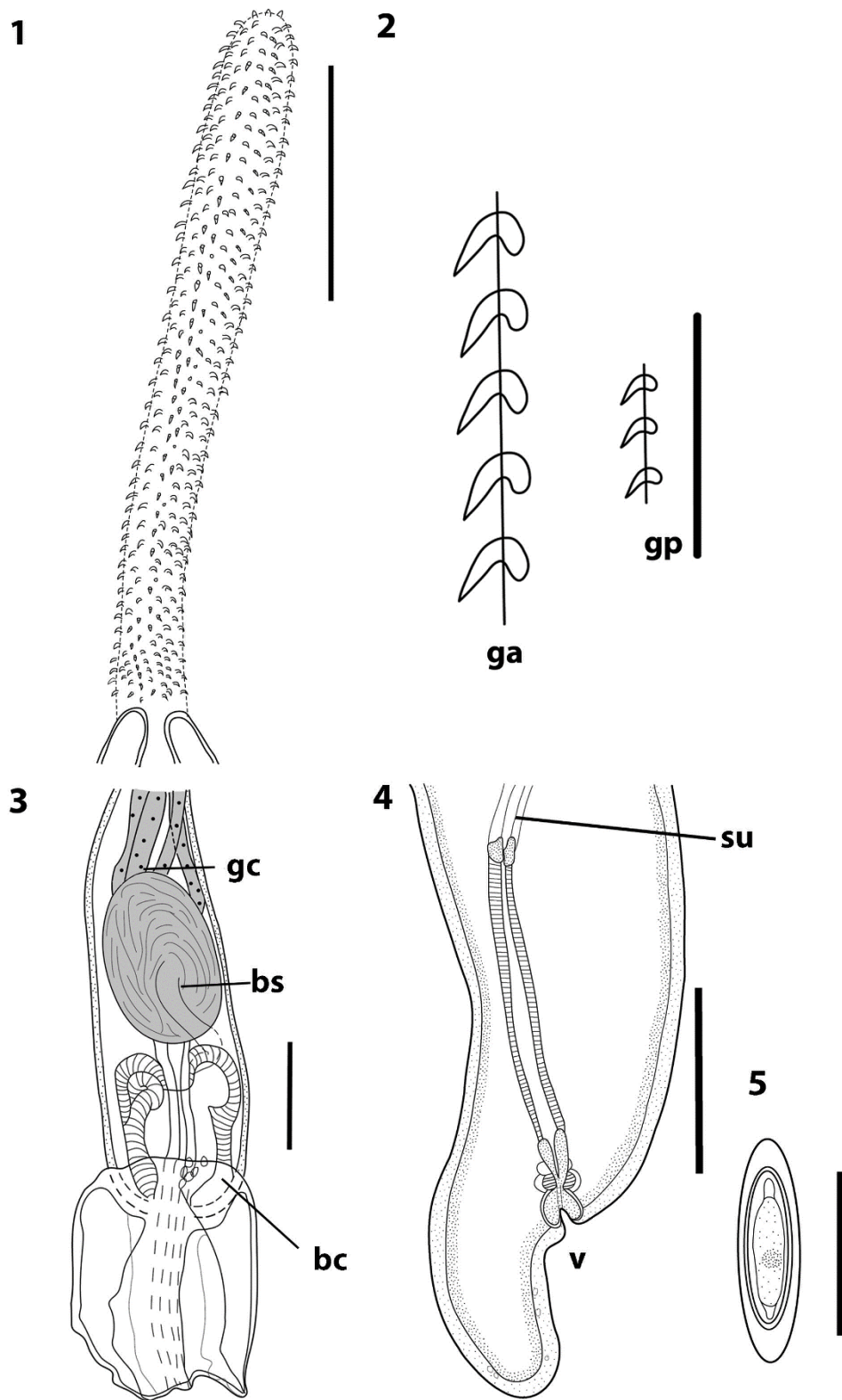


Figura 19 - Desenho em câmara clara de *Filisoma* sp. 1: Probóscide (*K. sectatrix*); 2: Detalhe dos ganchos; 3: Cauda do macho; 4: Cauda da fêmea; 5: Ovo. bc= bolsa copuladora; bs= bolsa de Saeftigen; ga= ganchos da região anterior; gac= gânglio cerebral; gc= glândulas de cimento; gp= ganchos da região posterior; su= sino uterino; v= vulva. Barras – 1: 1µm; 2:100µm; 3 e 4: 500µm; 5: 50µm.

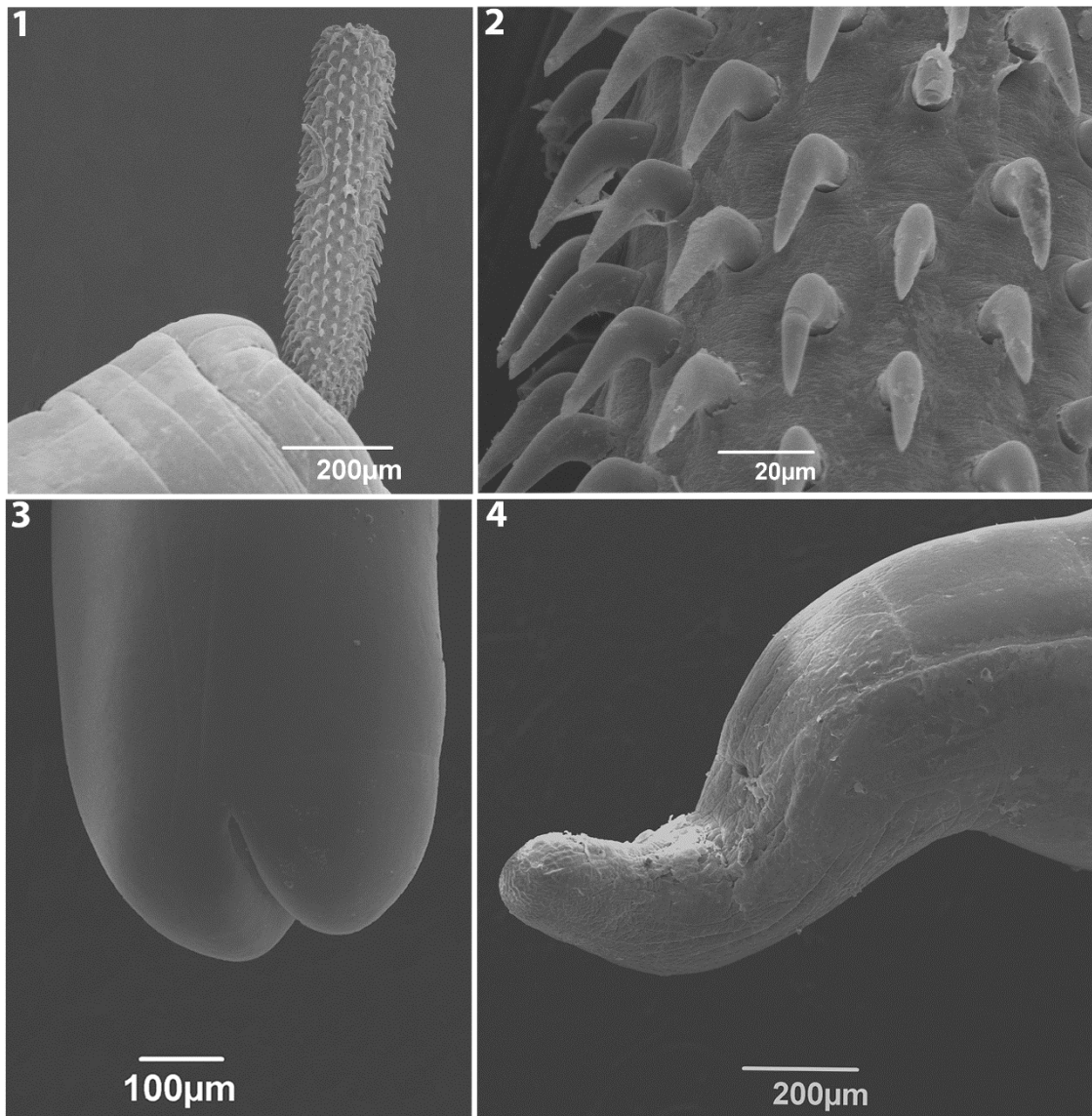


Figura 20 - Micrografia eletrônica de varredura de *Filisoma* sp. proveniente de *K.incisor*. 1: Probóscide; 2: Ganchos da região anterior da probóscide; 3: Cauda do macho com bolsa copuladora evertida; 4: Cauda da fêmea.

Quatro espécimes de *Filisoma* sp. foram utilizados para caracterização genética, resultando em apenas uma sequência com 600pb do DNA ribossomal (28S). O alinhamento desta sequência com as sequências disponíveis no GenBank resultou em similaridade com indivíduos da família Echinorhynchidae Cobbold, 1879.

Filisoma sp. apresenta maior similaridade com: *Pseudoacanthocephalus nguyenthileae* Amin, Van Ha e Heckmann, 2008 com 92%, *P. bufonis* (Shibley, 1903) com 90% e *P. nickoli* Vasyl, Lisitsyna, Crossley, Bin e Bush, 2013 com 89% (Figura 22).

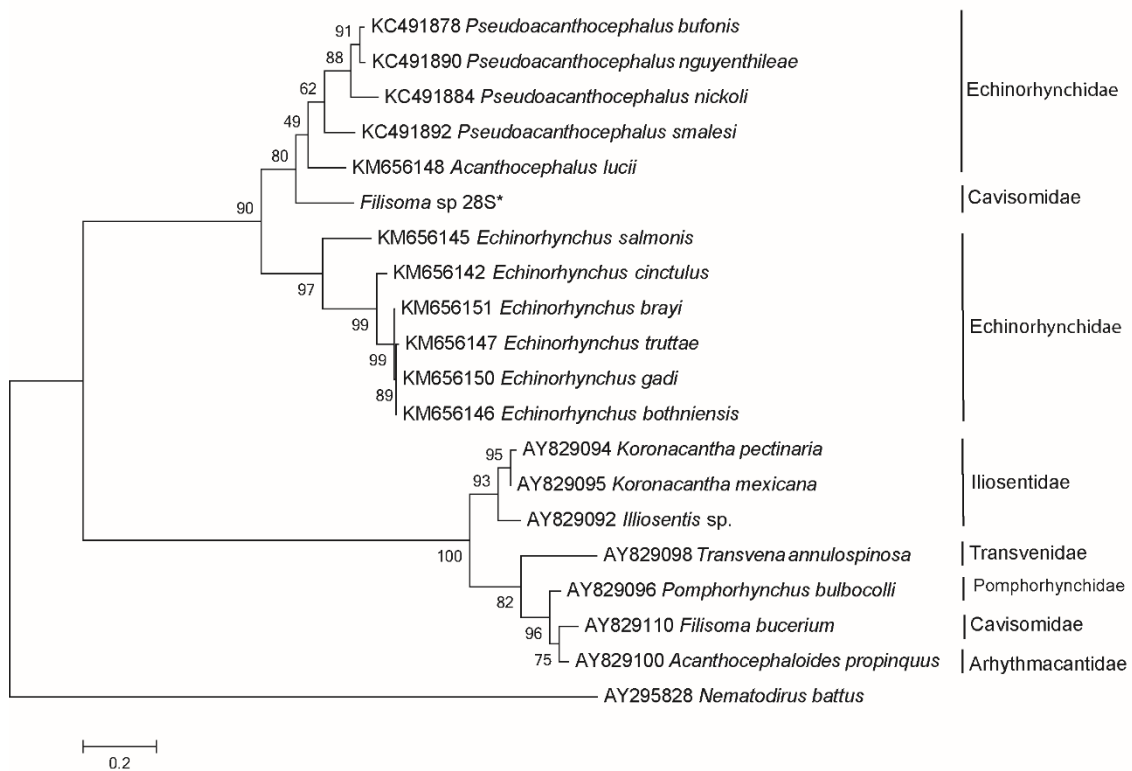


Figura 21 - Árvore filogenética de *Filisoma* sp (*) utilizando “Maximum likelihood” e o modelo Kimura 2 parâmetros. Os números representam a confiabilidade dos grupos testados por “bootstrapping” (%). *Nematodirus battus* como “outgroup”.

DISCUSSÃO

A parasitofauna de *K. incisor* encontrada nesse trabalho foi bastante diversa, incluindo sete espécies pertencentes aos três filos do grupo dos helmintos (Plathyhelminthes, Nematoda e Acanthocephala). Léon-Règanon et al. (1997) referiram em *K. elegans* no México uma grande biodiversidade de helmintos, onde foram encontradas 10 espécies, que incluiu a descrição de *Acleotrema oliveri*, *Acleotrema nenu* (Yamaguti, 1968), *Acleotrema kyphosi* (Yamaguti, 1968), *Pseudobivagina aniversaria* (Bravo-Hollis, 1979), *Deontacylix ovalis* Linton, 1910, *Opisthadena dimidia*, *Cadenatella (Jeancadenatia) dohenyi* (Winter, 1956), *Filisoma bucerium* Van Cleave, 1940, *Ascarophis girellae* (Yamaguti, 1935) e o estágio larval do Nematoda Anguillicolidae gen. sp. Yamaguti, 1935.

Neste trabalho as espécies referidas incluem *Pseudobivagina* sp., *Acleotrema* sp., *Acleotrema lamothei*, *O. dimidia*, *A. laguncula*, *Pseudascarophis brasiliensis* e *Filisoma* sp.

Serão discutidas a seguir todas as espécies de Monogenea, Trematoda, Nematoda e Acanthocephala encontradas neste estudo.

***Pseudobivagina* sp.**

Microcotyle tai foi descrita por Yamaguti (1938) de peixes da família Sparidae da costa do Japão. Em 1963, Yamaguti propôs o gênero *Bivagina* para abrigar os Monogenea pertencentes à *Microcotyle* van Beneden e Hesse, 1863 que possuíam um aparelho copulador sem espinhos e duas aberturas vaginais armadas ou não (Mamaev; Parukhin 1975), denominando *Neobivagina tai* (Yamaguti, 1938) como espécie tipo e incluindo também *N. alcedinis* (Parona e Perugia, 1890), *N. australis* (Murray, 1931), *N. baumi* (Sprehn, 1930) e *N. sillaginae* (Woolcok, 1936).

Yoon et al. (2013) criaram o gênero *Omanicotyle* tendo apenas uma espécie, *Omanicotyle heterospina* (= *Bivagina heterospina*) que tem como característica átrio genital sem espinhos, cirro não diferenciado e vagina armada. Diferencia-se de *Bivagina* pelo tamanho e armadura das vaginas. Estudos

filogenéticos das regiões 18S e 28S demonstraram 99% de identidade de *O. heterospina* com *Bivagina pagrosomi* (Murray, 1931) e *Microcotyle sebastis* Goto, 1894, indicando a grande proximidade entre os três gêneros.

Dillon e Hargis (1965) criaram o gênero *Neobivagina* para acomodar os parasitos do gênero *Bivagina* com átrio genital e/ou cirro armado com espinhos e duas aberturas vaginais armadas ou não com espinhos. A espécie tipo do gênero é *Neobivagina canthari* (van Beneden; Hesse 1863) (= *Microcotyle canthari*) de *Cantharus* spp. (Linnaeus, 1798) do Mar Mediterrâneo.

Mamaev (1986) descreveu o gênero *Pseudobivagina* que difere de *Bivagina* e *Neobivagina* por possuir um haptor assimétrico e diferenças no aparelho copulador, como órgão copulador armado dorsalmente com uma semicoroa de espinhos em forma de costelas, sobreposto por um átrio genital em forma de cúpula com espinhos maiores; canal ejaculador dividido em duas partes, sendo a parte anterior reta e muscular e a posterior sinuosa e membranosa. Tem como espécie tipo *P. kyphosi* (Yamaguti, 1968) (= *B. kyphosi*, *N. kyphosi*). *P. punctipinnis* (Crane, 1972) (= *B. punctipinnis*, *N. punctipinnis*) e *P. aniversaria* (Bravo-Hollis, 1979) (= *N. aniversaria*) também estão incluídos neste gênero.

A espécie estudada neste trabalho difere de *P. kyphosi* no número e formato dos “clamps”, tamanho do corpo e número de testículos. Difere de *P. aniversaria* no tamanho do corpo, número de testículos, tamanho do filamento dos ovos e no formato do esclerito acessório dorsal. Também difere de *P. punctipinnis* por não possuir cecos confluentes no final do haptor, tamanho do corpo e número de “clamps”, além de pertencer a outra família de hospedeiro *Chromis punctipinnis* (Cooper, 1863) (Pomacentridae) de San Diego, Estados Unidos.

Baseado nessas informações indicamos que os espécimes encontrados pertençam a uma espécie nova, além de ser essa a primeira referência de uma espécie do gênero *Pseudobivagina* nas águas do oceano Atlântico. Infelizmente os tipos de *P. kyphosi*, depositados no museu Smithsonian, não foram ainda observados pois se encontram indisponíveis para o empréstimo.

***Acleotrema* spp.**

Johnston e Tiegs (1922) propuseram o gênero *Acleotrema* para acomodar a espécie *Acleotrema girellae* coletada das brânquias de *Girella tricuspidata* (Quoy; Gaimard 1824) (Kyphosidae) na Austrália. Com base na similaridade dos esquamodiscos, Price (1937) considerou *Acleotrema* como sinônimo júnior de *Diplectanum* Diesing, 1858. No entanto, Yamaguti (1963) não aceitou esta sinonímia e revalidou o gênero *Acleotrema*.

Yamaguti (1968) descreveu *Diplectanum diplobulbus*, *Diplectanum neune*, *Diplectanum spiculare* e *Diplectanum kyphosi* das brânquias de *Kyphosus cinerascens* (Forsskal, 1775) do Havaí, onde também Oliver (1983) descreveu *Diplectanum yamagutii* do mesmo hospedeiro localidade.

Rakotofiringa et al. (1987) propuseram o gênero *Heteroplectanum* para alocar *Heteroplectanum nenuoides* e *Heteroplectanum serrulopenis* de *Rhabdosargus sarba* (Forsskal, 1775) e *Polyamblyodon gibbosum* (Pellegrin, 1914) (Sparidae), *Heteroplectanum tamatavense* de *P. gibbosum* e *Heteroplectanum parastromatei* de *Parastromateus niger* (Bloch, 1795) (Carangidae) de Madagascar. Realocou também em *Heteroplectanum* as espécies *H. spiculare* (= *D. spiculare*) e *H. yamagutii* (= *D. yamagutii*), assim como as espécies descritas por Yamaguti (1968) (*H. diplobulbus*, *H. neune*, *H. spiculare* e *H. kyphosi*). No entanto, Rakotofiringa et al. (1987) ao proporem *Heteroplectanum* como gênero novo, não o compararam a *Acleotrema*, gênero próximo previamente estabelecido.

Leon-Régagnon et al. (1997) descreveram *Heteroplectanum oliveri* e referiram *H. nenue* e *H. kyphosi* em *Kyphosus elegans* Peters, 1869 na costa do Pacífico Mexicano.

Domingues e Boeger (2007) reavaliaram o status de *Acleotrema* e *Heteroplectanum* e consideraram *Acleotrema* um gênero válido e *Heteroplectanum* seu sinônimo júnior. Redescreveram também *Acleotrema girelle*.

A espécie *Heteroplectanum flabelliforme* Lim, 2006 foi transferida para o gênero *Acleotrema* por Bouchet e Fontaine (2009). A espécie foi descrita em *Toxotes jaculatrix* Pallas 1767 da Ilha de Langkawi, Malásia.

Espécie	Hospedeiro	Família	Localidade	Referência
<i>A. girellae</i> Johnston e Tiegs, 1922	<i>Girella tricuspidata</i> (Quoy e Gaimard, 1824)	Kyphosidae	Austrália	Proc Linn Soc NSW 1922; 47:83-131.
	<i>Kyphosus elegans</i> (Peters, 1869)	Kyphosidae		
	<i>K. cinerascens</i> (Forsskål, 1775)	Kyphosidae		
<i>A. diplobulbus</i> Yamaguti, 1968	<i>K. cinerascens</i>	Kyphosidae	Havaí	Monogenetic trematodes of Hawaiian fishes. Honolulu: University of Hawaii Press; 1968
	<i>Rhabdosargus sarba</i> (Forsskål, 1775)	Sparidae		
<i>A. nenue</i> (Yamaguti, 1968)	<i>K. cinerascens</i>	Kyphosidae		
<i>A. spiculare</i> (Yamaguti, 1968)	<i>K. cinerascens</i>			
	<i>K. elegans</i>			
<i>A. yamagutii</i> (Oliver, 1982)	<i>K. cinerascens</i>	Kyphosidae	Havaí	Zool Scr 1982; 12: 91-3.
<i>A. nenuoides</i> (Rakotofiringa, Oliver e Lambert, 1987)	<i>Polyamblyodon</i> <i>gibbosum</i> (Pellegrin, 1914)	Sparidae	Madagascar	Zoosystema 1987; 9(1): 145-57
<i>A. parastromatei</i> (Rakotofiringa, Oliver e Lambert, 1987)	<i>Parastromateus niger</i> (Bloch, 1795)	Carangidae		
<i>A. serrulopenis</i> (Rakotofiringa, Oliver e Lambert, 1987)	<i>R. sarba</i>	Sparidae		
	<i>P. gibbosum</i>			
<i>A. tamatavense</i> (Rakotofiringa, Oliver e Lambert, 1987)	<i>P. gibbosum</i>	Sparidae		
<i>A. oliveri</i> (León- Régagnon, Pérez-Ponce de León e Garcia Prieto, 1997)	<i>K. elegans</i>	Kyphosidae	México	Proc Helminthol Soc Wash 1997; 64: 9-16
	<i>K. sectatrix</i> (Linnaeus, 1758)			
	<i>K. vaigiensis</i> (Quoy & Gaimard, 1825)			
<i>A. flabelliforme</i> (Lim, 2006)	<i>Toxotes jaculatrix</i> (Pallas, 1767)	Toxotidae	Malásia	Syst Parasitol 2006; 64: 13- 25
<i>A. lamothei</i> Santos, Bianchi e Gibson, 2008	<i>K. incisor</i>	Kyphosidae	Brasil	Rev Mex Biodivers 2008; 79: 69- 73s.

Tabela 3 - Lista das espécies de *Acleotrema*, hospedeiros, famílias, distribuição geográfica e referências (adaptado de Domingues; Boeger 2007).

Algumas espécies descritas no gênero *Diplectanum* foram também transferidas para *Acleotrema* que deste modo inclui as espécies de acordo com a Tabela 3. As espécies de *Acleotrema* parasitam principalmente peixes Kyphosidae, podendo também parasitar Sparidae Rafinesque, 1818, Carangidae Rafinesque, 1815 e Toxotidae Bleeker, 1859. A distribuição geográfica das espécies de *Acleotrema* está restrita a mares tropicais e sub-tropicais.

Acleotrema maculatus foi descrita por Morsy et al. (2014) em *Plectropomus maculatus* (Bloch, 1790) na costa de Hurgada no Egito, porém as características do esquamodisco sugerem que a espécie pertença ao gênero *Lamellodiscus* Johnston e Tiegs, 1922. A ilustração esquemática do órgão copulador masculino apresentado pelo autor difere das fotomicrografias apresentadas no trabalho. O órgão copulador masculino se assemelha ao de *A. girellae* publicado na redescrição da espécie por Domingues e Boeger (2007). Sendo assim, preferimos não incluir *A. maculatus* como uma espécie válida do gênero *Acleotrema*.

Os espécimes de *Acleotrema* sp. encontrados nesse estudo diferem de *A. nenu*, *A. spiculare*, *A. diplobulbus*, *A. nenuoides*, *A. parastromatei*, *A. serrulopenis*, *A. tamatavense*, *A. flabelliforme* e *A. olivieri* pelo formato do órgão copulador masculino.

Assemelha-se a *A. girellae* no formato do órgão copulador masculino. Entretanto *A. girellae* apresenta tamanho de corpo menor (605 × 119 *versus* 861 × 167), haptor (61 × 180 *versus* 77 × 289), esquamodiscos (34 × 93 *versus* 54 × 175), além de possuir apenas 38 (*versus* 54) fileiras de “rodlets” e não apresentar espinhos marginais (*versus* 7 pares).

O órgão copulador de *A. yamagutii* apresenta formato semelhante ao da espécie estudada, além das medidas do corpo, haptor e esquamodiscos. No entanto, existe diferença no tamanho e formato das barras laterais e das âncoras, além da mudança de hospedeiro e sua distribuição geográfica. Os tipos de *A. yamagutii*, depositados no museu Smithsonian, não puderam ser observados pois se encontravam indisponíveis para empréstimo.

Os espécimes de *Acleotrema lamothei* encontrados nesse trabalho são semelhantes aos descritos por Santos, Bianchi e Gibson (2008), porém

apresentam as barras laterais (dorsais) maiores 112 (108–120) *versus* 81 (78–92), mostrando a ocorrência de variação intraespecífica.

Os espécimes de *Acleotrema* sp. encontrados nesse trabalho representam uma nova espécie que precisa ser descrita.

Opisthadena dimidia

O gênero *Opisthadena* é formado por 10 espécies: *O. dimidia*, *O. karachii* (Srivastata, 1941), *O. bodegensis* Johnson e Copsey, 1953, *O. cortesi* Bravo-Hollis, 1966, *O. kyphosi* Yamaguti, 1970, *O. cheni* Martin, 1978, *O. kuwaiti* Al-Yamani e Nahhas, 1981, *O. fujianensis* Tang, Shi e Pan, 1983, *O. marina* Tang, Shi e Cao, 1983, *O. setapinnae* Qiu e Liang, 1995.

O. dimidia foi descrita por Linton (1910) no estômago de *K. sectatrix* de Dry Tortugas, Flórida, depois disso foi referido em *K. bigibbus* Lacepède, 1801 em Ningaloo, Austrália; *K. cinerascens* (Forsskål, 1775) em Queensland e Ningaloo na Austrália e na Península Kii, Japão; *K. elegans* (Peters, 1869) em Chamela Bay, México; *K. cornelii* (Whitley, 1944) em Kalbarri, Austrália; *K. sydneyanus* (Günther, 1886) em Fremantle e Ningaloo, Austrália; *K. vaigiensis* (Quoy e Gaimard, 1825) em Queensland, Austrália e Moorea na Polinésia Francesa (León-Règagnon et al. 1996).

O. dimidia está amplamente distribuído em peixes do gênero *Kyphosus* nos oceanos Atlântico, Índico e Pacífico, por esse motivo Bray e Cribb (2002) discutem se realmente todos esses espécimes são representantes de *O. dimidia*, já que os hospedeiros não são peixes pelágicos de grande dispersão. No entanto não encontraram características morfológicas que separem os espécimes em grupos distintos.

Em 1970, Yamaguti descreveu *O. kyphosi* no estômago de *K. cinerascens* encontrados no Havaí baseado na ausência de papilas orais, acetábulo na metade do primeiro terço do corpo e uma vesícula seminal elíptica e curvada. Porém, Machida (1980) estudando os parátipos de *O. kyphosi* observou que a ausência das papilas orais se dá devido a contração do parasito, tendo em suas amostras do Japão o número de papilas variado de 3 a 7 pares, de acordo com o tipo de fixação empregada. Machida (1980) menciona que as características

como a posição do acetábulo e formato da vesícula seminal não sustentam *O. kyphosi* como uma espécie válida e sugere que a mesma seja considerada uma sinonímia de *O. dimidia*, assim como Bray e Cribb (2002). No entanto, Léon-Régagnon et al. (1996) em estudos filogenéticos discordaram da opinião de Machida (1980), validando *O. kyphosi*. Novos estudos morfológicos e genéticos precisam ser realizados para determinar se *O. kyphosi* é uma espécie válida ou apenas sinonímia de *O. dimidia*.

O. cortesi descrito no estômago de *K. elegans*, do Golfo da Califórnia, México, também foi considerado sinonímia de *O. dimidia* por Overstreet (1969) e Bray e Cribb (2002). Estes autores discutem que a diferença no tamanho dos espécimes de *O. dimidia* em diferentes kifosídeos não é significativa, embora os testículos possam aparecer posicionados de forma diferente, demonstrando a ocorrência de diversidade intraespecífica.

As medidas obtidas de *O. dimidia* nesse trabalho são semelhantes as encontradas por Machida (1980). As sequências de 18S e 28S obtidas nesse trabalho agrupam *O. dimidia* com as espécies da família Hemiuridae e Lecithasteridae, assim como Olson et al. (2003) demonstraram em seus estudos com a subclasse Digenea. No entanto, sabendo que as regiões estudadas são muito conservadas, as similaridades obtidas com as sequências depositadas no GenBank não são suficientes para determinar se a espécime de *O. dimidia* obtida nesse estudo é a mesma estudada pelos autores supracitados ou pertence a um complexo de espécies crípticas.

A existência de espécies crípticas dentro do grupo dos Digenea (Carreras-Aubets 2013, Carreras-Aubets et al. 2011, Blasco-Costa 2009), nos leva a questionar se os indivíduos apresentados anteriormente como *O. dimidia* fazem parte de uma única espécie ou de um complexo de espécies com poucas mudanças morfológicas, mas diferenças genéticas significativas. Para isso, são necessários estudos adicionais com regiões com ampla mutação (*cox 1 e 2* e *ITS*), além de estudos integrados da ecologia dos hospedeiros e do ciclo de vida do parasito, a fim de avaliar a diversidade genética dos espécimes de *O. dimidia* distribuídos em peixes kifosídeos ao redor do mundo.

Aponurus laguncula

O gênero *Aponurus* é composto por 29 espécies. É semelhante ao gênero *Lecithophyllum* Odhner, 1905, sendo comum ver espécies que foram alteradas entre os dois gêneros. A principal diferença entre *Lecithophyllum* e *Aponurus* é a ausência de átrio genital no último (Bray; Mackenzie 1990).

A espécie *A. laguncula* é um dos digenéticos com ampla distribuição geográfica, sendo referida parasitando mais de 60 hospedeiros de 27 famílias (Bray; Mackenzie 1990; Carreras-Aubets et al. 2011).

Na América do Sul foi referida na Argentina em *Paralichthys patagonicus* Jordan, 1889. No Brasil é encontrada em *Chaetodipterus faber* (Broussonet, 1782); *Dactylopterus volitans* (Linnaeus, 1758), *Micropogonias furnieri* (Desmarest, 1823); *Mullus argentinae* Hubbs; Marini 1933; *Paralonchurus brasiliensis* (Steindachner, 1875); *Rhomboplites aurorubens* (Cuvier, 1829); *Scomber japonicus* Houttuyn, 1782; *Trachurus lathami* Nichols, 1920; *Umbrina coroides* Cuvier, 1830 e *Urophycis brasiliensis* (Kaup, 1858) (Fernandes et al. 2009).

Carreras-Aubets et al. (2011) discutiram que a ocorrência de *A. laguncula* nessa grande quantidade de hospedeiros com ampla distribuição geográfica, pode ser devido a existência de espécies crípticas. Dois terços da literatura referente a *A. laguncula* apresentam dados morfológicos imprecisos, sendo o tamanho dos ovos um dos critérios de comparação entre as descrições de espécimes de *A. laguncula*. Porém, Bray e Mackenzie (1990) afirmam que o tamanho dos ovos pode variar entre localidades distintas e entre espécimes contidas em um mesmo hospedeiro. Através de dados do parâmetro de crescimento alométrico, Carreras-Aubets et al. (2011) conseguiram distinguir duas espécies crípticas distintas do “complexo” *A. laguncula* no Mediterrâneo.

Aponurus elongatus Siddiqi e Cable, 1960 foi descrita com características semelhantes a *A. laguncula*, porém com medidas muito maiores. No entanto, essa espécie foi colocada em sinonímia com *A. laguncula* por Overstreet et al. (2009), pois foi considerado que o tamanho do corpo, nesse caso, não constituía um parâmetro para a eleição de uma nova espécie.

Aponurus pyriformis (Linton, 1910) é referida no Brasil parasitando *Haemulon aurolineatum* Cuvier, 1830 e difere da espécie encontrada nesse trabalho pelo formato do corpo e pela disposição dos testículos, que se encontram separados pelo útero (Fernandes et al. 1985). As medidas obtidas nesse trabalho são menores que as referidas por Fernandes et al. (1985) para *Aponurus laguncula* no Brasil e mais próximas das referidas por Bray e MacKenzie (1990). Esta é a primeira ocorrência de *A. laguncula* em *K. incisor*.

Pseudascarophis brasiliensis

Levando-se em conta o sistema de classificação dos Nematoda, a família Cystidicolidae foi considerada por Moravec (2007) a que apresenta os maiores problemas taxonômicos. Diversos gêneros têm sido criados baseados em diferenças nas estruturas cefálicas observadas apenas por microscopia eletrônica de varredura (Moravec; Justine 2010), como *Ascarophis* Van Beneden, 1871; *Caballeronema* Margolis, 1977; *Capillospiruna* Skrjabin, 1924; *Cystidicoloides* Skinker, 1931; *Similascarophis* Muñoz, González e George-Nascimento, 2004 e *Pseudascarophis* (Pereira et al. 2013).

O gênero *Pseudascarophis* foi criado para incluir *P. kyphosi* descrito de *K. cinerascens* do Japão. As espécies *P. tropica* Solovyova, 1996; *P. genypteri* Muñoz e George-Nascimento 2001 e *P. brasiliensis* Pereira, Pereira, Timi e Luque, 2013 descrito de *K. sectatrix* na costa do Rio de Janeiro também compõem o gênero.

Pereira et al. (2013) sugeriram que o gênero *Pseudascarophis* necessitava ser estudado de forma mais aprofundada a fim de ter suas espécies validadas, pois *P. tropica* e *P. genypteri* podem ter sido descritas de forma equivocada, já que apresentam estruturas diferentes das estabelecidas para o gênero, especialmente na morfologia da região cefálica.

A descrição de *P. kyphosi* por Ko, Margolis e Machida (1985) foi baseada apenas em dois espécimes machos e duas fêmeas. Pereira et al. (2013) sugeriram que a descrição pode ter sido negligenciada em algumas características como as papilas cefálicas submedianas (características de nematódeos Spirurinae) e a asa lateral. Os machos de *P. kyphosi* apresentam a

medida do corpo semelhante aos espécimes desse trabalho. Porém os espécimes aqui estudados diferenciam-se pelas maiores dimensões do esôfago glandular, cauda e espículo direito. As fêmeas de *P. kyphosi* apresentaram todas as estruturas maiores. A morfologia e morfometria obtidas nesse trabalho são semelhantes às de *P. brasiliensis* descritos de *K. sectatrix* na costa do Rio de Janeiro.

***Filisoma* sp.**

O gênero *Filisoma* é composto por 12 espécies (*F. acanthocybii* Wang, Wang e Wu, 1993; *F. atropt* Wang, 1988; *F. bucerium* Van Cleave, 1940; *F. fidum* Van Cleave; Manter 1948; *F. filiformis* Weaver; Smales 2013; *F. indicum* Van Cleave, 1928; *F. inglisi* Gupta; Naqvi 1984; *F. longcementglandulatus* Amin e Nahhas 1994; *F. microcanthi* Harada, 1938; *F. oplegnathi* Wang, 1988; *F. rizalinum* Tubanguí; Masilungan 1946; *F. scatophagusi* Datta; Soota 1962) listadas por Amin (2013), embora Amin et al. (2014) tenha referido a ocorrência de 14 espécies (não listadas).

Três espécies de *Filisoma* foram relatadas parasitando cinco espécies de kifosídeos: *F. filiformis* em *K. bigibbus*, *K. sydneyanus* e *K. vaigiensis* da Austrália (Weaver; Smales 2013); *F. bucerium* em *K. elegans* do México; *F. fidum* em *K. sectatrix* dos Estados Unidos (Léon-Règagnon et al. 1997). Em 2013 Weaver e Smales criaram uma chave para identificar as espécies de *Filisoma*.

A espécie encontrada nesse trabalho difere de *F. bucerium* pois não apresenta a fila médio-dorsal de ganchos da probóscide com as pontas arredondadas, além da diferença na cauda da fêmea, tamanho dos lemniscos e número de ganchos (León-Règagnon et al. 1997).

Em *F. microcanthi* descrito de *Microcanthus strigatus* Cuvier, 1831 o tamanho dos lemniscos não ultrapassa o tamanho do receptáculo da probóscide, contendo menos de 16 fileiras de ganchos, além da cauda da fêmea não apresentar a ponta recurvada. É diferente de *F. indicum* (espécie tipo do gênero), descrito de *Scatophagus argus* Linnaeus, 1766 da China por não possuir duas protuberâncias ventrais na abertura da vulva. *F. scatophagusi* e *F. rizalinum* descritos de *S. argus* das Filipinas apresenta ganchos diferenciados ao longo da

probóscide e na última espécie os lemniscos são do tamanho do receptáculo da probóscide. (Amin; Nahhas 1994)

F. longcementglandulatus, descrito de *Scatophagus argus* (Linnaeus, 1766) das Ilhas Fiji, difere da espécie estudada por apresentar glândulas de cimento muito longas, podendo ultrapassar 16 mm de comprimento, já *F. iglesi*, descrito de *Trachinocephalus myops* (Forster, 1801) da Índia, possui glândulas de cimento muito curtas, com cerca de 2 mm de comprimento, além de possuir probóscide curta com 16 fileiras contendo 25–26 ganchos (Weaver; Smales 2013).

As espécies descritas na China diferenciam-se de *Filisoma* sp. pela armadura da probóscide. *F. atropi* descrito de *Atropus atropos* Bloch e Schneider, 1801 apresenta probóscide formada por 14 fileiras com 22 ganchos. *F. oplegnathi* descrito de *Scatophagus tetracanthus* (Lacepède, 1802) apresenta 14 fileiras com 28 ganchos e *F. acanthocybii* descrito de *Acanthocybium solandri* (Cuvier, 1832) possui 20 ganchos distribuídos em 18 fileiras (Weaver; Smales 2013).

Os espécimes estudados são semelhantes à *F. filiformis* por apresentarem lemniscos maiores que o receptáculo da probóscide, possuírem 16-18 fileiras de ganchos e medidas próximas, assim como assemelham-se a *F. fidum* por apresentar fileiras de ganchos com formato uniforme. No entanto, diferem de *F. filiformis* pelo poro genital subterminal nas fêmeas e pela diferença no número de ganchos (42-48 ganchos em *F. filiformis* x 42 ganchos em *Filisoma* sp.) e de *F. fidum* também pelo número de ganchos (17-20 fileiras com 38 ganchos), além da fêmea possuir vulva terminal.

Embora os espécimes estudados nesse trabalho sejam bastante semelhantes aos encontrados em *K. sectatrix*, é necessário a realização de estudos adicionais, onde todos os ganchos da probóscide estejam evertidos, para chegar ao nível de espécie.

Apesar de existirem estudos que dão suporte a teoria de que a classe Palaeacanthocephala seja monofilética (Monks 2001, Near 2002, García-Varela et al. 2000, 2002), García-Varela e Nadler (2005) levantam a hipótese de que algumas famílias, dentre elas Echinorhynchidae, não sejam monofiléticas,

sugerindo que a taxonomia da classe possa ter pouca congruência com sua história evolutiva.

Verweyen et al. (2011) complementam que os estudos filogenéticos são realizados apenas com um representante de cada gênero, dificultando o entendimento da filogenia do grupo.

A sequência de 28S obtida nesse trabalho agrupou *Filisoma* sp. com espécies da família Echinorhynchidae Cobbold, 1879, porém não houve similaridade significativa com a sequência de *F. bucerium* (sob o número de acesso DQ089722) disponibilizada no GenBank. Além disso, García-Varela e Nadler (2005) comentam que a região 28S não é a mais indicada para estudos taxonômicos a nível de gêneros, sendo as sequências de 18S preferíveis para inferir filogenias aos grupos de Acanthocephala.

Estudos adicionais, associando a genética e a morfologia, são necessários para avaliar as relações de parentesco dentro das classes de Acanthocephala, fornecendo assim o subsídio necessário para a avaliação das proximidades entre os gêneros e as espécies.

Amin (2013) relata que as descrições das famílias de Palaeacantocephala precisam ser revalidadas, além de que pode ser errôneo classificar famílias baseado apenas em características morfológicas, como a quantidade de glândulas de cimento. Braincovich et al. (2014) comentam que famílias com essas características podem não estar relacionadas, como ocorre em Cavisomidae e Rhadinorhynchidae, ambas com 4 glândulas de cimento e agrupadas em clados distintos. Já a família Gymnorhadinorhynchidae que apresenta 4 glândulas de cimento, agrupa com Transvenidae que possui apenas 2 glândulas (Braincovich et al. 2014).

Diversos gêneros de Echinorhynchidae são parafiléticos (Monks, 2001, García-Varela; Nadler 2005, Verweyen et al. 2011). A árvore apresentada nesse trabalho, tem a distribuição das espécies semelhante a García-Varela e Nadler (2005) e Braincovich et al. (2014), sendo a família Cavisomidae agrupada entre os gêneros de Echinorhynchidae. Para solucionar os problemas de classificação de Acanthocephala, sobretudo em *Echinorhynchus*, serão necessários estudos futuros em que ocorra a associação de dados morfológicos e moleculares (García-Varela; Nadler 2005, Verweyen et al. 2011).

Foram feitas diversas tentativas com iniciadores (“primers”) para diferentes regiões do DNA ribossomal, no entanto apenas os 600 pb foram obtidos da região 28S. É possível que o pequeno número de pares de bases obtidos de *Filisoma* sp. em comparação com os 2.000 pb de *F. bucerium* (depositados no GenBank) tenham justificado o agrupamento em diferentes clados. Estudos adicionais são necessários para estabelecer a filogenia do grupo. Os dados sugerem a presença de uma nova espécie que precisa ser descrita.

CONCLUSÕES

1. *K. incisor* apresenta uma helmintofauna diversificada de endo e ectoparasitos de importância veterinária e ampla distribuição geográfica, sendo um hospedeiro de grande interesse para o estudo da origem e dispersão dos parasitos;
2. Duas espécies de Monogenea do gênero *Acleotrema* e uma de *Pseudobivagina* foram identificadas e caracterizadas estabelecendo a presença de duas novas espécies a serem descritas. Esta é a primeira ocorrência de espécimes de *Pseudobivagina* no Oceano Atlântico;
3. Foram identificadas e caracterizadas duas espécies de Trematoda sendo esta a primeira referência de *O. dimidia* e *A. laguncula* parasitando peixes da família Kyphosidae na costa brasileira.
4. O Nematoda *Pseudascarophis brasiliensis* foi caracterizado com dados adicionais por microscopia eletrônica de varredura.
5. O Acanthocephala *Filisoma* sp. foi caracterizado por microscopia de luz e eletrônica de varredura estabelecendo uma nova espécie a ser descrita.
6. Foram realizados os primeiros estudos genéticos do Trematoda *Opisthadenia dimidia* e do Acanthocephala *Filisoma* sp. de *K. incisor* da costa do Rio de Janeiro.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Altschul SF, Gish W, Miller W, Myers EW, Lipman DJ. Basic Local Alignment Search Tool. *J Mol Biol* 1990; 215 (3): 403-10.
- Amato JFR. Digenetic trematodes of percoid fishes of Florianopolis, southern Brasil--Homalometridae, Lepocreadiidae, and Opecoelidae, with the description of seven new species. *Rev Bras Biol* 1983; 43(1): 73-98.
- Amin OM. Classification of Acanthocephala. *Folia Parasitol* 2013; 60(4): 273-305.
- Amin OM, Heckmann RA, Van Ha N. Acanthocephalans from fishes and amphibians in Vietnam, with descriptions of five new species. *Parasite* 2014; 21(53):1.
- Amin OM, Nahhas FM. Acanthocephala of marine fishes off Fiji Islands, with descriptions of *Filisoma longcementglandulatus* n. sp. (Cavisomidae), and gravid females of *Rhadinorhynchus johnstoni* (Rhadinorhynchidae); and Keys to species of the genera *Filisoma* and *Neorhadinorhynchus*. *J Parasitol* 1994; 80(5): 768-74.
- Azzurro E, Peña-Rivas L, Lloris D, Bariche M. First documented occurrence of *Kyphosus incisor* in the Mediterranean Sea. *Mar Biodivers Rec* 2013; 6:1-3.
- Barassa B, Cordeiro NS, Arana S. A New Species of Henneguya, a Gill Parasite of *Astyanax altiparanae* (Pisces: Characidae) from Brazil, with Comments on Histopathology and Seasonality. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 2003; 98(6): 761-5.
- Billings AN, Teltow GJ, Weaver SC, Walker DH. Molecular characterization of a novel Rickettsia species from *Ixodes scapularis* in Texas. *Emerg Infect Dis* 1998; 4(2): 305-9.
- Blasco-Costa MI. Taxonomy of the Haploporinae Nicoll, 1914 and Bunocotylineae Dollfus, 1950 (Digenea) from Mediterranean mullets (Teleostei): Morphological and molecular approaches. València. These [Biodiversitat i biologia evolutiva] - Universitat de València. Departament de Zoologia; 2009.
- Bouchet P, Fontaine B. List of new marine species described between 2002-2006. *Census of Marine Life*: 2009.
- Braincovich P, Lanfranchi AL, Farber MD, Marvaldi AE, Luque JL, Timi JT. Genetic and morphological evidence reveals the existence of a new family, genus and species of Echinorhynchida (Acanthocephala). *Folia Parasitol* 2014; 61(4): 377-84.
- Bray RA, Cribb TH. Observations on the phylogeny of *Opisthadena* Linton, 1910 and related genera (Hemiuridae: Opisthadeninae) from Australian and French Polynesian Waters. *Folia Parasitol* 2002; 49: 279-90.

Bray RA, Gibson DI, Jones A. Keys to the Trematoda. Volume III. London: CABI International; 2008.

Bray RA, MacKenzie K. *Aponurus laguncula* Looss, 1907 (Digenea: Lecithasteridae): a report from herring, *Clupea harengus* L., in the eastern English Channel and a review of its biology. Syst Parasitol 1990;17:115-24.

Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM, Shostak AW. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. J Parasitol 1997; 83(4): 575-83.

Carreras-Aubets M. Parasites of three fish species of commercial interest from the north-western Mediterranean sea: *Mullus barbatus*, *Spicara maena* and *Trachinus draco* (Osteichthyes, Perciformes). Barcelona. These [Ciències Experimentals] Departament de Biologia Animal, de Biologia Vegetal i d'Ecologia - Universitat Autònoma de Barcelona; 2013.

Carreras-Aubets M, Repullés-Albelda A, Kostadinova A, Carrassón M. A new cryptic species of *Aponurus* Looss, 1907 (Digenea: Lecithasteridae) from Mediterranean goatfish (Teleostei: Millidae). Syst Parasitol 2011;79:145-59.

Chrisholm LA, Whittington ID, Morgan JAT, Adlard RD. The *Calicotyle* conundrum: do molecules reveal more than morphology? Syst Parasitol 2001;49:81-7.

Choat JH, Robbins WD, Clements KD. The trophic status of herbivorous fishes on coral reefs—II. Food processing modes and trophodynamics. Mar Biol 2004;145:445–54.

Cohen S, Kohn A. South American Monogenea—list of species, hosts and geographical distribution from 1997 to 2008. Zootaxa 2008;1924:1-45.

Cohen SC, Justo MCN, Kohn A. South American Monogenoidea parasites of fishes, amphibians and reptiles. Rio de Janeiro: Oficina de livros; 2013.

Coleman CO. "Digital inking": How to make perfect line drawings on computers. Org Divers Evol 2003;14s:1-14.

Dillon WA, Hargis Jr WJ. Monogenetic trematodes from the Southern Pacific Ocean. 2 Polyopisthocotyleids from New Zealand fishes: The families Discocotylidae, Microcotylidae, Axinidae and Gastrocotylidae. Biol Ant Seas II Ant Research 1965; 5: 251-80.

Dollfus R. Sur trois especes de distomes, dont une a 17 ventouses (*Enenterum (Jeancadenatia) brumpti*) n.sp. parasites du Poisson marin *Kyphosus sectatrix* (L.). Ann Parasitol 1946; XXI (3-4): 119-28.

Domingues MV, Boeger WA. The status of the *Acleotrema* Johnston & Tiegs, 1922 and *Heteroplectanum* Rakotofiringa, Oliver & Lambert, 1987 (Monogeneoidea: Diplectanidae), with the redescription of *Acleotrema girellae* Johnston & Tiegs, 1922. *Syst Parasitol* 2007;66:35-41.

Dzikowski R, Levy MG, Poore MF, Flowers JR, Paperna I. Use of rDNA polymorphism for identification of Heterophyidae infecting freshwater fishes. *Dis aquatic org* 2004; 59 (1): 35-41.

Ergens R. The suitability of ammonium picrate-glycerin in preparing slides of lower Monogeneoidea. *Folia Parasitol* 1969;16: 320-5.

Eschmeyer WN. Catalogo of Fish Online Database. Acesso em 02/05/2015. Disponível em: <http://www.calacademy.org/scientists/projects/catalog-of-fishes>

Fernandes BMM, Arci ADN, Cohen SC. Novos dados sobre algumas espécies de Monogenea e Digenea parasitas de peixes marinhos da costa do estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Rev Bras Parasitol Vet* 2009;18(2):13-8.

Fernandes BMM, Kohn A, Magalhães Pinto R. Aspidogastrid and digenetic trematodes parasite of marine fishes of the coast of Rio de Janeiro state, Brazil. *Rev Bras Biol* 1985;45(1/2):109-16.

FIPERJ – Fundação Instituto de Pesca do Estado do Rio de Janeiro. Relatório final 2013. Rio de Janeiro: Secretaria de Desenvolvimento Regional, Abastecimento e Pesca, Governo do Estado do Rio de Janeiro; 2013. Acesso em 14/04/2015. Disponível em: www.fiperj.rj.gov.br/fiperj_imagens/arquivos/revistarelatorios2013.pdf.

Froese R, Pauly D editores. FishBase, version 02/2015. Acesso em 12 de abril de 2015. Disponível em: <http://www.fishbase.org>.

García-Varela M, Cummings MP, Pérez-Ponce de León G, Gardner SL, Lacleste JP. Phylogenetic analysis based on 18S ribosomal RNA gene sequences supports the existence of class Polyacanthocephala (Acanthocephala). *Mol Phylogenet Evol* 2002; 23: 288–92.

García-Varela M, Nadler SA. Phylogenetic relationships of Palaeacanthocephala (Acanthocephala) inferred from SSU and LSU rDNA gene sequences. *J Parasitol* 2005; 91(6): 1401-9.

García-Varela M, Pérez-Ponce de León G, De la Torre P, Cummings MP, Sarma SS, Lacleste JP. Phylogenetic relationships of Acanthocephala based on analysis of 18S ribosomal RNA gene sequences. *J Mol Evol* 2000; 50: 532–40.

Gibson DI, Jones A, Bray R. Keys to the Trematoda. Volume I. London: CABI International; 2002.

Golvan YJ. Systématique des Acanthocéphales. Paris: Éditions du Muséum; 1969.

Gomes DC, Fabio SP, Rolas FJTS. Contribuição para o conhecimento dos parasitos de peixes do litoral do Estado da Guanabara - Parte II. Mem Inst Oswaldo Cruz 1974; 72: 9–19.

Hall TA. BioEdit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. Nucleic Acids Symp Ser 1999; 41:95-8.

Humanson G L. Animal tissue techniques. San Francisco: W.H. Freeman;1979.

Johnston TH, Tiegs OW. New gyroductyloid trematodes from Australian fishes together with a reclassification of the super-family Gyroductyloidea. Proc Linn Soc NSW 1922; 47:83-131.

Jones A, Bray R, Gibson DI. Keys to the Trematoda. Volume II. London: CABI International; 2005.

Kimura M. A simple method for estimating evolutionary rates of base substitutions through comparative studies of nucleotide sequences. J Mol Evol 1980; 16 (2): 111-20.

Knudsen SW, Clements KD. *Kyphosus gladius*, a new species of sea chub from Western Australia (Teleostei: Kyphosidae), with comments on *Segutilum klunzigeri* Whitley. Zootaxa 2013; 3599: 1-18.

Ko RC, Margolis L, Machida M. *Pseudascarophis kyphosi* n. gen., n. sp.(Nematoda: Cystidicolidae) from the stomach of the fish *Kyphosus cinerascens* (Forskål) from Japan. Can J Zool 1985; 63(11): 2684-8.

Kohn A, Cohen SC, Justo MCN, Fernandes BMM. Digenea. In: Pavanelli GC, Takemoto RM, Eiras JC. Parasitologia de peixes de água doce do Brasil. Maringá: EDUEM; 2013. 301-16.

Kohn A, Fernandes BMM, Cohen SC. South American trematodes parasites of fishes. São Paulo: Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq); 2007.

León-Règagnon V, Pérez-Ponce de León G, Brooks DR. Phylogenetic analysis of *Opisthadenia* (Digenea: Hemiuridae). J Parasitol 1996; 82(6): 1005-10.

León-Règagnon V, Pérez-Ponce de León G, Garcia-Prieto L.. Description of *Heteroplectanum oliveri* n.sp. (Monogenea: Diplectanidae) and comments on the helminth fauna of *Kyphosus elegans* (Perciformes: Kyphosidae) from Chamela Bay, México. Proc Helminthol Soc Wash 1997; 64: 9-16.

Levy G, Flowers JR, Poore MF, Mullen JE, Khoo LH, Pote LM, Paperna I et al. "Morphologic, pathologic, and genetic investigations of *Bolbophorus* species

affecting cultured channel catfish in the Mississippi Delta." J Aquat Anim Health 2002; 14(4): 235-46.

Lillie RD, Fullmer HM. Histopathologic Technic and Practical Histochemistry. New York: McGraw-Hill 1976.

Lim LHS. Diplectanids (Monogenea) on the archerfish *Toxotes jaculatrix* (Pallas) (Toxotidae) off Peninsular Malaysia. Syst Parasitol 2006 ; 64 : 13-25.

Linton E. Helminth fauna of the Dry Tortugas. II. Trematodes. Papers from the Tortugas Laboratory of the Carnegie Institute of Washington 1910; 4: 1-98.

Machida M. Hemiurid trematodes of *Kyphosus* collected around Cape Shionomisaki, Kii Peninsula. Mem Natn Sci Mus, Toquio 1980; 13: 113-20.

Mamaev YL. The taxonomical composition of the family Microcotylidae Taschenberg, 1879 (Monogenea). Folia Parasitol 1986; 33: 199-206.

Mamayev YL, Parukhin AM. Description of a new Monogenean species *Bivagina heterospina* n. sp., and remarks on the composition of the genus *Bivagina*. Bio and Soil Inst the Far Eastern Science Center, USSR 1975; 69-72.

Manter HW. Digenetic trematodes of fishes from the Galapagos Islands and the neighboring Pacific. Allan Hancock Pacific Exp 1940; 2 (14): 329-496.

Manter HW. The digenetic trematodes of marine fishes of Tortugas, Florida. Am Midl Nat 1947; 38: 257-416.

Manter HW. An Additional Trematode from Tortugas, Florida, and a New Name for *Opisthoporus* Manter, Preoccupied. Am Midl Nat 1949; 41(2): 432-5.

Manter HW. Parasites of fishes as biological indicators of recent and ancient conditions. In Host-Parasite Relationships. Proceedings of the XXVI Annual Biology Colloquium. Oregon State University Press, Corvallis. 1965; 59-71.

Monks S. Phylogeny of the Acanthocephala based on morphological characters. Syst Parasitol 2001; 48: 81-116.

Moravec F, Justine JL. Two new genera and species of cystidicolids (Nematoda, Cystidicolidae) from marine fishes off New Caledonia. Parasitol Int 2010; 59: 198-205.

Moravec F. Parasitic Nematodes of Freshwater Fishes of Europe. 2nd ed. Praha: Academia; 2013.

Moravec F. Some aspects of the taxonomy and biology of adult spirurine nematodes parasitic in fishes: a review. Folia Parasitol 2007; 54: 239-57.

Morsy K, El Fayoumi H, Fahmy M. Description of *Acleotrema maculatus* sp. nov. (Monogenea: Diplectanidae) infecting the spotted coral grouper *Plectropomus maculatus* (F: Serranidea) from the Red Sea and its histopathological impact. Beni-Suef Univer Jour of Basic and Appl Sci 2014; 3: 222-8.

Nagaty HF. Trematodes of fish from the Red Sea. Part 4. On some new and know forms with a single testis. J Parasitol 1948; 34(5): 355-63.

National Center for Biotechnology Information. Acesso em 29/04/2015. Disponível em: www.ncbi.nlm.nih.gov.

Natural History Museum. Database Host-Parasite. Acesso em 20/04/2015. Disponível em: <http://www.nhm.ac.uk/>

Near TJ. Acanthocephalan phylogeny and the evolution of parasitism. Integr Comp Biol 2002; 42: 668–77.

Nelson JS. Fishes of the world. 4th ed. New York: Wiley; 2006.

Oliver G. *Diplectanum yamagutii* sp. n. (Monogenea: Monopisthocolylea: Diplectanidae), parasite de *Kyphosus cinerascens* (Forsskål) à Hawaii. Zool Scr 1982; 12: 91-3.

Olson PD, Cribb TH, Tkach VV, Bray RA, Litlewood DTJ. Phylogeny and classification of Digenea (Platyhelminthes: Trematoda). Int J Parasitol 2003; 33: 733-55.

Overstreet RM. Digenetic trematodes of marine teleost fishes from Biscayne Bay, Florida. Tulane Stud Zool Bot 1969; 15: 119-76.

Overstreet RM, Cook JO, Heard RW. Trematoda (Platyhelminthes) of the Gulf of Mexico. In Felder DL, Camp DK, Gulf of Mexico—Origins, Waters, and Biota. Biodiversity. Texas: Texas A&M Press 2009; 419–86.

Palm HW. Fish Parasites as Biological Indicators in a Changing World: Can We Monitor Environmental Impact and Climate Change?. In: Mehlhorn H (ed). Progress in Parasitology. Berlim: Springer; 2011. 223-50.

Pereira FB, Pereira AN, Timi JT, Luque JL. *Pseudascarophis brasiliensis* sp. nov. (Nematoda: Cystidicolidae) parasitic in the Bermuda chub *Kyphosus sectatrix* (Perciformes: Kyphosidae) from southeastern Brazil. Mem Inst Oswaldo Cruz 2013; 108(4): 476-80.

Price EW. North American monogenetic trematodes. I. The superfamily Gyrodactyloidea. J Wash Acad Sci 1937; 27: 114-30.

Rakotofiringa SL, Oliver G, Lambert A. *Heteroplectanum* n. gen. a news genus of Diplectanidae Bychowsky, 1957 (Monogenea, Monopisthocotylea) parasites of marine Teleostei of Madagascar. Zoosystema 1987; 9(1): 145-57.

Sakai K, Nakabo T. Taxonomic review of the Indo-Pacific kyphosid fish, *Kyphosus vaigiensis* (Quoy and Gaimard). Jpn J Ichthyol 1995;42:61–70.

Sakai K, Nakabo T. Two new species of *Kyphosus* (Kyphosidae) and a taxonomic review of *Kyphosus bigibbus* Lacepède from the Indo-Pacific. Ichthyol Res 2004; 51: 20-32.

Santos CP, Bianchi LG, Gibson DI. *Acleotrema lamothei* n. sp. (Monogenea: Diplectanidae) from the gills of *Kyphosus incisor* in Brazilian waters. Rev Mex Biodivers 2008; 79: 69-73s.

Silva HM. Peixes associados a plataforma de petróleo PXIV. Acesso em 25/03/2015. Disponível em: http://200.198.202.145/seap/pdf/Apresentacoes/Mauricio_Hostin_UNIVALE/Mauricio_Hostin.pdf

Silvano RAM, Güth AZ. Diet and Feeding Behavior of *Kyphosus* spp. (Kyphosidae) in a Brazilian Subtropical Reef. Braz Arch Biol Technol 2006; 49(4): 623-9.

Szpilman M. Peixes marinhos do Brasil: Guia prático de identificação. Rio de Janeiro: MAUAD; 2000.

Tamura K, Peterson D, Peterson N, Stecher G, Nei M, Kumar S. MEGA5: Molecular, Evolutionary Genetics Analysis using Maximum Likelihood, Evolutionary Distance, and Maximum Parsimony Methods. Mol Biol Evol 2011; 28 (10): 2731-39.

Thompson JD, Higgins DG, Gibson TJ. CLUSTAL W: improving the sensitivity of progressive multiple sequence alignment through sequence weighting, position-specific gap penalties and weight matrix choice. Nucleic Acids Res 1994; 22 (22): 4673-80.

Van Cleave HJ. The Acanthocephala collected by the Allan Hancock Pacific Expedition, 1934. Allan Hancock Pac Exp 1940; 2: 499-527.

Van Cleave HJ, Manter HW. A new species of the acanthocephalan genus *Filisoma* from the Dry Tortugas, Florida. J Parasitol 1947; 487-90.

Verweyen L, Klimpel K, Palm HW. Molecular Phylogeny of the Acanthocephala (Class Palaeacanthocephala) with a Paraphyletic Assemblage of the Orders Polymorphida and Echinorhynchida. Plos One 2011; 6 (12): 1-9.

Vignon M, Sassal P. The use of geometric morphometrics in understanding shape variability of sclerotized haptoral structures of monogeneans (Platyhelminthes) with insights into biogeographic variability. Parasitol Int 2010; 59(2): 183-91.

Weaver HJ, Smales LR. *Filisoma filiformis* n. sp. (Echinorhynchida: Cavisomidae), a New Species of Acanthocephala from *Kyphosus* spp. Perciformes: Kyphosidae) from the South Pacific, and a Key to the Genus *Filisoma*. *Comp Parasitol* 2013; 80(1): 33-8.

Yamaguti S. *Systema helminthum*. New York & London: Intel-science Publishers (John Wiley & Sons Ltd); 1963.

Yamaguti S. *Monogenetic trematodes of Hawaiian fishes*. Honolulu: University of Hawaii Press; 1968.

Yamaguti S. *Digenetic trematodes of Hawaiian fishes*. Tokyo: Keigaku Publishing; 1970.

Yoon GH, Al-Jufaili S, Freeman MA, Bron JE, Paladini G, Shinn AP. *Omanicotyle heterospina* n. gen. et n. comb. (Monogenea: Microcotylidae) from the gills of *Argyrops spinifer* (Forsskål) (Teleostei: Sparidae) from the Sea of Oman. *Parasit Vectors* 2013; 6: 170-81.

ANEXO I

Números de acesso no GenBank das sequências usadas nas árvores filogenéticas.

Árvore filogenética de 18S do rDNA de *O. dimidia*

Espécie	Número de Acesso
<i>Dinurus longisinus</i>	AJ287501
<i>Lecithocladium excisum</i>	AJ287529
<i>Lecithochirium caesionis</i>	AJ287528
<i>Merlucciotrema praeclarum</i>	AJ287535
<i>Lecithophyllum botryophorum</i>	AY222107
<i>Aponurus</i> sp.	DQ354372
<i>Opisthadena</i> sp.	AJ287549
<i>Hysterolecithoides guangdongensis</i>	HM545901
<i>Machidatrema chilostoma</i>	AY222106
<i>Robinia aurata</i>	DQ354371
<i>Bunocotyle progenetica</i>	DQ354369
<i>Saturnius</i> sp.	DQ354370
<i>Heronimus mollis</i>	AY222118

Árvore filogenética de 28S do rDNA de *O. dimidia*

Espécie	Número de Acesso
<i>Quadrifoliovarium quattuordecim</i>	AY897565
<i>Quadrifoliovarium simplex</i>	AY897564
<i>Quadrifoliovarium maceria</i>	AY897566
<i>Quadrifoliovarium pritchardae</i>	AY897567
<i>Bilacinia australis</i>	AY897568
<i>Unilacinia asymmetrica</i>	AY897569

<i>Machidatrema chilostoma</i>	AY222197
<i>Bunocotyle progenetica</i>	DQ354365
<i>Robinia aurata</i>	DQ354367
<i>Lecithophyllum botryophorum</i>	AY222205
<i>Merlucciotrema praeclarum</i>	AY222204
<i>Opisthadena dimidia</i>	AY222198
<i>Heronimus mollis</i>	AY116878

Árvore filogenética de 28S do rDNA de *Filisoma* sp.

Espécie	Número de Acesso
<i>Echinorhynchus gadi</i>	KM656150
<i>Echinorhynchus bothniensis</i>	KM656146
<i>Echinorhynchus truttae</i>	KM656147
<i>Rhadinorhynchus</i> sp.	AY829099
<i>Echinorhynchus brayi</i>	KM656151
<i>Echinorhynchus cinctulus</i>	KM656142
<i>Echinorhynchus salmonis</i>	KM656145
<i>Pseudoacanthocephalus smalesi</i>	KC491892
<i>Pseudoacanthocephalus nickoli</i>	KC491884
<i>Pseudoacanthocephalus nguyenthileae</i>	KC491890
<i>Pseudoacanthocephalus bufonis</i>	KC491878
<i>Koronacantha mexicana</i>	AY829095
<i>Koronacantha pectinaria</i>	AY829094
<i>Illiosentis</i> sp.	AY829092
<i>Transvena annulospinosa</i>	AY829098
<i>Pomphorhynchus bulbocolli</i>	AY829096
<i>Acanthocephaloides propinquus</i>	AY829100
<i>Acanthocephalus lucii</i>	KM656148
<i>Filisoma bucerium</i>	AY829110