

UFRRJ
INSTITUTO DE VETERINÁRIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS
VETERINÁRIAS

DISSERTAÇÃO

**Biodiversidade de helmintos de *Scomber colias* Gmelin,
1789 (Scombridae) da costa do Rio de Janeiro**

Aline Braga Moreno

2015



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO

INSTITUTO DE VETERINÁRIA

CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS VETERINÁRIAS

**BIODIVERSIDADE DE HELMINTOS DE *Scomber colias* GMELIN, 1789
(SCOMBRIDAE) DA COSTA DO RIO DE JANEIRO**

ALINE BRAGA MORENO

Sob a Orientação da Doutora

Cláudia Portes Santos Silva

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre** em Ciências Veterinárias, Área de Concentração em Parasitologia Veterinária.

Seropédica, RJ

Fevereiro de 2015

597
M843b
T

Moreno, Aline Braga, 1980-

Biodiversidade de helmintos de *Scomber colias* Gmelin, 1789 (Scombridae) da Costa do Rio de Janeiro / Aline Braga Moreno - 2015.

61 f.: il.

Orientador: Cláudia Portes Santos Silva.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Curso de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias.

Bibliografia: f. 48-61.


1. Peixe - Parasito - Teses. 2. Peixe - Classificação - Teses. 3. Helminto - Teses. 4. Parasitologia veterinária - Teses. I. Silva, Cláudia Portes Santos, 1959-. II. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Curso de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias. III. Título.

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE VETERINÁRIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS VETERINÁRIAS

ALINE BRAGA MORENO

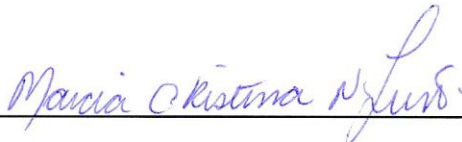
Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre em Ciências**, no Curso de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, área de concentração em Parasitologia Veterinária.

DISSERTAÇÃO APROVADA EM 25/02/2015



Cláudia Portes Santos Silva (Dr^a) FIOCRUZ

(Orientadora)



Márcia Cristina Nascimento Justo

(Dr^a) FIOCRUZ



José Luis Fernando Luque Alejos

(Dr.) UFRRJ

Dedico esse trabalho à minha família que sempre me incentivou a seguir em frente e me apoiou de todas as formas, aos meus pais Romeu e Rose, à minha irmã Tatiana, ao meu namorado Márcio. Obrigado por tudo!

“Cada um de nós compõe a sua história

Cada ser em si

Carrega o dom de ser capaz

E ser feliz”

Almir Sater e Renato Teixeira

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus por estar sempre ao meu lado, me dando forças e coragem, sendo sempre meu amparo e iluminando meus caminhos para que eu nunca desanimasse diante das dificuldades enfrentadas a cada dia.

À minha família pelo incentivo, pelo apoio, pelas orações e pela presença constante em todos os momentos, por me apoiar e acreditar em meu potencial.

À meu namorado, Márcio Barizon Cepeda, por ser meu ombro amigo nas dificuldades, por todo carinho, amor, amizade e companheirismo em todos os momentos.

À minha orientadora, Dra. Cláudia Portes Santos Silva, por ter gentilmente me recebido em seu laboratório, por seus ensinamentos, seu apoio e compreensão durante o período do mestrado, deixo aqui registrada minha gratidão e admiração.

À Dra. Márcia Justo pela ajuda na realização de etapas importantes do meu projeto de pesquisa.

Aos amigos conquistados no Laboratório de Promoção e Avaliação da Saúde Ambiental: Juliana Novo, Everton Gustavo Nunes, Viviane Costa, Karina Lopes, Danielle Miranda, Ronaldo de Carvalho, Luiz Felipe Gullo, Claudiane Brainher e Ana Carolina Camargo, pelo convívio, amizade e por estarem sempre dispostos a ajudar.

Ao Instituto Oswaldo Cruz pelo apoio técnico através das Plataformas de Microscopia Eletrônica, PDTIS – Sequenciamento e LAPSA para a realização deste trabalho.

Aos amigos Thiago Pedro Bernardo, Camila Pantoja e demais amigos do Curso de Pós-graduação em Ciências Veterinárias da UFRRJ, pelos divertidíssimos momentos de descontração e pela amizade.

Aos queridos amigos conquistados durante o curso de Medicina Veterinária na UFF, os quais tenho a felicidade de ter ainda como bons amigos e companheiros: Leonardo Gaze, Patrícia Sacramento, Cristiane Leoni, Luciano Carvalheira, Andréa Sofiatti, Cristiane Lourenço, agradeço pelo incentivo, pela força, pela amizade e pela oportunidade de dividir maravilhosos e inesquecíveis momentos.

À Dra Ana Pérez-del-Olmo da Universidade de Valência pelo auxílio nas análises ecológicas.

Aos funcionários da Biblioteca de Ciências Biomédicas da FIOCRUZ, por serem muito prestativos e sempre prontos a ajudar.

Aos professores do Curso de Pós-graduação em Ciências Veterinárias da UFRRJ, pelos ensinamentos.

À CAPES, FAPERJ, Instituto Oswaldo Cruz e UFRRJ 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 alguma maneira para a realização desse trabalho, meu muito obrigado!

BIOGRAFIA

Aline Braga Moreno, filha de Romeu Ruy Moreno e Ozita Braga Moreno, nasceu em 20 de maio de 1980, na capital do Estado do Rio de Janeiro.

Iniciou o Ensino Fundamental em 1986 no Colégio Reizinho tendo-o concluído em 1991, quando ingressou no Colégio MJD, onde concluiu o Ensino Médio em 1997.

No ano de 2000, ingressou no curso de Ciências Biológicas da Universidade do Estado do Rio de Janeiro, colando grau e obtendo o título de Licenciatura em Ciências Biológicas no ano de 2004. No ano de 2007, ingressou no curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal Fluminense, colando grau e obtendo o título de Bacharel em Medicina Veterinária em 2012.

Durante o período acadêmico no curso de graduação em Ciências Biológicas, foi bolsista PIBIC/CNPQ, participando de projetos de pesquisa ligados ao Departamento de Ecologia da UERJ, Laboratório de Ecologia de Aves, onde realizou publicações científicas, sendo dois artigos em revistas científicas nacionais e internacionais indexadas e em congressos e eventos científicos nacionais.

Durante o período acadêmico no curso de Graduação em Medicina Veterinária, foi estagiária em instituições como RIOZOO, CETAS-UFV, PESET e HUVET-UFF, realizando atividades na área de medicina e reabilitação de animais silvestres, participando de congressos e eventos científicos nacionais.

Em março de 2013, ingressou no Curso de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, Área de Concentração Parasitologia Veterinária, em nível de Mestrado, da UFRRJ, onde foi bolsista da CAPES até o presente momento. Nesta data, apresenta e defende esta dissertação como requisito parcial para a obtenção do título de Mestre em Ciências Veterinárias, Área de Concentração em Parasitologia Veterinária.

RESUMO

MORENO, Aline Braga. **Biodiversidade de helmintos de *Scomber colias* Gmelin, 1789 (Scombridae) da costa do Rio de Janeiro**. Seropédica: UFRRJ, 2015. 78p. (Dissertação, Mestrado em Ciências Veterinárias, Parasitologia Veterinária).

Os trabalhos prévios sobre a helmintofauna de peixes escombrídeos da costa brasileira incluíram referências em *Scomber japonicus* Houttuyn, 1782 e *Scomber colias* Gmelin, 1789. Hoje se considera que apenas *S. colias* ocorre no Oceano Atlântico, Mar Mediterrâneo e Mar Negro, onde forma populações distintas. Com o objetivo de avaliar e revisar a biodiversidade parasitária de *S. colias*, do litoral do Estado do Rio de Janeiro, foram coletados e analisados 69 peixes provenientes de Mercados Públicos dos Municípios de São Pedro da Aldeia e Seropédica, no período de Março de 2013 a Novembro de 2014. Os peixes foram necropsiados e todos os órgãos foram individualizados em placas de Petri com solução salina 0,7% para serem examinados no microscópio estereoscópico. Os parasitos foram fixados em álcool a 70%, AFA ou formalina a 4%. Os Nematoda foram diafanizados e examinados em lâminas temporárias com glicerina e os Monogenea, Trematoda e Cestoda corados em Carmim de Semichon ou Tricrômico de Gomori e examinados em lâminas permanentes montadas em Bálsamo do Canadá. A identificação taxonômica foi feita através de medidas com auxílio de ocular micrométrica, 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. Os estudos de comunidades se realizaram a nível de infracomunidade com os dados de 50 peixes coletados em uma única amostra em São Pedro de Aldeia, que representa uma comunidade componente. Foram também calculadas a riqueza média, a abundância total média, índice médio de dominância de Berger-Parker e os índices médios de similaridade de Bray-Curtis e de diversidade de Brioullin. Adicionalmente, utilizando o procedimento SIMPER, foram avaliadas as espécies que mais contribuíram para a similaridade entre as infracomunidades. Foram coletados 578 parasitos, pertencentes a 9 taxa: Monogenea (*Grubea cochlear* e *Kuhnia scombri*), Digenea (*Aponurus laguncula*, *Lecithocladium harpodontis* e *Allonematobothrioides scombri* – novo hospedeiro e nova distribuição geográfica), Cestoda (*Scolex pleuronectis*) e Nematoda (*Raphidascaris* sp., *Hysterothylacium* sp., Anisakidae gen. sp. larva). *Raphidascaris* sp. apresentou maior prevalência (64%), seguido por *K. scombri* (60%) e *A. laguncula* (38%). A espécie mais abundante foi *K. scombri* (2,30% ± 3,73). A riqueza média de espécies a nível de infracomunidade foi de 2,14±1,09 com uma abundância total de 7,08±7,24. As infracomunidades apresentaram um índice de dominância de Berger-Parker de 0,67±0,27 sendo as espécies mais dominantes *K.scombri*, *Raphidascaris* sp. e *A.laguncula*. O índice de similaridade de Bray-Curtis entre as infracomunidades foi relativamente baixo (32,78±26,20) e as espécies *Raphidascaris* sp. e *Hysterothylacium* sp. foram as que mais contribuíram para a similaridade.

Palavras-chave: Cavalinha, Helmintos, Peixes.

ABSTRACT

MORENO, Aline Braga. **Helminth biodiversity of *Scomber colias* Gmelin, 1789 (Scombridae) from the coast of Rio de Janeiro.** Seropédica: UFRRJ, 2015. 78p. (Dissertação, Mestrado em Ciências Veterinárias, Parasitologia Veterinária).

Previous studies on the helminth fauna of scombrid fish from the Brazilian coast included reports on *Scomber japonicus* Houttuyn, 1782 and *Scomber colias* Gmelin, 1789. Nowadays its considered that only *S. colias* occurs in the Atlantic Ocean, Mediterranean Sea and Black Sea, forming different populations. To assess and revise the parasite biodiversity of *S. colias* off the coast of Rio de Janeiro State, 69 fish from Public Markets of São Pedro da Aldeia and Seropédica were collected and analyzed, from March 2013 to November 2014. Fish were examined and all organs were individualized in Petri dishes containing saline solution 0.7% to be analyzed under the stereo microscope. The parasites were fixed in 70% etanol, AFA or 4% formalin. The Nematoda were cleared and examined in temporary mounts with glycerin and Monogenea, Trematoda and Cestoda were stained with Semichon's acid carmine or Gomori's trichrome and examined as permanent mounts in Canada balsam. The taxonomic identification was made by measuring with the ocular micrometer, by illustrations using a camera clara, and by studies on scanning electron microscopy and molecular techniques. The prevalence, intensity amplitude, mean abundance and standard deviation were calculated per each parasite species. Parasite community study was made at the infracommunity level using the data of 50 fish collected in a single sample from São Pedro da Aldeia, which represents a component community. The mean richness, mean total abundance and the mean of Berger-Parker dominance index, mean Bray-Curtis similarity and the mean of Brillouin diversity index of the infracommunities were also calculated. Additionally, using the SIMPER procedure, were also identified the species that contributed most to the similarity between the infracommunities. We collected 578 parasites belonging to 9 taxa: Monogenea (*Grubea cochlear* and *Kuhnia scombri*), Digenea (*Aponurus laguncula*, *Lecithocladium harpodontis* and *Allonematobothrioides scombri* - new host record and new geographical distribution), Cestoda (*Scolex pleuronectis*) and Nematoda (*Raphidascaris* sp., *Hysterothylacium* sp., Anisakidae gen. sp. larvae). *Raphidascaris* sp. was the most prevalent (64%), followed by *K. scombri* (60%) and *A. laguncula* (38%). The most abundant species was *K. scombri* ($2.30\% \pm 3.73$). The mean infracommunity richness was 2.14 ± 1.09 with a total mean abundance of 7.08 ± 7.24 . The mean Berger-Parker dominance index was 0.67 ± 0.27 , *K.scombri*, *Raphidascaris* sp. and *A.laguncula* being the most dominant species. The Bray-Curtis similarity index between infracommunities was relatively low (32.78 ± 26.20) and *Raphidascaris* sp. and *Hysterothylacium* sp. were contributing most to the similarity.

Key-words: Atlantic mackerel, Helminths, Fish.

LISTA DE TABELA

Tabela 1 – Parasitos de *S. colias* coletados na costa do Rio de Janeiro, com indicação do estágio de vida e sítio de infecção no hospedeiro 42

Tabela 2 – Valores de prevalência, amplitude de intensidade, abundância média e desvio padrão de helmintos parasitos de *Scomber colias* de São Pedro da Aldeia, RJ 45

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1** - Ciclo de vida de monogêneos ovíparos. Fonte: TAKEMOTO et al., 2013 4
- Figura 2** - Ciclo de vida de Trematoda. Fonte: KOHN et al., 2013 6
- Figura 3** - Ciclo de vida de Cestoda. Fonte: PAVANELLI et al., 2013 8
- Figura 4** - Ciclo de vida de Nematoda parasitos de peixes. Fonte: SANTOS et al., 2013a 9
- Figura 5** - Ciclo de vida dos acantocéfalos de peixe. A-Hospedeiro definitivo; B – Ovo com larva acantor; C – Hospedeiro intermediário com larva acantela; D-peixe hospedeiro intermediário/paratênico/acidental contendo larva cisticanto. Fonte: SANTOS et al., 2013c.11
- Figura 6** - Mapa de distribuição mundial da cavalinha (*S. colias*). Fonte: <http://www.fishbase.org/summary/54736> 13
- Figura 7** - *Scomber colias*, hospedeiro 14
- Figura 8** - Desenhos em câmara clara de *Allonematobothrioides scombri*. 1: Corpo total 2: Região anterior com ventosa oral e esôfago com glândulas; 3: Detalhe da junção genital; 4: Região posterior do corpo. c-cecos intestinais; gl- glândulas; gm-glândula de Mehlis; jg- junção genital; m-metratermo; o-ovário; pg-poro genital; rs-receptáculo seminal; t-testículos; u-útero; vd-vaso deferente; v-vitelinos. Barra: 1=2mm; 2=500µm; 3=0,2 mm; 4=200 µm 20
- Figura 9** - Fotomicrografia de luz de *Allonematobothrioides scombri*. 1: Corpo total; Fotomicrografia Eletrônica de Varredura de *Allonematobothrioides scombri*. 2: Corpo total; 3: Detalhe da boca e do poro genital; 4: Poro excretor terminal. Barra: 1=6mm 21
- Figura 10** - Árvore filogenética de *Allonematobothrioides scombri* utilizando Maximum likelihood e o modelo Kimura2 parâmetros. Os números representam a confiabilidade dos grupos testados por bootstrapping (%). No outgroup foi utilizado o Trematoda *B. australis* Manter, 1969. 22
- Figura 11** -Desenho em câmara clara de *Lecithocladium harpodontis*.1: Corpo total. Desenho em câmara clara de *Aponurus laguncula*. 2: Corpo total. c - ceco; o - ovário; pp - pars prostática; ss - sinus sac; u - útero; vs - vesícula seminal. Barra: 1=1,5mm; 2=200 µm 24
- Figura 12** - Desenho em câmara clara de *Scolex pleuronectis*. 1: Corpo total. Fotomicrografia Eletrônica de Varredura. 2 e 3: Corpo total. bo-Boatrídias; gl-glândulas. Barra: 100 µm 27
- Figura 13** – Desenhos em câmara clara de *Grubea cochlear*: 1: Corpo total; 2: Ovo; 3: Disco genital; 4: Âncoras; 5: Pequeno clamp; 6: Grande clamp. dg-disco genital; o-ovário; t-testículos; u-útero; v-viteloducto. Barra: 1=1,5mm; 2=200 µm; 3=200 µm; 4=20µm; 5=20µm; 6=200µm 29

Figura 14 - *Grubea cochlear*: Fotomicrografia Eletrônica de Varredura. 1: Detalhe dos clamps. 2: Fotomicrografia de luz. 2: Haptor com quatro clamps 30

Figura 15 - Desenhos em câmara clara de *Kuhnia scombri*: 1: Corpo total; 2: Ovo; 3: Disco genital; 4: Âncora maior; 5: Âncora menor; 6: Clamp. dg-disco genital; o-ovário; t- testículos; u-útero; v-viteloducto. Barra: 1=1mm; 2=200µm; 3=50µm; 4=50µm; 5=20µm; 6=50µm 32

Figura 16 - *Kuhnia scombri*. Fotomicrografia de luz. 1: Detalhe dos clamps. A seta aponta para âncoras. Fotomicrografia Eletrônica de varredura. 2: Detalhe dos clamps. Barra 1 = 100µm; Barra 2 = 50 µm 33

Figura 17- Desenhos em câmara clara de *Raphidascaris* sp. 1: Região anterior de larva L3; 2: Cauda de larva L3; 3: Região anterior de larva L4; 4: Cauda de larva L4. a = anel nervoso; av = apêndice ventricular; dl = dente larvar; pe = poro excretor; v = ventrículo. Barra: 1=500 µm; 2=200µm; 3=500µm; 4=200µm 35

Figura 18 - Fotomicrografia Eletrônica de Varredura de *Raphidascaris* sp. 1: Região anterior de larva L3, mostrando lábios em formação e as setas apontam para as papilas em formação; 2: Cauda de larva L3. A seta aponta para ponta afilada. dl = dente larvar 36

Figura 19 - Fotomicrografia Eletrônica de Varredura de *Raphidascaris* sp. 1: Região anterior de larva L4. 2: Detalhe do poro excretor 37

Figura 20 – Desenhos em câmara clara de *Hysterothylacium* sp. 1: Região anterior de larva L3. 2: Cauda de L3 com ponta digitiforme e espinho. Fotomicrografia Eletrônica de Varredura de cauda de *Hysterothylacium* sp. 3: Cauda. A seta aponta espinho na ponta da cauda. a-anel nervoso; av-apêndice ventricular; c-ceco; dl-dente larvar; pe-poro excretor; v-ventrículo. Barra: 1=500 µm; 2=200µm 39

Figura 21 – Desenhos em câmara clara de *Hysterothylacium* sp. 1: Região anterior de larva L4. 2: Cauda de L4 com ponta digitiforme e pelo menos três espinhos. Fotomicrografia Eletrônica de Varredura de *Hysterothylacium* sp. 3: cauda de larva L4. A seta aponta para os espinhos na ponta da cauda. a-anel nervoso; av-apêndice ventricular; c-ceco; pe-poro excretor; v-ventrículo. Barra: 1=500 µm; 2=200µm 40

Figura 22 – Desenhos em câmara clara de Anisakidae gen. sp. larva 1: Região anterior de larva L3. 2: Cauda de L3. a-anel nervoso; c-ceco; de-deirídeos; dl-dente larvar; v-ventrículo. Barra: 1= 500 µm; 2=200 µm 41

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO DE LITERATURA	2
2.1 Helmintos Parasitos de Peixes	2
2.1.1 Classe Monogenea Van Beneden, 1858	3
2.1.2 Classe Trematoda Rudolphi, 1808	5
2.1.3 Classe Cestoda Southewell, 1930	7
2.1.4 Filo Nematoda Rudolphi, 1818	9
2.1.5 Filo Acantocephala Rudolphi, 1808	10
2.2. O Hospedeiro <i>Scomber colias</i> Gmelin, 1789	12
3. MATERIAL E MÉTODOS	15
3.1 Local de Execução do Trabalho	15
3.2 Coleta e Fixação	15
3.3 Microscopia de Luz	15
3.4 Morfometria e Desenhos	16
3.5 Microscopia Eletrônica de Varredura	16
3.6 Biologia Molecular	16
3.6.1. Extração de DNA	16
3.6.2. Reação em cadeia de polimerase e eletroforese	17
3.6.5. Determinação das Sequências Nucleotídicas e Análise Computacional	17
3.7 Identificação Taxonômica	18
3.8 Estudo da Ecologia Parasitária	18
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	19
4.1 Caracterização das espécies de helmintos de <i>S. colias</i>	19
4.1.1 Filo Platyhelminthes	19
4.1.1.1 Classe Trematoda	19
4.1.1.2 Classe Cestoda	26
4.1.1.3 Classe Monogenea	28
4.1.2 Filo Nematoda	34
3.1.2.1 Classe Nematoda	34
4.2. Ecologia dos Parasitos	42
5. CONCLUSÕES	47
6.REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	48

1. INTRODUÇÃO

Nas últimas cinco décadas pode-se acompanhar um constante crescimento na produção mundial de pescado, acompanhado por considerável aumento no consumo *per capita* deste tipo de alimento, sendo este impulsionado por fatores como crescimento populacional, aumento da renda, urbanização facilitada e canais de distribuição mais eficientes (FAO, 2014). Dados estatísticos do ano de 2011 do Ministério de Pesca e Agricultura do Brasil também revelam um crescimento na produção brasileira de pescado, com uma produção total de 1.431.974 toneladas, registrando-se um incremento de aproximadamente 13,2% em relação ao ano anterior. Tanto no Brasil como em outros países, o aumento no consumo e procura por este tipo de alimento se deve principalmente ao reconhecimento dos benefícios para saúde relacionados ao seu consumo, como por exemplo, os efeitos protetores contra doenças cardiovasculares, assim como ao crescente interesse na culinária oriental (LARSEN, 2011; MATTOS, 2012).

Neste contexto, os estudos relacionados aos aspectos biológicos de organismos aquáticos têm sido de grande importância, devido principalmente ao relevante papel econômico representado pela atividade pesqueira no Brasil e no mundo. Estudos sobre a parasitologia do pescado são fundamentais para contribuir com o desenvolvimento da indústria pesqueira, uma vez que a presença dos parasitos pode ocasionar prejuízos à saúde dos animais, acarretando perdas econômicas tanto para a indústria pesqueira quanto para a piscicultura (EIRAS, 1994).

O estudo dos parasitos de peixes também tem relevante papel em saúde pública, visando garantir a segurança alimentar no consumo deste tipo de alimento. Alguns helmintos como, por exemplo, os Nematoda Anisakidae, podem possuir potencial zoonótico ou estar relacionados à ocorrência de alergias em decorrência do consumo de pescado cru ou mal cozido (TAVARES e LUQUE, 2006; GONZÁLEZ, 2006).

Os helmintos de peixes também são referidos em trabalhos de taxonomia e ecologia de peixes de diferentes famílias, muitas vezes sendo usados como bioindicadores de populações de hospedeiros para estudar sua rota migratória (LUQUE et al., 2004; TIMI, 2007; OLIVA et al., 2008).

No presente trabalho foi estudada a biodiversidade de helmintos de *Scomber colias* Gmelin, 1789, espécie de peixe de habitat marinho, com ocorrência no litoral do Estado do Rio de Janeiro. O estudo da biodiversidade de helmintos deste peixe no Brasil é importante não só pela identificação taxonômica, mas pelos dados biogeográficos de ocorrência das espécies que virão a fornecer. Serão geradas ainda novas informações sobre a ultraestrutura e a biologia molecular das espécies.

Os objetivos específicos do presente trabalho foram: identificar as espécies de helmintos de *S. colias*, caracterizando sua morfologia e ultraestrutura; caracterizar genotipicamente os trematódeos didymozoídeos através de PCR/sequenciamento; avaliar a ecologia parasitária das comunidades e infracomunidades de espécies helmintos de *S. colias* no Rio de Janeiro.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Helmintos Parasitos de Peixes

Estudos sobre ictioparasitologia tem aumentado expressivamente nos últimos anos, com constante descrição de novas espécies em diversas partes do mundo. Os estudos iniciais tinham somente um enfoque taxonômico, que culminou na descrição e registro de grande número de espécies de parasitos (EIRAS, 1994). Na década de 60 já se observam trabalhos com abordagens ecológicas, os quais visavam a compreensão de como os fatores bióticos e abióticos influenciavam as infrapopulações parasitárias. Estudos sobre dinâmica populacional e estrutura das comunidades parasitárias ganharam espaço a partir da década de 80, assim como os trabalhos de comunidades parasitárias de peixes marinhos (HOLMES, 1990). Em anos mais recentes o auxílio de novas ferramentas, como o uso da biologia molecular, passou a integrar trabalhos de taxonomia e filogenia de grupos de parasitos de peixes, auxiliando na identificação e compreensão da evolução destes parasitos.

Assim como outros hospedeiros vertebrados, os peixes possuem uma fauna parasitária própria, que inclui uma diversidade de espécies pertencentes a diversos grupos taxonômicos, como protozoários, myxozoários, crustáceos e helmintos. Estes parasitos possuem uma distribuição mundial, afetando desde espécies de águas tropicais até espécies de águas polares, independente do nicho ecológico e habitat do hospedeiro (EIRAS, 1994; LUQUE, 2004). Dentre as espécies de helmintos que comumente parasitam peixes encontram-se espécies de ecto e endoparasitos, pertencentes principalmente aos grupos taxonômicos de Monogenea, Digenea, Cestoda, Nematoda e Acanthocephala.

Estes parasitos podem ser encontrados em praticamente todos os órgãos dos peixes, como brânquias, sistema gastrointestinal, sistema reprodutor, sistema vascular, cavidade celomática, fígado, baço, musculatura, cavidade ocular, nasal e orbital, palato, bexiga natatória etc., sendo encontrados livres ou encistados.

A presença de parasitos no pescado pode oferecer risco à saúde humana, uma vez que estes podem possuir potencial zoonótico. São frequentes os estudos que relatam infecções acidentais em humanos em diversas partes do mundo, relacionadas ao consumo de pescado cru ou mal cozido (OKUMURA et al., 1999; SILVA e SÃO CLEMENTE, 2001; MATTIUCCI et al., 2013).

A ocorrência de parasitos no pescado pode ainda causar prejuízos à saúde dos animais parasitados, levando quando em desequilíbrio, à ocorrência de doenças e consequente perdas econômicas, particularmente em peixes de cultivo. Peixes parasitados apresentam uma redução na eficiência de assimilação de nutrientes, ganho de peso e crescimento, assim como se tornam mais susceptíveis à infecções por agentes oportunistas, como fungos e bactérias (EIRAS, 1994). São descritos na literatura casos de patologias em peixes de cultivo, peixes ornamentais e peixes de vida livre devido ao parasitismo por Monogenea (TINSLEY et al., 2002; KATHARIOS et al 2006; CONE e ODENSE, 2011), Digenea Didymozoidae (MLADINEO, 2006; JUSTO, 2008; JUSTO, 2013), Acanthocephala (SANIL et al., 2011; HOLMES, 2010) e Nematoda (EIRAS e RÉGO, 1987; MENEZES et al., 2006; MIR et al., 2012). A presença dos parasitos além de reduzir a produtividade, pode conferir em alguns casos, aspecto repugnante aos animais parasitados, reduzindo o valor de mercado de peixes de

importância econômica e levando a condenações por meio da inspeção sanitária (LESTER, 1979, LESTER, 1980, DIAS et al., 2010, KNOFF et al., 2013).

Helmintos parasitos de peixes marinhos possuem adaptações para sobreviver no ambiente, sendo em sua maioria generalistas, com ausência de hospedeiros específicos e ciclo de vida consistindo de muitos estádios larvais em hospedeiros intermediários e paratênicos (MARCOGLIESE, 2002).

Trabalhos de parasitologia da espécie *Scomber colias* Gmelin, 1789, sendo anteriormente referidos como *Scomber japonicus* Houttuyn, 1782, foram realizados em diferentes localidades, como a costa do Rio de Janeiro (RÊGO e SANTOS, 1983; FERNANDES et al., 1985, ABDALLAH et al., 2002; ALVES et al., 2003; OLIVA et al., 2008), costa africana (SOLONCHENKO, 1968), Arquipélago dos Açores, Marrocos e Maurítânia (SHUKHGALTER, 2004), Argentina (CREMONTE e SARDELLA, 1997), costa Atlântica do Marrocos (CISSE e BELGHYTI, 2005), (OLIVA et al., 2008). No Oceano Pacífico há referências em *S. japonicus* no Peru (RUELAS e CORDOVA, 1995; CABRERA e TANTALEÁN, 1995) e Chile Central (RODRÍGUEZ et al., 2000). Com a denominação atual de *S. colias* foram realizados trabalhos no Brasil, na costa do Rio de Janeiro (GOMES et al., 1972, FABIO, 1976) e costa do Espírito Santo (TRAVASSOS et al., 1964, TRAVASSOS et al., 1965), na Espanha, nas Ilhas Canárias (COSTA et al., 2011) e em Portugal, na Ilha da Madeira (COSTA et al., 2007). Foram referidas a ocorrência de mais de 30 espécies de helmintos, incluído Monogenea, Digenea, Cestoda, Nematoda e Acanthocephala. Estes estudos objetivaram tanto avaliar sua composição da fauna de helmintos, como também compreender os aspectos ecológicos das infrapopulações parasitárias e ainda aspectos da taxonomia deste hospedeiro, com base na presença de parasitos da classe Monogenea.

Os principais grupos taxonômicos de helmintos estudados neste trabalho incluem os Monogenea, Trematoda Digenea, Cestoda, Nematoda e Acanthocephala.

2.1.1 Classe Monogenea Van Beneden, 1858

Monogenea representa uma classe do Filo Platyhelminthes, o qual também inclui as classes Cestoda e Trematoda. É composta por parasitos com estruturas de fixação esclerotizadas e ciclo biológico direto, sendo em sua maioria ectoparasitos de brânquias e superfície corporal, porém podem ser endoparasitos de bexiga urinária e natatória, esôfago, estômago e cavidade visceral de peixes, anfíbios, invertebrados marinhos, tartarugas e mamíferos, como hipopótamos (TAKEMOTO et al., 2013).

Esta classe, por sua vez, é subdividida nas subclasses Monopisthocotylea e Polyopisthocotylea, com base no tipo de aparelho de fixação que possuem, no entanto, alguns autores utilizam, alternativamente, a nomenclatura Polyonchoinea, Oligonchoinea e Heteronchoinea para subclasses e Monogenoidea, para classe. Em Monopisthocotylea, o aparelho fixador pode ser levemente dividido em septos, contendo um a três pares de âncoras, ganchos marginais e também neste grupo a ventosa oral e canal gastrointestinal são ausentes, enquanto em Polyopisthocotylea, o aparelho fixador contém várias ventosas, clamps, além de possuírem boca com ventosas e canal gastrointestinal presente (EIRAS, 1994; TAKEMOTO et al., 2013).

São parasitos de corpo achatado dorsoventralmente composto no adulto por uma neoderme não ciliada. Apresentam sistema gastrointestinal formado por boca, faringe e cecos que podem ser de fundo cego e algumas vezes fusionados, ramificados ou não. O sistema

nervoso é ganglionar com conexões longitudinais e transversais. O sistema excretor e osmorregulador é simplificado, do tipo protonefridial, contendo células-flama conectadas a capilares que se abrem em dois poros excretores na região anterior do corpo. São hermafroditas, possuindo sistema reprodutor complexo (ROHDE, 2011). O ciclo de vida destes parasitos é simples, monoxeno e em sua maioria são ovíparos, com alguns grupos como gyrodactilídeos sendo vivíparos. O número de ovos produzidos é variável, sendo liberados diretamente na água ou ainda no hospedeiro (Figura 1).

Os ovos possuem opérculo que se abre para permitir a liberação do oncomiracídio; apresentam filamentos polares com a função de fixação ao hospedeiro (EIRAS, 1994). Vários fatores ambientais e biológicos influenciam na eclosão de ovos de Monogenea, tais como temperatura, fotoperíodo e produtos de excreção do hospedeiro (TAKEMOTO et al., 2013).

A patogenia relacionada à presença destes parasitos se mostra variável, estando diretamente relacionada à espécie e sua localização no hospedeiro, sendo nos peixes a localização preferencial nas brânquias, narinas, olhos e superfície corporal (LUQUE, 2004).

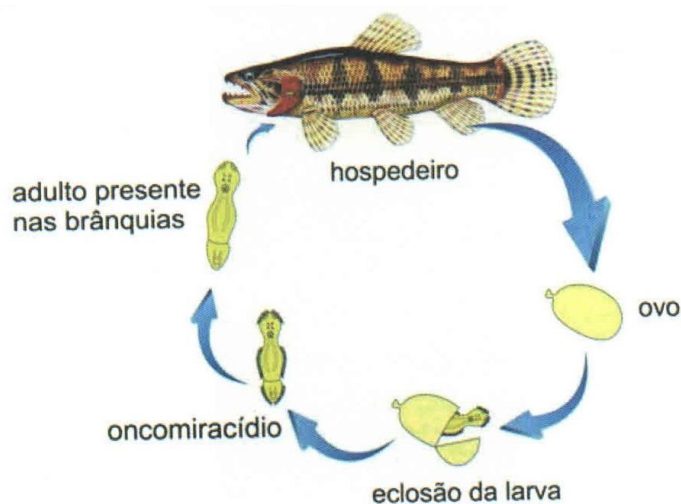


Figura 1 – Ciclo de vida de monogêneos ovíparos. Fonte: TAKEMOTO et al., 2013.

Segundo Takemoto et al. (2013), hiperplasia celular e hipersecreção de muco ocorrem em resposta à presença de Monogenea nas brânquias, podendo alcançar maior gravidade se a infecção for por grande número de parasitos. Este quadro além de dificultar as trocas gasosas pelo hospedeiro pode causar alterações comportamentais e levar a ocorrência de infecções secundárias por fungos e bactérias, podendo levar o animal a morte, principalmente peixes de piscicultura. Quando fixos no tegumento, geralmente não há lesões de gravidade acentuada.

Estudos de biodiversidade de parasitos de peixes tem mostrado a ocorrência de grande especificidade parasitária em Monogenea, sendo este grupo usado para esclarecimentos de estudos em sistemática relacionada aos seus hospedeiros e para investigações sobre quais são os mecanismos que levam à ocorrência desta especificidade (BUCHMANN e LINDENSTRØM, 2002; OLIVA et al., 2008).

A distribuição dos Monogenea nas brânquias obedece a padrões específicos, podendo ocorrer relações interespecíficas e intraespecíficas. Embora ocorra proximidade na distribuição das espécies, a ocupação de microhabitat específicos nas brânquias, assim como órgãos copuladores altamente específicos funcionam como barreira reprodutiva, permitindo a ocorrência de nichos de segregação (ROHDE, 1989; ROHDE, 2011). Este fato somado a alta especificidade de hospedeiros, faz com que estes parasitos representem uma boa ferramenta para o desenvolvimento de estudos ecológicos e taxonômicos.

Nos estudos com *S. colias* e demais espécies de *Scomber* sp., foram referidas a ocorrência de espécies dos gêneros *Kuhnia* Sproston, 1945, *Grubea* Diesing, 1858 e *Pseudokuhnia minor* (Goto, 1984) (SOLONCHENKO, 1968; ROHDE, 1986; RÊGO e SANTOS, 1983; RUELAS e CORDOVA, 1995; CREMONTE e SARDELLA, 1997; ABDALLAH et al., 2002; ALVES et al., 2003; SHUKHGALTER, 2004; COSTA et al., 2007; OLIVA et al., 2008; CISSE e BELGHYTI, 2005; COSTA et al., 2011; MELE et al., 2014).

2.1.2 Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

A subclasse Digenea pertence à Classe Trematoda juntamente com a subclasse Aspidogastrea Faust e Tang, 1936 e inclui um grande grupo de metazoários endoparasitos, compreendendo aproximadamente 18.000 espécies com grande diversidade em peixes teleósteos. Seu ciclo de vida é caracterizado por apresentar gastrópodes e outros moluscos como hospedeiros intermediários, vertebrados como hospedeiros definitivos, podendo ainda incluir outros filos como segundos hospedeiros intermediários (CRIBB, 2002; OLSON et al., 2003).

Apresentam tegumento sincicial, corpo não segmentado, achatado dorsoventralmente, adultos com órgãos de adesão geralmente com duas ventosas. O sistema digestório é composto por boca, faringe muscular, bem desenvolvida na maioria dos grupos, esôfago e cecos intestinais. O sistema nervoso é ganglionar, com gânglios interligados por comissuras próximas à faringe. O sistema excretor protonefridial elimina substâncias nitrogenadas através de poro excretor na região posterior do corpo. São geralmente hermafroditas, com poucas espécies dióicas e apresentam sistema reprodutor bem desenvolvido (GIBSON, 2002; POZDNYAKOV e GIBSON, 2008).

A quantidade de ovos produzidos, assim como o formato, varia entre as espécies e estes ficam armazenados dentro do útero. No interior destes ovos desenvolve-se uma larva ciliada denominada miracídio, o qual necessita alcançar o molusco para então prosseguir seu desenvolvimento. O ciclo de vida que se segue é bem complexo e nos hospedeiros moluscos ocorrerem diversas transformações na larva, passando pelas fases de esporocisto, rédia, cercária e metacercária. Um único miracídio pode ser capaz de gerar inúmeras cercárias e metacercárias aumentando substancialmente a chance de encontro de um hospedeiro definitivo (COSTA, 2000) (Figura 2). Os peixes podem tanto desempenhar o papel de hospedeiros intermediários com metacercárias encistadas ou definitivos albergando os adultos. Os parasitos podem se localizar na superfície corporal, órgãos internos, olhos,

opérculo, por baixo do tegumento, musculatura, encistados ou não, e a patogenia está relacionada mais frequentemente ao estágio de metacercária.

Dentre os digenéticos com potencial zoonótico, destacam-se aqueles pertencentes às famílias Heterophyidae Leiper, 1909, como por exemplo *Ascocotyle (Phagicola) longa* Ransom, 1920 e Opisthorchiidae Looss, 1899, como *Opisthorchis viverrini* (Sadun, 1955) (SANTOS et al., 2013b; FRIED et al., 2004). A heterofíase também chamada fagicolose é um exemplo de doença zoonótica causada pela ingestão de tainha crua ou mal cozida contendo metacercárias da espécie *A. (P.) longa* e representa um problema de saúde pública em diversos países. Dentre os sintomas da infecção podemos citar manifestações gastrointestinais como cólica, flatulência, diarreia, emagrecimento e hipermotilidade intestinal (CHIEFFI et al., 1990; ALMEIDA-DIAS, 1994).

Dentre as patologias causadas por estes parasitos nos peixes hospedeiros, no estudo realizado por Abdallah et al. (2005) foram relatadas a ocorrência de inúmeras metacercárias da espécie *Sphincterodiplostomum musculosum* Dubois, 1936 nos olhos de *Cyphocharax gilbert* (Quoy e Gaimard, 1824), levando à cegueira e catarata. Em *Clinostomum* Leidy, 1856 as metacercárias localizadas no tegumento levam ao aparecimento de pontos amarelos, além de possuir potencial zoonótico (SUTILI et al., 2014). Ainda são relatadas doenças causadas por parasitos dos gêneros *Neascus* (Hughes, 1927), *Diplostomum* von Nordmann 1832 e *Metagonimus* Katsurada, 1912 que causam a doença das manchas pretas, devido ao escurecimento da pele por acúmulo de melanina que envolve as metacercárias, além de afetar o comportamento do hospedeiro (ONAKA e MORAES, 2004).

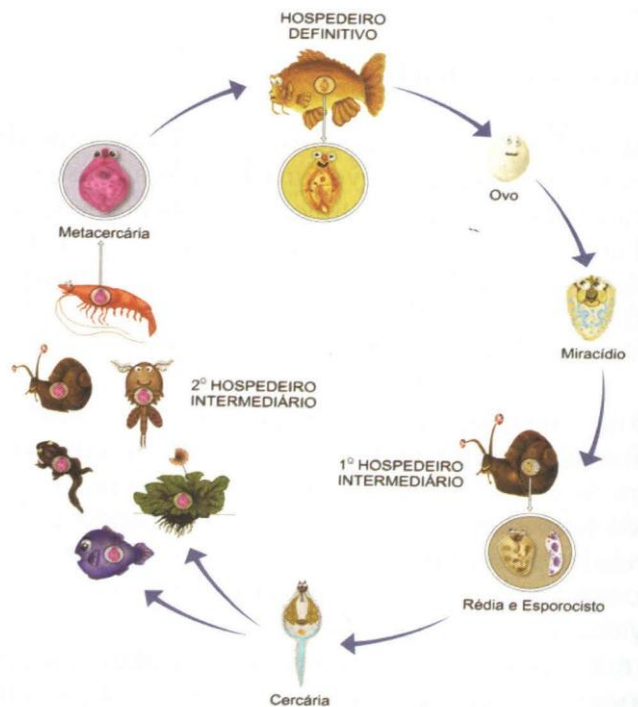


Figura 2 – Ciclo de vida de Trematoda. Fonte: KOHN et al., 2013.

As características do ciclo de vida destes parasitos estão diretamente relacionadas à presença e ciclo de vida de seus hospedeiros. Em geral, se observa alta especificidade na

relação entre o parasito e seu hospedeiro intermediário, sendo este pertencente a um único gênero ou espécie de molusco, fato que já não é observado na relação parasito e hospedeiro definitivo. Este fato sugere que ocorram mecanismos adaptativos complexos de resistência do hospedeiro intermediário à infecção pelo parasito. A relação entre o parasito e seu hospedeiro definitivo, muitas vezes envolve mudança comportamental, o que facilita sua predação e consequente fechamento do ciclo de vida (COELHO, 1995; ABDALLAH et al., 2005).

Nos trabalhos com *S. colias* foi referida uma vasta fauna de digenéticos incluindo espécies de *Opechona* Looss, 1907, *Nematobothrium* van Beneden, 1658, *Lecithocladium* Lühe, 1901, *Didymocystis* Ariola, 1902, *Ovarionematobothrium*, Yamaguti, 1971, *Halvorsenius* Gibson, MacKenzie e Cattle, 1981, *Lepidapedon*, Stafford, 1904, *Clavogalea* Bray, 1985 e *Aponurus* Looss, 1907 (SOLOCHENKO, 1968; RÊGO e SANTOS, 1983; CREMONTE e SARDELLA, 1997; ABDALLAH et al., 2002; ALVES et al., 2003; SHUKHGALTER, 2004; CISSE e BELGHYTI, 2005; FERNANDES et al., 2009; COSTA et al., 2007; OLIVA et al., 2008; COSTA et al., 2011; MELE et al., 2014).

2.1.3 Classe Cestoda Southewell, 1930

Parasitas pertencentes à classe Cestoda caracterizam-se por serem endoparasitos, com ciclo de vida heteroxeno, sendo a fase larvar encontrada em diferentes órgãos do hospedeiro intermediário e a fase adulta localizando-se no sistema digestório dos hospedeiros definitivos (PAVANELLI et al., 2013). Dividem-se em duas subclasses: Cestodaria e Eucestoda. A primeira é composta por espécies com características mais primitivas, e subdivide-se nas ordens Gyrocotylidea e Amphilinidea (XYLANDER, 1990). Os Eucestoda representam um grupo de importância no parasitismo de pescado, representado por famílias como: Tetrphyllidea, Trypanorhynchidea, Protocephalidea, Cyclophyllidea.

São parasitos achatados dorsoventralmente, com comprimento variando de milímetros a metros. A região anterior do corpo apresenta estruturas específicas de adesão e fixação ao hospedeiro. O corpo dos adultos em geral é segmentado, dividido em escólex, colo e estróbilo com proglotes, onde se localizam os órgãos reprodutivos e células flama, responsáveis pela osmoregulação. A ausência de sistema digestório representa uma grande adaptação à vida parasitária. São hermafroditas, com complexo ciclo de vida heteroxeno, envolvendo dois ou mais hospedeiros. O ciclo inicia quando proglotes grávidos ou ovos são liberados para o meio externo juntamente com as fezes do hospedeiro definitivo. Após a eclosão dos ovos, a larva coracídio nada livremente e infecta o primeiro hospedeiro intermediário, geralmente um invertebrado. Neste hospedeiro, forma-se a larva procercóide, que após sofrer modificações, origina a larva plerocercóide. A partir daí pode ocorrer a infecção do hospedeiro definitivo representado por peixes, aves ou mamíferos ou envolver um hospedeiro paratênico, para atingir posteriormente o hospedeiro definitivo (Figura 3). Infecções acidentais em humanos são relatadas, por exemplo, pela ingestão de pescado contendo estágio plerocercóide de cestódeos do gênero *Diphyllobothrium* Cobbold, 1858. Embora a maioria das infecções humanas seja assintomática, são relatados sintomas de desordem gastrointestinal, tais como distensão abdominal, flatulência, dor epigástrica, náuseas, vômitos e diarreia, e ainda nos casos mais complicados, anemia microcítica e megaloblástica. Casos de difilobotríase humana tem sido relatados no Brasil, Rússia, Japão, América do norte e Argentina (SEMENAS e UBEDA, 1997; DICK et al., 2001; EMMEL et al., 2006). Em alguns casos, embora o parasito

não possui importante potencial zoonótico, a sua presença no pescado consumido pode levar ainda ao desenvolvimento de reações alérgicas ao serem ingeridos, como é o caso de cestódeos da ordem Trypanoryncha (DIAS et al., 2010; MATTOS, 2012).

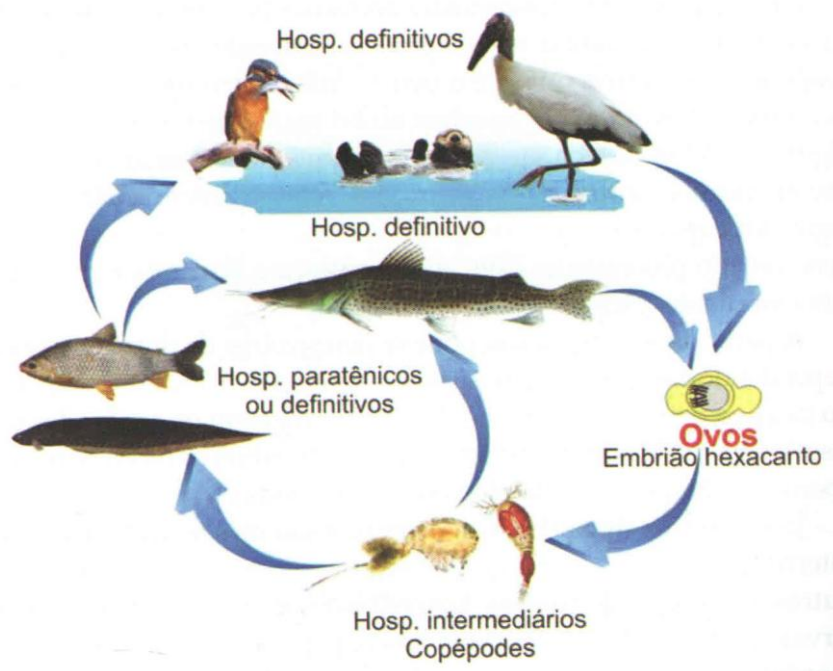


Figura 3 – Ciclo de vida de Cestoda. Fonte: PAVANELLI et al., 2013.

Os peixes podem ser classificados como hospedeiros definitivos, paratênicos ou intermediários destes parasitos. As larvas podem ser encontradas em diferentes órgãos viscerais e cavidade celomática, enquanto nos hospedeiros adultos, parasitam o intestino ou os cecos pilóricos (PAVANELLI et al., 2013).

Os parasitos adultos geralmente não causam importante patologia aos peixes, porém a gravidade da infecção está diretamente relacionada à espécie parasitária, características do hospedeiro, local e intensidade de infecção. Parasitos com estruturas de fixação mais potentes podem levar a alterações teciduais nos hospedeiros e até mesmo perfuração da parede intestinal, além da possibilidade de ocorrência de obstrução deste órgão em altas densidades parasitárias (PAVANELLI et al., 2008). Estádios larvais, como plerocercóides, podem causar danos maiores ao hospedeiro, como compressão das vísceras, levando ao desenvolvimento de um quadro de anorexia (ONAKA e MORAES, 2004).

São referidos em *S. colias* os estádios larvais *S. pleuronectis* Müller, 1788, *Nybelinia* sp. Poche, 1926, *Callitetrarhynchus gracilis* (Rudolphi, 1819) e *Pterobothrium* sp. Diesing, 1850 (SOLONCHENKO, 1968; RÊGO e SANTOS, 1983; CREMONTE e SARDELLA, 1997; ABDALLAH et al., 2002; ALVES et al., 2003; SHUKHGALTER, 2004; CISSE e BELGHYTI, 2005; COSTA et al., 2007; OLIVA et al., 2008; COSTA et al., 2011; MELE et al., 2014).

2.1.4 Filo Nematoda Rudolphi, 1818

O Filo Nematoda possui espécies de grande importância em ictioparasitologia, podendo ocorrer nos hospedeiros na forma larvar ou adulta. São pseudocelomados de corpo não segmentado com formato alongado e extremidades afiladas, envolto por cutícula.

O sistema digestório é completo (com boca e ânus ou cloaca). O sistema nervoso é ganglionar, com presença de anel nervoso principal próximo a região do esôfago. Os sistemas circulatório e respiratório são ausentes. O sistema excretor é formado por canais longitudinais que percorrem o corpo, se abrindo em um poro excretor ventral, cuja localização auxilia a classificação de algumas famílias de Nematoda. São dióicos, com acentuado dimorfismo sexual, apresentam ciclo monoxeno ou heteroxeno, nos quais os peixes podem atuar como hospedeiros intermediários, definitivos ou paratênicos (SANTOS et al., 2013a; LUQUE, 2004) (Figura 4).

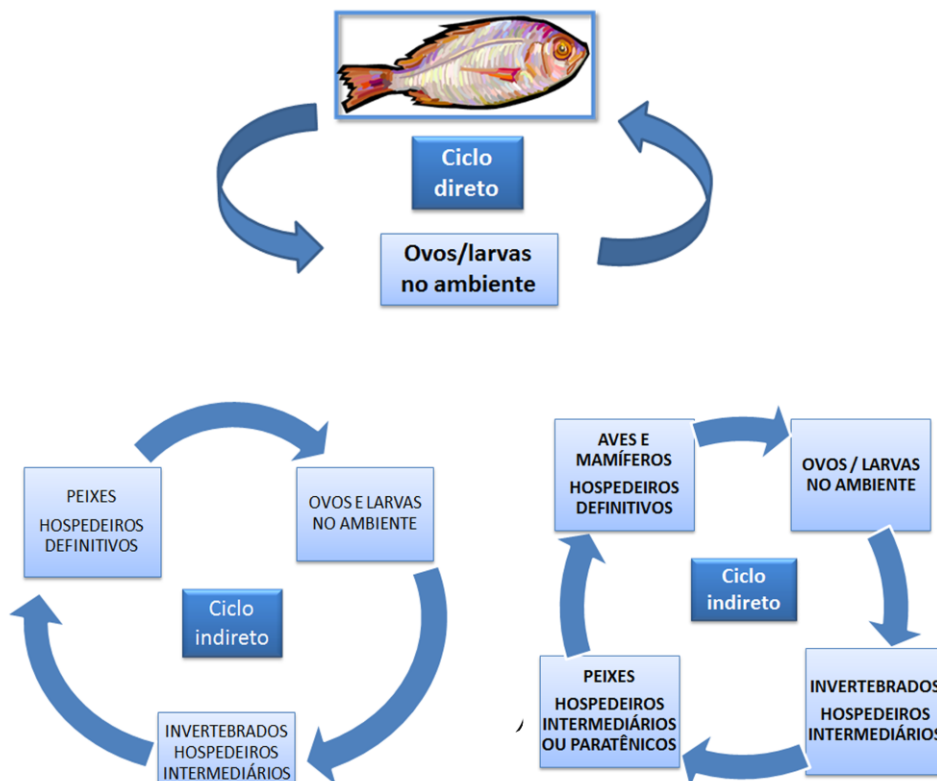


Figura 4 – Ciclo de vida de Nematoda parasitos de peixes. Fonte: SANTOS et al., 2013 a.

Infecções humanas ocorrem através do consumo de peixes crus ou mal cozidos contendo estádios larvais vivos, causando a doença conhecida como anisakiase, que pode levar à ocorrência de sintomas de urticária, angioedema, distúrbios gastrointestinais e anafilaxia (AUDICANA et al. 2002). Casos de anisakiase humana têm sido relatados em países como Espanha, Itália e Japão (OSHIMA, 1987; SUZUKI et al., 2010; ARIZONO et al., 2012; MATTIUCCI et al., 2013; BARBARROJA-ESCUDEIRO et al., 2013). Os anisakídeos

encontram-se na Lista de Classificação de Risco de Agentes biológicos do Ministério da Saúde, sendo classificados como agentes biológicos da classe 2, definidos como “agentes que provocam infecções em homens ou animais e cujo potencial de propagação na comunidade e disseminação no meio ambiente são limitados” (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2010). Este filo se caracteriza por apresentar quatro estádios larvais, nos quais o processo de muda proporciona o crescimento das larvas.

Podem se localizar em diversos órgãos dos hospedeiros, tais como intestino, peritônio, cecos pilóricos, estômago, cavidade celomática, gônadas, fígado, bexiga natatória e musculatura, podendo estar livres ou encistados (EIRAS, 1994).

Apesar de ser considerado o maior grupo de parasitos de peixes, os Nematoda apresentam em geral espécies de baixa patogenicidade (LUQUE, 2004). São descritos trabalhos que relatam alterações histopatológicas nos hospedeiros em resposta ao parasitismo por larvas, como o relato de Eiras e Rêgo (1987) sobre as alterações no fígado de *Pagrus pagrus* Linnaeus, 1758 infectado por larvas de anisakídeos e o trabalho de Gaine et al. (2012) sobre alterações no intestino de *Arapaima gigas* Schinz, 1822 por *Spirocamallanus inopinatus* (Travassos, 1929). Estas alterações incluem granulomas eosinofílicos, necroses, descamações, infiltrado inflamatório, hemorragia e citólises. Nematódeos da família Anisakidae, incluem espécies de considerável importância médica, como os gêneros *Pseudoterranova* Mozgovoy, 1951 e *Anisakis* Dujardin, 1845, uma vez que humanos podem ser hospedeiros acidentais destes parasitos (ANDERSON, 2000; TIMI et al., 2013).

Mudanças na periodicidade e prevalência dos parasitos observadas ao longo do ano alteram o fluxo dos ciclos evolutivos de nematódeos de peixes marinhos, sendo influenciadas por fatores climáticos e ambientais como a ocorrência de correntes marinhas, mudanças na fauna de invertebrados, presença ou ausência de hospedeiros definitivos que são peixes, aves piscívoras e mamíferos marinhos. Portanto, a passagem de fases larvais por diferentes hospedeiros leva a alterações nos dados sobre a prevalência e abundância e a presença ou ausência de espécies de parasitos de acordo com a distribuição dos seus hospedeiros (MOGROVEJO, 2001).

São referidos em *S. colias* a ocorrência de estádios larvais de *Raphidascaris* sp. Railliet & Henry, 1915, *Hysterothylacium* sp. Ward & Margath, 1917, *Pseudoterranova* sp., *Anisakis* sp., *Contracaecum* sp. Railliet & Henry, 1912 e *Porrocaecum* sp. Railliet & Henry, 1912 e adultos de *Camallanus* sp. Rudolphi, 1819 e integrantes das famílias Capilariidae e Camallanidae (SOLONCHENKO, 1968; RÊGO e SANTOS, 1983; CREMONTE e SARDELLA, 1997; ABDALLAH et al., 2002; ALVES et al., 2003; SHUKHGALTER, 2004; CISSE e BELGHYTI, 2005; COSTA et al., 2007; OLIVA et al., 2008; COSTA et al., 2011; MELE et al., 2014).

2.1.5 Filo Acanthocephala Rudolphi, 1808

Este filo é composto por helmintos pseudocelomados de corpo cilíndrico envolto por cutícula e composto por sincício rico em fibras musculares. O corpo é dividido em duas porções: a anterior denominada presoma e a posterior, o metasoma. Apresentam uma probóscide armada com ganchos e espinhos, representando um bom caráter taxonômico, com a função de fixação ao hospedeiro. São dióicos, apresentando dimorfismo sexual, com machos um pouco menores que fêmeas e apresentando bolsa copuladora. Como adaptações ao

parasitismo, há ausência de tubo digestório (alimentação através da parede corporal), redução dos sistemas muscular, nervoso (gânglio central na probóscide), circulatório e excretor. (TRAVASSOS, 1950; THATCHER, 2006; SANTOS et al., 2013c). O filo se divide em quatro classes: Archiacanthocephala, parasitos de aves e mamíferos, podendo acidentalmente infectar o homem; Classe Palaeacanthocephala, parasitos de peixes, anfíbios, répteis, aves e mamíferos, Classe Eoacanthocephala, parasitos de peixes, anfíbios e répteis e Classe Polyacanthocephala, parasitos de peixes e crocodilos (SANTOS et al, 2013c).

O ciclo de vida heteroxeno tem um padrão de transmissão passiva através de teias tróficas e envolve hospedeiros intermediários invertebrado, hospedeiros paratênicos e hospedeiros definitivos vertebrados (acidentalmente pode parasitar o homem). O ovo contém a larva infectante acantor, que se desenvolve em acantela no artrópode hospedeiro intermediário. A larva perfura a parede do trato gastrointestinal do artrópode hospedeiro intermediário e se encista na musculatura ou cavidade corporal, na forma de cistacanto, podendo também ocorrer esta etapa em hospedeiro paratênico. O hospedeiro definitivo irá se infectar ao pregar estes hospedeiros contendo o cistacanto e, desta forma, fecha-se o ciclo (EIRAS, 1994; SANTOS et al., 2013c) (Figura 5).

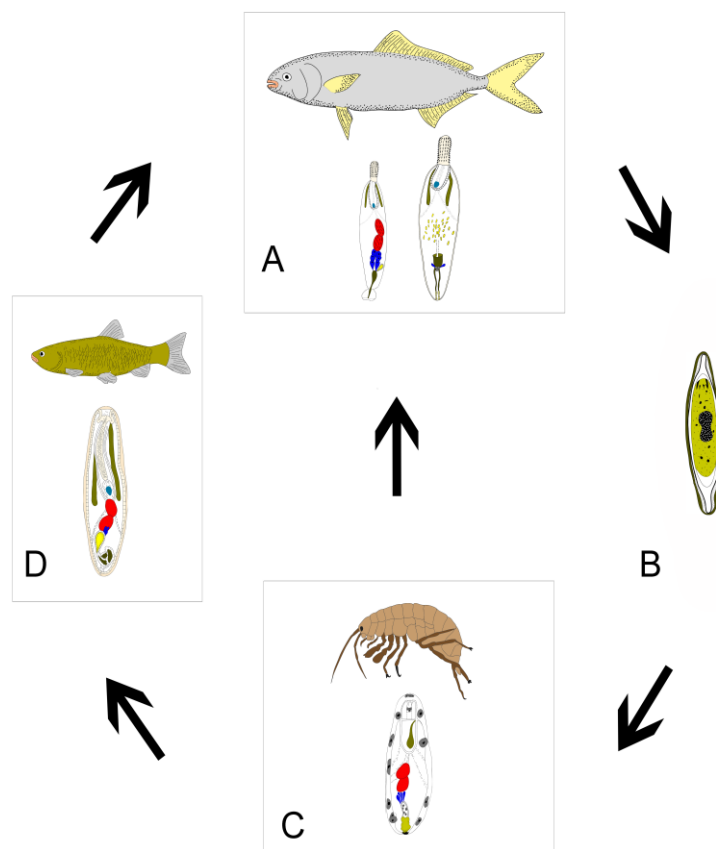


Figura 5 – Ciclo de vida dos acantocéfalos de peixe. A - Hospedeiro definitivo; B- Ovo com larva acantor; C - Hospedeiro intermediário com larva acantela; D - peixe hospedeiro intermediário/paratênico/acidental contendo larva cistacanto. Fonte: SANTOS et al., 2013c.

A patologia relacionada ao parasitismo por acantocéfalos está ligada a fixação intestinal através da probóscide, causando espoliação e perfuração da parede deste órgão, sendo significativa quando maior for a quantidade de parasitos fixados (TADA et al., 1988). Martins et al. (2001) ao estudarem a histopatologia da infecção do curimatá *Prochilodus lineatus* Valenciennes, 1836 pela espécie de acantocéfalo *Neoechinorhynchus curemai* Noronha, 1973, detectaram a ocorrência de descamação do epitélio intestinal, reação inflamatória, com hipertrofia de células caliciformes, edemas e infiltração mononuclear e eosinofílica.

Complicações como o rompimento de mucosa intestinal podem levar à ocorrência de peritonite e levar o animal a morte. Tada et al. (1983) relataram o primeiro caso de infecção humana pelo acantocéfalo *Bolbosoma* Porta, 1908, ocorrido após ingerir sashimi feito com carne de *Thunnus maccoyii* (Castelnau, 1872). O paciente apresentou fortes dores abdominais e após ser submetido a laparoscopia, o parasito foi retirado juntamente com material purulento.

Em estudos de parasitologia de *S. colias*, são referidos os gêneros *Bolbosoma*, *Corynosoma* Lühe, 1904 e *Rhadinorhynchus* Lühe, 1911 (SOLONCHENKO, 1968; RÉGO e SANTOS, 1983; CREMONTE e SARDELLA, 1997; ABDALLAH et al., 2002; ALVES et al., 2003; SHUKGALTER, 2004; CISSE e BELGHYTI, 2005; COSTA et al., 2007; OLIVA et al., 2008; COSTA et al., 2011; MELE et al., 2014).

2.2. O hospedeiro *Scomber colias* Gmelin, 1789

O gênero *Scomber* Linnaeus, 1758 pertence à família Scombridae, a qual é composta por 15 gêneros e 49 espécies de peixes marinhos de importante valor comercial, com sua carne amplamente apreciada e consumida em diferentes partes do mundo (COLLETTE e NAUEM, 1983).

São reconhecidas quatro espécies integrantes deste gênero: *Scomber scombrus* Linnaeus, 1758, que habita o Atlântico norte, *Scomber australasicus* Cuvier, 1832, restrita ao Oceano Pacífico, *S. colias*, no Atlântico e Mar mediterrâneo e *Scomber japonicus*, considerada a espécie de mais ampla distribuição do gênero, formando populações separadas nos oceanos (COLLETTE, 2001; CATANESE et al., 2010a).

O status taxonômico de *S. japonicus* tem sido alvo de discussões, pois variações na morfologia, presença de parasitos altamente específicos e divergências genéticas no DNA mitocondrial e nuclear têm sido relatadas entre as espécies provenientes dos Oceanos Atlântico e Pacífico, indicando que se tratam de espécies distintas. Atualmente os pesquisadores da taxonomia destes escombrídeos utilizam a denominação de *S. japonicus*, para as espécies provenientes do Oceano Pacífico e *S. colias*, para aquelas provenientes do Oceano Atlântico (MATSUI, 1967; SCOLES et al., 1998; INFANTE, et al. 2007; OLIVA et al., 2008; CATANESE et al., 2010b; COLLETTE, 2001). Com base nos resultados relatados nestas pesquisas, será utilizada neste trabalho a denominação proposta por Collette (2001) com denominação *S. colias* para a espécie estudada.

S. colias, conhecida popularmente como cavalinha, se caracteriza por ser uma espécie pelágica e costeira, comum e abundante no Mediterrâneo, Mar Negro e Oceano Atlântico, onde forma populações distintas (IUNC, 2014) (Figura 6). Vive em cardumes que se formam

quando atingem um tamanho corpóreo de aproximadamente três centímetros, podendo ser encontrada junto a outros cardumes de espécies de *Sarda* Cuvier, 1829 bonitos e clupeídeos (COLLETTE, 1995).

É frequentemente capturada durante a pesca da sardinha *Sardinella brasiliensis* (Steindachner, 1879) no sudeste e sul do Brasil. Zavala-Camin e Seckendorff (1985) indicam que a cavalinha no sudeste atlântico é composta por uma única população, cuja distribuição se estende do Rio de Janeiro ao norte da Argentina e apontam o início da época reprodutiva nos meses de julho a setembro, dependendo da latitude, terminando em dezembro (ANGELESCU, 2010).

A cavalinha pode atingir até 64 cm de comprimento, sendo o comprimento mais comum em torno de 30 cm, atingindo a maturidade sexual por volta de 23 cm (ANGELESCULU, 2010). Características morfológicas tais como pigmentação própria, crenulação dos dentes, tamanho da escama e quantidade de rastros no primeiro arco branquial inferior a diferenciam das outras espécies do gênero (CATANESE, 2010 a) (Figura 7).

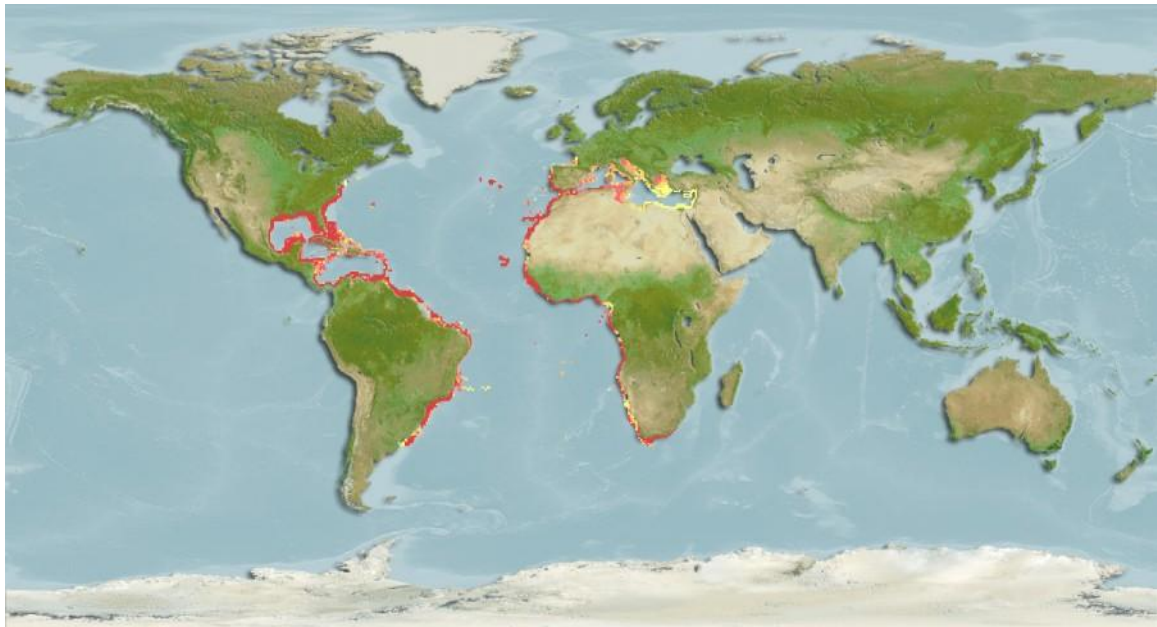


Figura 6 - Mapa de distribuição mundial da cavalinha (*S. colias*). Fonte: <http://www.fishbase.org/summary/54736>



Figura 7 - *Scomber colias*, hospedeiro.

A base da dieta alimentar dos adultos de *S.colias* é composta por pequenos peixes pelágicos e invertebrados pelágicos como copépodes e outros crustáceos, e lulas (COLLETTE e NAUEM, 1983). Seus predadores são peixes grandes como *Coryphaena hippurus* Linnaeus 1758 e *Thunnus albacares* (Bonnaterre, 1788), além de aves marinhas e mamíferos marinhos (ZAVALA-CAMIN e SECKENDORFF, 1985). A cavalinha representa uma espécie de grande importância na pesca do Estado do Rio de Janeiro. No ano de 2012, a frota de pesca com cerco registrou a maior produção pesqueira do Estado, com um total de 67.370,619 kg de pescado, das quais a cavalinha representou a segunda espécie mais desembarcada, com 21,86% do total, só perdendo para a sardinha-verdadeira *S. brasiliensis*, que representou 60,25% do total (FIPERJ, 2012; MINISTÉRIO DA PESCA E AQUICULTURA, 2011).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Local de Execução do Trabalho

O estudo foi desenvolvido no Laboratório de Promoção e Avaliação da Saúde Ambiental, localizado no Pavilhão Lauro Travassos, IOC/FIOCRUZ.

3.2 Coleta e Fixação

Foram examinados *Scomber colias* provenientes de Mercados Públicos do Município de São Pedro da Aldeia (22°50'36"S, 42°06'13"O), Rio de Janeiro, sendo 6 peixes em abril e 50 peixes em maio de 2013. Da feira popular do município de Seropédica (22°44'29"S, 43°42'19"O), Rio de Janeiro, foram coletadas 13 cavalinhas de novembro de 2013 a novembro de 2014, perfazendo um total de 69 *S. colias* examinados. Os peixes foram transportados ao laboratório, medidos e pesados. As medidas variaram de 21 a 31cm, com comprimento médio de 26cm, enquanto o peso médio foi de 153g, variando de 88 a 279g. Após este procedimento, foi feita uma inspeção externa de cada peixe, sendo também examinadas a cavidade bucal e cavidade branquial. Em seguida as brânquias foram removidas e examinadas sob microscópio estereoscópico e os órgãos internos foram separados em placas de Petri contendo solução fisiológica a 0,7%, sendo também examinados ao microscópio estereoscópico. Os espécimes, foram fixados em álcool a 70%, AFA (Álcool - Formalina - Ácido acético) ou formalina 4%, dependendo do tipo de análise a ser realizada. Os pertencentes ao grupo taxonômico Monogenea, Trematoda e Cestoda foram fixados sob leve compressão.

3.3 Microscopia de Luz

Nematódeos foram diafanizados em glicerina para observação dos órgãos internos. Monogenea, Trematoda e Cestoda foram corados por Carmim de Semichon. Nesta técnica, os espécimes foram lavados em álcool 70% antes de serem corados e após tempo variável no Carmin, foram diferenciados no álcool clorídrico a 2%, quando necessário e desidratados em série alcoólica crescente até álcool absoluto por duas séries de 15 minutos cada. Alguns espécimes de Trematoda foram, alternativamente, corados por Tricrômico de Gomori, no qual foram inicialmente lavados em álcool 70% e reidratados em álcool 50% e 30% por 10 minutos até água destilada. Após esta etapa inicial, os espécimes foram corados por tempo variável, diferenciados em álcool ácido 2% e desidratados em série alcoólica crescente por 10 minutos em cada etapa.

Após a realização destas colorações, os espécimes foram diafanizados por óleo de cravo e montados em Bálsamo do Canadá entre lâmina e lamínula.

3.4 Morfometria e Desenhos

Os espécimes foram medidos com auxílio de ocular micrométrica e desenhados em câmara clara no microscópio Olympus CX31 e Leica DMLS2. As medidas foram apresentadas em micrômetros, sendo indicadas outras unidades quando utilizadas, e foram adicionadas as médias, valores de mínimo e máximo entre parênteses, seguido do número de espécimes medidos.

3.5 Microscopia Eletrônica de Varredura

Os espécimes fixados em AFA ou formalina 4% foram lavados em tampão cacodilato de sódio 0,1 M, pH 7.2 por cinco minutos. Após este 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 Balzer usando CO₂ ou secagem com Hexamethyldisilazane (HMDS). 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.

3.6 Biologia Molecular

3.6.1. Extração de DNA

A extração de DNA dos helmintos coletados foi realizada pelo método do Fenol/clorofórmio com o protocolo de Billings et al. (1998). Neste processo os helmintos foram inicialmente macerados com ponteira estéril em tampão de digestão (NaCl 0,1M, THIS-HCl 0,21M pH 8.0, EDTA 0,05 e SDS 0,5M) e incubadas por 30 min. a 37°C. Foi adicionado 20µL de proteinase K (20mg/ml) seguida de incubação “overnight” a 55°C (12horas) com homogeneizações ocasionais. Após a incubação, foi adicionado 200 µL de fenol aos microtubos e estes foram centrifugados a 14000rpm por 2 minutos. Após a centrifugação, foi retirado o sobrenadante e transferido para um microtubo novo estéril. Neste novo microtubo foram adicionados 100µL de fenol e 100µL de clorofórmio/álcool isoamílico (24:1). Agitou-se por 5 minutos os microtubos por inversão e depois foram centrifugados a 14.000rpm 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. Precipitou-se o DNA com meio volume de acetato de sódio 7,5M e 2 volumes de etanol 100%. Após a precipitação do DNA, as amostras foram retiradas do freezer e centrifugadas a 14.000rpm 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 ressuspensionado em 30µL de água ultra pura. O DNA foi armazenado a 4°C até a amplificação;

3.6.2. Reação em cadeia de Polimerase e eletroforese

Na PCR foram utilizados iniciadores universais de Eucariotos BD1 (5’– GTC GTA ACA AGG TTT CCG TA–3’) e BD2 (5’– TAT GCT TAA RTT CAG CGG GT –3’) segundo Luton et al. (1992) para a região intergênica ITS1, 5.8S e ITS2 do DNA ribossomal. PCR foi feita usando os parâmetros de Chen et al. (2010). As reações foram realizadas com o kit Promega (Madison, WII -USA). As amostras foram colocadas em termociclador (Mastercycler Personal - Eppendorf).

Os produtos da PCR foram corados com SYBR green (Invitrogen, Eugene, OR, USA) e submetidos a eletroforese em gel de agarose 1.5%. Foram utilizados 5 µl de peso molecular (invitrogen) 9µl 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 80V e para ser visualizados no transiluminador sob luz ultravioleta. Os resultados do PCR foram registrados fotograficamente com câmera fotográfica (Sony cybershot DSC-W180).

As amostras foram purificadas utilizando-se o kit Wizard SV gel and PCR clean up system (Promega, Madison, WI, USA), de acordo com as instruções do fabricante para purificação dos produtos da PCR.

3.6.3. Determinação das Sequências Nucleotídicas e Análise Computacional

As amostras purificadas foram encaminhadas para a reação de sequenciamento nucleotídico com o conjunto de diagnóstico ABI PRISM Big Dye v3.1, Terminator Cycle Sequencing Ready Reaction Kit (Applied Biosystems-Perkin Elmer) de acordo com o protocolo utilizado pela plataforma da de sequenciamento instituto Oswaldo Cruz. As sequências foram obtidas em forma de cromatogramas e analisadas no programa DNASTAR SeqMAN (DNASTAR Inc., Madison, Wis WI). Para a análise de similaridade foi utilizado o servidor BLAST 2.0 (“Basic Local Aligment Search Tool”) (ALTSCHUL et al., 1997) 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 da sequência 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), sendo que a estimativa da distância utilizada foi o modelo Kimura 2 parâmetros, modelo que considera transições e transversões ocorrendo em taxas diferentes (KIMURA,1980). As relações filogenéticas das sequencias nucleotídicas foram analisadas usando o algoritmo CLUSTAL W do MEGA 5.0. A árvore filogenética utilizando Maximum Likelihood (ML) (FELSENSTEIN, 1981) foi construída no MEGA 5.0 utilizando o modelo Kimura 2 parameters model (K2P) e distribuição gama. A veracidade dos ramos da árvore foi conferida por análise de “bootstrap” (5000 repetições).

3.7 Identificação Taxonômica

A identificação taxonômica dos parasitos foi feita de acordo com Tavares e Luque (2006) e Moravec (1994) para identificação das larvas de Nematoda, levando-se em conta a morfologia do trato gastrointestinal, presença ou ausência de dente larvar, localização do poro excretor e morfologia típica da cauda. Para a identificação de Digenea foi utilizada a chave de classificação de Yamaguti (1968), Gibson et al. (2002), Jones et al. (2005), Kohn et al. (2007) e Bray et al. (2008), para Monogenea, Yamaguti (1968), Rohde (1986), Cohen et al. (2013) e para larvas de Cestoda, Chambers et al. (2000). Espécimes representativos foram depositados na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC).

3.8 Estudo da Ecologia Parasitária

Para o total de 69 peixes, após identificação das espécies de parasitos foram calculadas prevalência, amplitude de intensidade, abundância média e desvio padrão de acordo com a terminologia adotada por Bush et al. (1997).

Para os estudos de comunidades também foi utilizada a terminologia adotada por Bush et al. (1997) onde a infracomunidade representa a comunidade de parasitos em cada peixe individualmente e a comunidade componente, é a comunidade de parasitos obtida em uma amostra de peixes coletados em um mesmo lugar e momento determinados.

Para as análises realizadas a nível de infracomunidade, foram utilizados os dados dos 50 peixes coletados em uma única amostra em São Pedro de Aldeia, que representa uma comunidade componente, sendo calculados além dos parâmetros anteriores, a riqueza média, a abundância total média e índice médio de dominância de Berger-Parker. Os índices médios de similaridade de Bray-Curtis e de diversidade de Brioullin foram calculados no programa Primer v. 5 (CLARKE e GORLEY, 2001). Adicionalmente, utilizando o procedimento SIMPER, foram avaliadas com o programa Primer v.5 as espécies que mais contribuíram para a similaridade entre as infracomunidades.

Visando avaliar se o tamanho dos peixes interferia na abundância dos parasitos, foi realizada uma correlação de Spearman pelo programa Statistica 9.0 (StatSoft, Inc.; www.statsoft.com).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Caracterização das espécies de helmintos de *Scomber colias*

4.1.1 Filo Platyhelminthes

4.1.1.1 Classe Trematoda

Didymozoidae Monticelli, 1888

Nematobothriinae Ishii, 1935

***Allonematobothrioides* Yamaguti, 1970**

***Allonematobothrioides scombri* Yamaguti, 1970**

Material coletado: 44 espécimes

Material depositado: CHIOC N° 38.003, 38.004, 38.005 e 38.006.

Prevalência: 25%

Intensidade: 1–6

Abundância média: $0,80 \pm 1,72$

Sítio de infecção: cistos no opérculo

Cisto (medidas baseadas em 12 cistos): oval a arredondado, amarelado, medindo 640 (500–900) μm de comprimento \times 590 (400–800) μm de largura, contendo um par de indivíduos.

Adulto (medidas baseadas em 11 espécimes): Corpo alongado, não dividido em regiões, levemente sigmóide, amarelado. Comprimento total do corpo 19,2 (14,6–23,5) mm; porção anterior afilada, medindo 2,257 (1,800–3,000) mm; comprimento posterior 16,998 (12,525–21,200) mm. Largura na região anterior do corpo 927 (775–1025) μm ; largura na região posterior 1,239 (975–1,600) mm (Figura 8.1). Ventosa oral terminal 525 (425–675) μm \times 643 (500–750) μm . Boca terminal. Ventosa ventral e faringe ausentes. Esôfago sem divertículo, alongado medindo 326 (240–550) μm de comprimento. Bifurcação intestinal na porção anterior do corpo. Dois cecos de fundo cego estendendo-se até próximo a região posterior (Figuras 8.2, 8.4 e 9.1). Células glandulares na base da ventosa oral e envolvendo todo o esôfago (Figura 8.2). Poro genital subterminal, terminando como uma papila próxima a boca (Figura 8.1 e 8.2). Junção genital distante 1,514 (7,750–13,950) μm da extremidade anterior, no segundo terço do corpo (Figura 8.3). Dois testículos tubulares, paralelos, sinuosos, estendendo-se da região anterior mais estreita até 5,955 (4,750–9,350) μm da junção genital. Canal deferente medindo 811 (725–885) μm \times 50 (40–60) μm . Óvário único, alongado, tubular, sinuoso, não-ramificado, medindo 13,6 e 14,8 mm \times 58 (50–75) μm (medido linearmente em dois espécimes), estendendo-se para a região anterior a partir da junção genital até o nível dos testículos. Glândula de Mehlis bem desenvolvida. Receptáculo seminal presente. Vitelino único, alongado, não ramificado, medindo 60 (40–75) μm de largura, estendendo-se posteriormente a partir da junção genital até a região posterior do corpo. Útero formando três voltas: a primeira volta desce uma curta distância e volta subindo até a área dos testículos, onde ocorre a segunda volta, descendo até a região posterior, finalmente ocorrendo a terceira volta que sobe até o

metratermo estreito de paredes espessas. Canal ejaculador e metratermo abrindo-se via papila genital (Figura 9.3). Ovos numerosos, em formato de feijão, medindo 13,8 (12,5–15) 11 × 7,8 (7,5–10) 11. Vesícula excretora em forma de Y.

Dados moleculares: Um total de 830 pb (excluindo primers) foram obtidos na região do ITS1, 5.8 e ITS2 do DNA ribossomal de *A. scombri*. O resultado do BLAST mostrou que *A. scombri* apresenta maior proximidade com *Brasicystis benneti* Thatcher, 1979 (89% de identidade). No entanto, a topologia da árvore filogenética utilizando Maximum likelihood e o modelo Kimura 2 parâmetros indicou conclusivamente uma diferenciação genética entre *A. scombri* com *Brasicystis benneti* Thatcher, 1979 (Figura 10). O clado mostra *Allonematobothrioides scombri* separado de outros membros de Didymozoidae. A sequência foi depositada no GenBank sob o número KP452505.

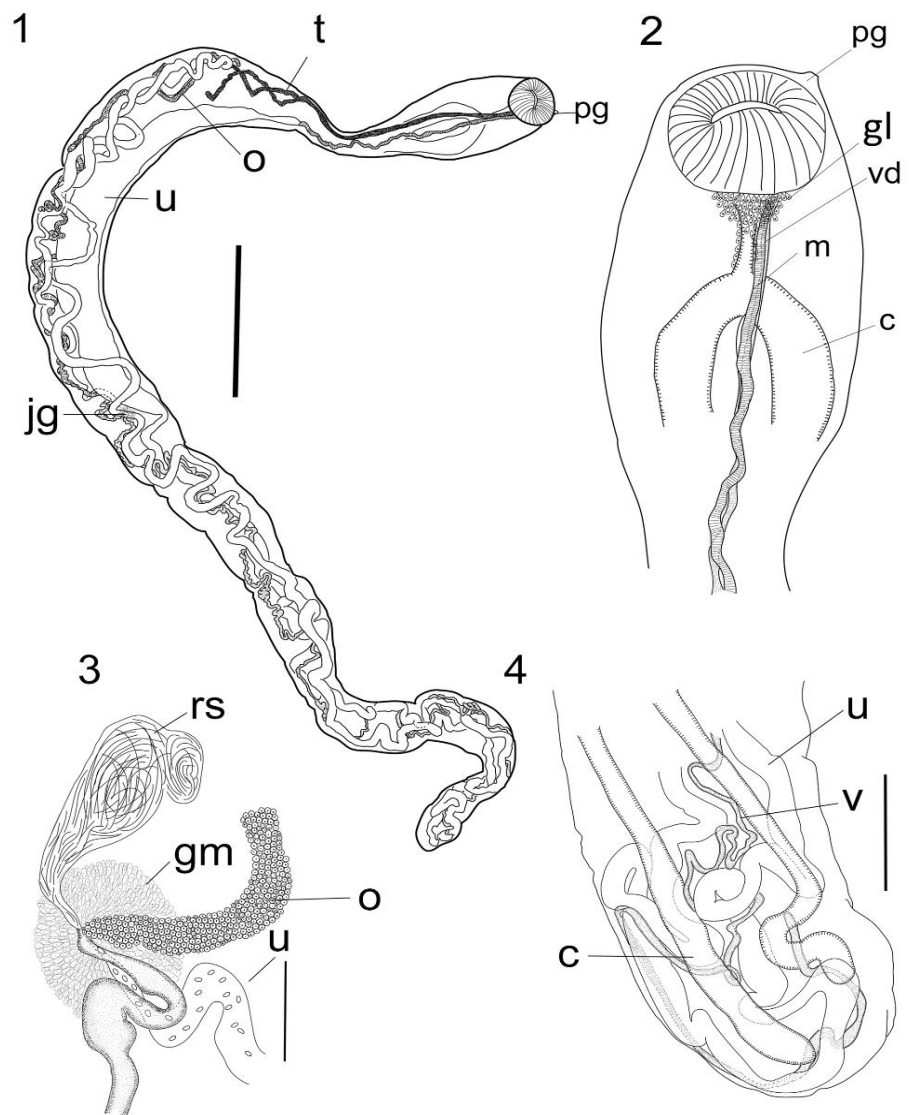


Figura 8 - Desenhos em câmara clara de *Allonematobothrioides scombri*. 1: Corpo total 2: Região anterior com ventosa oral e esôfago com glândulas; 3: Detalhe da junção genital; 4: Região posterior do corpo. c-cecos intestinais; gl-glândulas; gm-glândula de Mehlis; jg-junção genital; m-metratermo; o-ovário; pg-poro genital; rs-receptáculo seminal; t-testículos; u-útero; vd-vaso deferente; v-vitelinos. Barra: 1=2mm; 2=500um; 3=0.2 mm; 4=200 um.

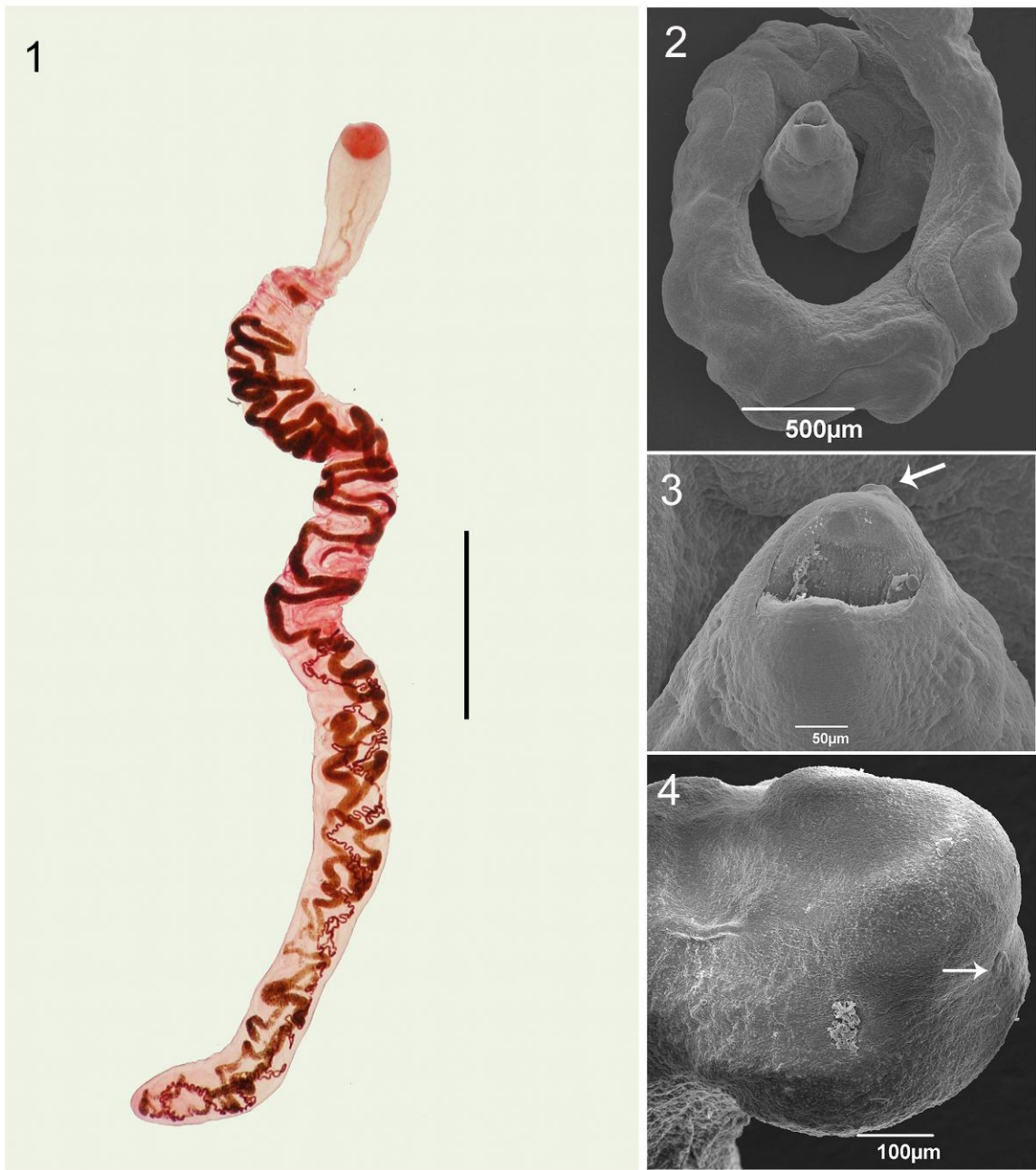


Figura 9 - Fotomicrografia de luz de *Allonematobothrioides scombri*. 1: Corpo total; Fotomicrografia Eletrônica de Varredura de *Allonematobothrioides scombri*. 2: Corpo total; 3: Detalhe da boca e do poro genital; 4: Poro excretor terminal. Barra: 1=6mm.

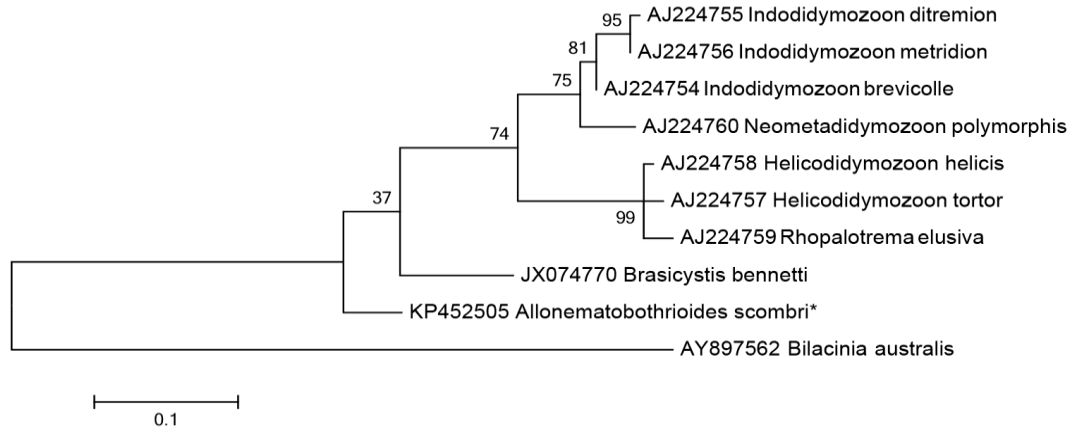


Figura 10 - Árvore filogenética de *Allonematobothrioides scombri* utilizando Maximum likelihood e o modelo Kimura 2 parâmetros. Os números representam a confiabilidade dos grupos testados por bootstrapping (%). No outgroup foi usado o *B. australis* Manter, 1969.

Comentários: O gênero *Allonematobothrioides* foi descrito por Yamaguti (1970) de espécimes coletados de cistos encontrados na área entre as brânquias e opérculo de *Scomber japonicus* coletados no Hawaii. Atualmente há três espécies reconhecidas neste gênero *A. scombri*, *A. baueri* Nikolaeva & Tkachuk, 1986 e *A. hirosaba* Pozdnyakov, 1988, todas descritas de *S. japonicus* dos Oceanos Pacífico e Índico. Esta é uma nova referência neste hospedeiro com nova distribuição geográfica.

Allonematobothrioides scombri apresenta células glandulares envolvendo a base da ventosa oral e todo o esôfago. Em *A. hirosaba*, as células glandulares recobrem apenas a porção inicial do esôfago mas esta espécie também apresenta um Juel's órgão bem diferenciado (POZDNYAKOV, 1988). *A. baueri* foi descrita e desenhada contendo uma faringe muscular bem delimitada (NIKOLAEVA e TKACHUK, 1986). Considerando que *Allonematobothrioides* e *Nematobothrium* são gêneros próximos que se diferenciam respectivamente, pela ausência ou presença de faringe (POZDNYAKOV e GIBSON, 2008), esta espécie provavelmente deve pertencer a *Nematobothrium*. O exame dos tipos seria necessário para realocar a espécie e segundo informações da Dra. Evgenija Dmitrieva da Ucrânia Academy of Sciences, Sevastopol (comunicação pessoal), os tipos não mais foram encontrados.

Embora as espécies de *Allonematobothrioides* não tenham sido referidas em escombrídeos no Oceano Atlântico, há vários relatos de *Nematobothrium* spp. parasitando *S. japonicus* e *S. colias* (ICHIHARA et al., 1968; SOLOCHENKO, 1968; RÊGO e SANTOS, 1983; EIRAS e RÊGO, 1987; CREMONTE e SARDELLA, 1997; ABDALLAH et al., 2002; ALVES et al., 2003; OLIVA et al., 2008; COSTA et al., 2011; CASTRO e SANTOS, 2013; MELE et al., 2014). Considerando as mudanças na nomenclatura dos peixes hospedeiros e levando em conta que *S. colias* é a espécie das áreas do Atlântico e Mediterrâneo, foram reexaminados os espécimes depositados na CHIOC como *N. scombri* de *S. japonicus* coletados

na costa do Rio de Janeiro. O espécime CHIOC N° 36240 (ALVES et al., 2013) é agora considerado *A. scombri* pela ausência de faringe; CHIOC N° 31640 e 32094 (RÊGO e SANTOS, 1983) foram confirmados como *N. scombri* pela presença de uma pequena faringe. Este primeiro estudo ultraestrutural de *A. scombri* revelou uma topografia com um proeminente poro genital subterminal perto da boca, corpo fino na região anterior do corpo e um poro excretor terminal.

Este primeiro estudo molecular de *A. scombri*, conta com nova sequência de ITS1, 5.8 and ITS2 depositada no GenBank. A sequência genética foi comparada com outra de Didymozoidae depositadas no GenBank apresentando baixa similaridade entre as espécies da família. A topologia obtida agrupou os membros da subfamília Didymozoinae Monicelli, 1888, *Indodidymozoon ditremion* Anderson e Cribb, 1995, *Indodidymozoon metridion* Anderson e Cribb, 1995, *Indodidymozoon brevicole* Anderson e Cribb, 1994 e *Neometadidymozoon polymorphis* (Oschmarin e Mamaev, 1963) em um clado com bom suporte estatístico. Outro clado mostra espécies de *Helicodidymozoon* Anderson e Cribb, 1994, *H. helicis* (Lester, 1979) e *H. tortor* Anderson e Cribb, 1994 (Nematobothriinae Ishii, 1935) agrupado com *Rhopalotrema elusiva* Anderson, 1998 (Didymozoinae) com forte suporte estatístico. Embora Pozdnyakov e Gibson (2008) considerem *Rhopalotrema* como sinônimo de *Neometadidymozoon*, a árvore obtida neste trabalho mostra clara separação dos dois gêneros como previamente referido por Anderson e Barker (1998). Do mesmo modo, a sequência de *A. scombri* não agrupou entre os Nematobothriinae como seria de se esperar. A ausência de sequências de outros membros de Nematobothriinae no GenBank pode comprometer esta análise.

Na análise por ML, o gênero *Brasicystis* Thatcher, 1979 não agrupou com os outros membros da subfamília Didymozoinae. De acordo com Pozdnyakov e Gibson (2008), este era considerado um gênero *inquirenda*, o que poderia explicar o fato da espécie não se agrupar com outros da mesma subfamília. Em 2013 Melo et al., redescreveram *Brasicystis bennetti* Thatcher, 1979 realocando tentativamente entre os Didymozoinae e sugerindo modificações na chave de Pozdnyakov e Gibson (2008). A topologia geral obtida neste trabalho mostra que novos estudos moleculares dos Didymozoidae são necessários para melhor entender as relações filogenéticas no grupo. A redescricao de *A. scombri* de *S. colias* capturado na costa do Rio de Janeiro com novos dados ultraestruturais e moleculares complementam as informações sobre essa espécie.

Lecithasteridae Odhner, 1905

Lecithasterinae Odhner, 1905

***Aponurus* Looss, 1907**

***Aponurus laguncula* Looss, 1907**

Material coletado: 136 espécimes

Material depositado: CHIOC N° 38.007 a-b

Prevalência: 22%

Intensidade: 1–53

Abundância média: 2,33±7,16

Sítio de infecção: estômago

Adulto (medidas baseadas em 12 espécimes): Parasitos de tamanho reduzido, com porção anterior do corpo mais estreita e porção posterior mais larga. O comprimento total é de 535(457–597) 12×121 (100–150) $12 \mu\text{m}$ de largura na porção mais larga do corpo. Região anterior do corpo medindo 204 (137–287) 12 , representando 7.3% do comprimento do corpo. Ventosa oral subterminal, esférica, com 69,3 (57–80) $10 \times 70,4$ (62,5–82,5) 10 , boca terminal. Ventosa ventral grande, anterior ao meio do corpo com 122 (107–137) 10×114 (95–140) 10 . Faringe muscular, oval, medindo 30,7 (25–37,5) 11 . Bifurcação intestinal na porção anterior do corpo e cecos de difícil visualização, obscurecidos pelas alças uterinas na porção posterior do corpo, provavelmente estendendo-se até próximo ao seu fim. Sistema excretor obscurecido pelos numerosos ovos. Dois testículos ovais, oblíquos, localizados na porção posterior do corpo, com o testículo anterior medindo 36,4 (25–47) 5×28 (25–32) 6 e posterior 44,2 (37,5–52,5) $6 \times 23,7$ (20–35) 6 . Ovário oval, posterior ao testículo posterior, medindo 41,5 (32,5–52,5) $3 \times 33,6$ (27–42) 3 . Útero preenchendo grande parte da porção posterior do corpo, contendo ovos em seu interior. Área genital de difícil visualização, vesícula seminal arredondada, localizada na porção anterior do corpo, medindo 53,3 (50–60) 2×27 (20–37,5) 2 . Pars prostática curta, com poucas células glandulares, sinus-sac de paredes finas. Átrio genital ausente e poro genital mediano. Ovos amarronzados, com formato variando de oval a curvos, numerosos, medindo 26 (20–32,5) $12 \times 11,8$ (7,5–15) 12 (Figura 11.2).

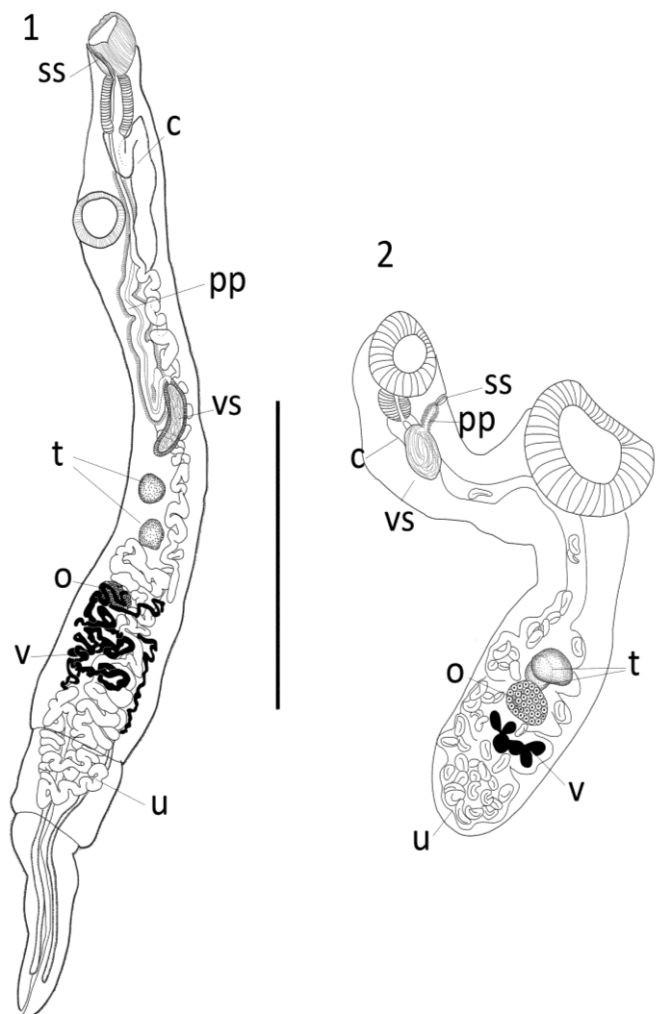


Figura 11 - Desenho em câmara clara de *Lecithocladium harpodontis*. 1: Corpo total. Desenho em câmara clara de *Aponurus laguncula*. 2: Corpo total. c - ceco; o - ovário; pp - pars prostática; ss - sinus sac; u - útero; vs - vesícula seminal. Barra: 1=1,5mm; 2=200 μm . 24

Comentários: Este gênero é relacionado a *Lecithophyllum* Odhner, 1905, se diferenciando apenas pela ausência de átrio genital em *Aponurus* sp. Esta espécie tem ampla distribuição, tendo sido referida por Bray & Mackenzie (1990) como ocorrendo em 60 espécies de peixes. Na Espanha Perez del Olmo et al. (2006) referiram a espécie em *Boops boops* (L., 1758) e Nahhas & Sey (2002) referiram em *Siganus oramin* (Bloch & Schneider, 1801) no Kuwait. Na costa do Rio de Janeiro, *A. laguncula* foi referida em *S. japonicus*, hoje *S. colias*, por Fernandes et al. (1985). Kohn et al. (2007) listaram no Brasil *A. laguncula* parasitando o estômago e o intestino de diferentes hospedeiros (FERNANDES et al., 1985; CORDEIRO e LUQUE, 2005; PEREIRA et al., 2000; LUQUE et al., 2002; RIBEIRO et al., 2003; LUQUE et al., 2008; JUSTO et al., 2013; ALVES et al., 2004). Posteriormente Azevedo et al., 2007 referiram a espécie em *Peprilus paru* (Linnaeus 1758) e Fernandes et al. (2009) referiram em *Pseudopercis numida* (Miranda & Ribeiro, 1903). As medidas encontradas neste trabalho foram similares às registradas por Szidat (1961) em *Paralichthys patagonicus* (Jordan, 1889) na Argentina, Fischthal & Thomas (1972) em *Trachinotus glaucus* (Bloch, 1787) de Ghana, e Bray & Mackenzie (1990) em *Clupea harengus* L., 1758 no oeste do Canal Inglês. As medidas apresentadas por Fernandes et al. (1985) e Carrera-Aubets et al. (2011) (de *Trachinus draco* L., 1758 do Mar Mediterrâneo) foram muito maiores do que nas demais localidades, indicando haver uma variação grande dentro do grupo.

Hemiuridae Looss, 1899

Elytrophallinae Skrjabin & Guschanskaja, 1954

***Lecithocladium* Lühe, 1901**

***Lecithocladium harpodontis* Srivastava, 1942**

Material coletado: quatro espécimes

Material depositado: CHIOC N° 38.008

Prevalência: 3%

Intensidade: 1–2

Abundância média: 0,10±0,39

Sítio de infecção: estômago

Adulto (medida baseada em 1 espécime). Corpo alongado, estreito nas regiões anterior e posterior medindo 7,5mm de comprimento incluindo o ecsoma × 1,07 mm na maior largura no meio do corpo. Tegumento com borda plissada. Ecsoma terminal, afilado, medindo 1,67mm × 0,18 mm na maior largura. Região anterior do corpo mede 1,4 mm, representando 16% do comprimento total do corpo. Ventosa oral muscular, subterminal, em forma de cone, 500 × 440. Boca terminal. Ventosa ventral, pré-equatorial medindo 460 × 470. Pré-faringe ausente. Faringe muscular alongada, 510 × 310. Esôfago curto, cecos bifurcam e se estendem lateralmente para depois descender de modo sinuoso até o ecsoma, onde terminam em fundo cego. Dois testículos ovais, diagonais, similares em tamanho, pré-ovarianos, dispostos no mesmo campo e zonas cotíguas; testículo anterior medindo 220 × 250 e posterior 240 × 220. Vesícula seminal alongada, 650 × 170 seguida de região prostática muito longa pós-acetabular e pré-testicular. Duto hermafrodita tubular, afilado, 128 × 20, extendendo-se até a extremidade da região anterior; sinus organ amuscular. Poro genital ventral, na altura da ventosa oral. Ovário globoso, pós-testicular, 190 × 310. Útero ocupa grande parte da porção

posterior do corpo, sem penetrar o ecsoma. Metratermo e a região prostática entram na base do sinus-sac. Vitelinos dispostos em quatro e três lobos, alongados e sinuosos, na região do ovário. Ovos de tamanho reduzido, numerosos, medindo 17 (15–17,5) \times 11,2 (10–12,5) μ m. Poro excretor terminal (Figura 11.1).

Comentários: *Lecithocladium harpodontis* foi referido no Atlântico em *Scomber colias* (como *Scomber japonicus*) por Travassos et al. (1969), Rêgo & Santos (1983), Fernandes et al. (1985), Abdallah et al. (2002), Alves et al. (2003) e Oliva et al. (2008). As medidas encontradas para *L. harpodontis* neste trabalho são maiores do que as referidas por Travassos et al. (1969) mas deve-se levar em conta que foram baseadas em apenas um único espécime.

4.1.1.2 Classe Cestoda

Tetraphyllidea Carus, 1863

***Scolex* Müller, 1787**

***Scolex pleuronectis* Müller, 1788**

Material coletado: 13 espécimes.

Material depositado: CHIOC N° 38.011

Prevalência: 1%

Intensidade: 13

Abundância média: 0,19 \pm 1,57

Sítio de infecção: cecos pilóricos

Larva plerocercóide (Baseada em oito espécimes). Comprimento total, incluindo escólex, de 2,0 (1,6–2,6) mm \times 0,50 (0,35–0,60) mm de largura máxima. Escólex com quatro botridias evertidas, com 127 (100–150) \times 126 (100–170), sem septos. Ventosa apical ausente. (Figuras 12.1, 12.2 e 12.3).

Comentários: A denominação *Scolex pleuronectis* refere-se não a uma única espécie, mas a diferentes tipos morfológicos de larvas plerocercóides, nas quais a identificação se torna difícil pela ausência de características morfológicas diferenciais presentes apenas nos adultos (CHAMBERS et al., 2000; CHERVY, 2002). A presença de um corpo sólido com escólex ainda não completamente desenvolvido, apresenta muitas diferenças quando comparadas ao que se encontra em formas adultas, sendo a identificação, desta forma, difícil e imprecisa (FELIZARDO et al., 2010). Neste estudo, a morfologia dos plerocercóides foi similar a referida por Chambers et al. (2000) para o metacestódeo do tipo 6 (fig 1f, p. 287), o qual apresenta ausência de ventosa apical e presença de botrídeos não septados, embora os resultados das medidas apresentem valor menor quando comparados aos obtidos neste trabalho.

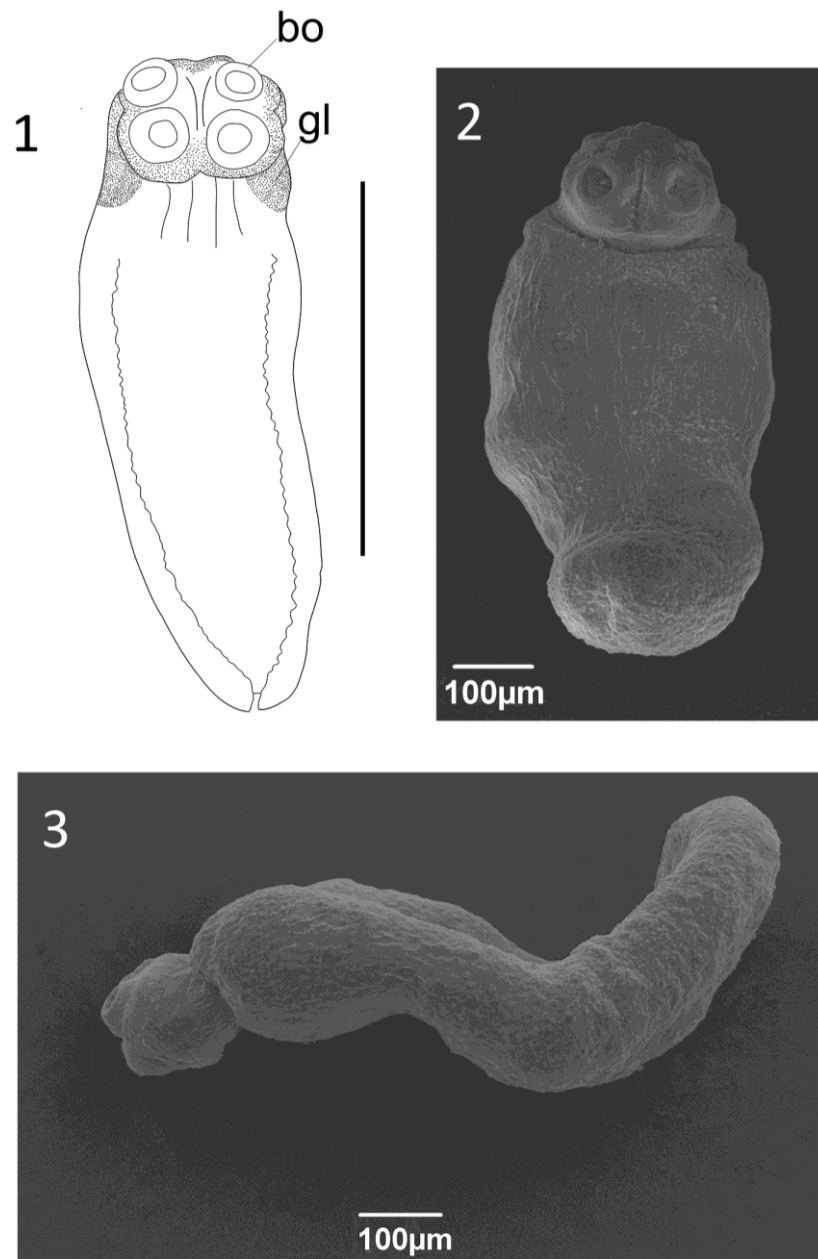


Figura 12 - Desenho em câmara clara de *Scolex pleuronectis*. 1: Corpo total. Fotomicrografia Eletrônica de Varredura. 2 e 3: Corpo total. bo - Botrídias; gl - glândulas. Barra: 100 µm.

4.1.1.3 Classe Monogenea

Mazocraeidae Price, 1936

Grubeinae Price 1961

***Grubea* Diesing, 1858**

***Grubea cochlear* Diesing, 1858**

Material coletado: Seis espécimes

Material depositado: CHIOC N° 38.009

Prevalência: 3%

Intensidade: 1–4

Abundância média: $0,19 \pm 1,57$

Sítio de infecção: brânquias

Adulto (baseado em quatro espécimes): Corpo alongado, achatado dorsoventralmente, medindo 8.6 (5.63–11.22) 4 mm x 1.16 (0.6–1.6) 4 mm (Figura 13.1). Apresenta no lado direito do haptor quatro clamps similares medindo 250 (180–250) 4 × 280 (230–420) 4 e no lado esquerdo uma musculatura fortemente desenvolvida (Figuras 13.6, 14.1 e 14.2). Na porção final do haptor há a presença de um pequeno clamp medindo 43,6 (42–45) 4 × 53 (50–55) 4, com estrutura similar aos demais, um par de âncoras grandes medindo 24,3 (22–27) 4 e um par de âncoras pequenas com 19,3 (19–20) 4 (Figuras 13.5 e 13.4). A região anterior do corpo é composta por duas ventosas orais septadas, situadas anteriormente à faringe, medindo 134 (115–137) 4 × 78,1 (70–90) 4. Faringe com 117,5 (100–106) 4 × 92,5 (75–120) 4, abrindo-se em um ceco com divertículos laterais e mediais, contendo inúmeras células de hematina em seu interior, penetrando o haptor e terminando próximo ao seu fim. Ovário delgado, curvo, localizado na região mediana do corpo, posteriormente ao viteloducto em forma de Y. Vitelinos distribuídos por grande extensão do corpo, extendendo-se da bifurcação cecal até o interior do haptor. Útero em linha reta, ventromedial, contendo ovos em seu interior, abrindo-se na região do disco genital. Poucos testículos dispersos localizados na região mediana posterior ao ovário. Disco genital localizado na região anterior do corpo a uma curta distância da faringe, medindo 80.5 (70–95) 4 × 65.5 (60–75) 4, contendo 14 a 16 pequenos espinhos genitais, medindo 8.12 (5–9) 4 e dois grandes espinhos genitais, medindo 11.8 (10–13) 4 (Figura 13.3). Ovos fusiformes, operculados medindo 268 (220–290) 4 de comprimento, com um curto filamento anterior e um longo filamento medindo 278 (260–300) 4 (Figura 13.2).

Comentários: As medidas encontradas neste trabalho foram similares as relatadas por Rohde (1986) em espécies de *G. cochlear* coletadas de *S. colias* do litoral de São Paulo e, segundo este autor, esta espécie se diferencia da outra espécie reconhecida neste gênero, *G. australis*, por esta apresentar haptor mais largo e musculatura de adesão mais desenvolvida.

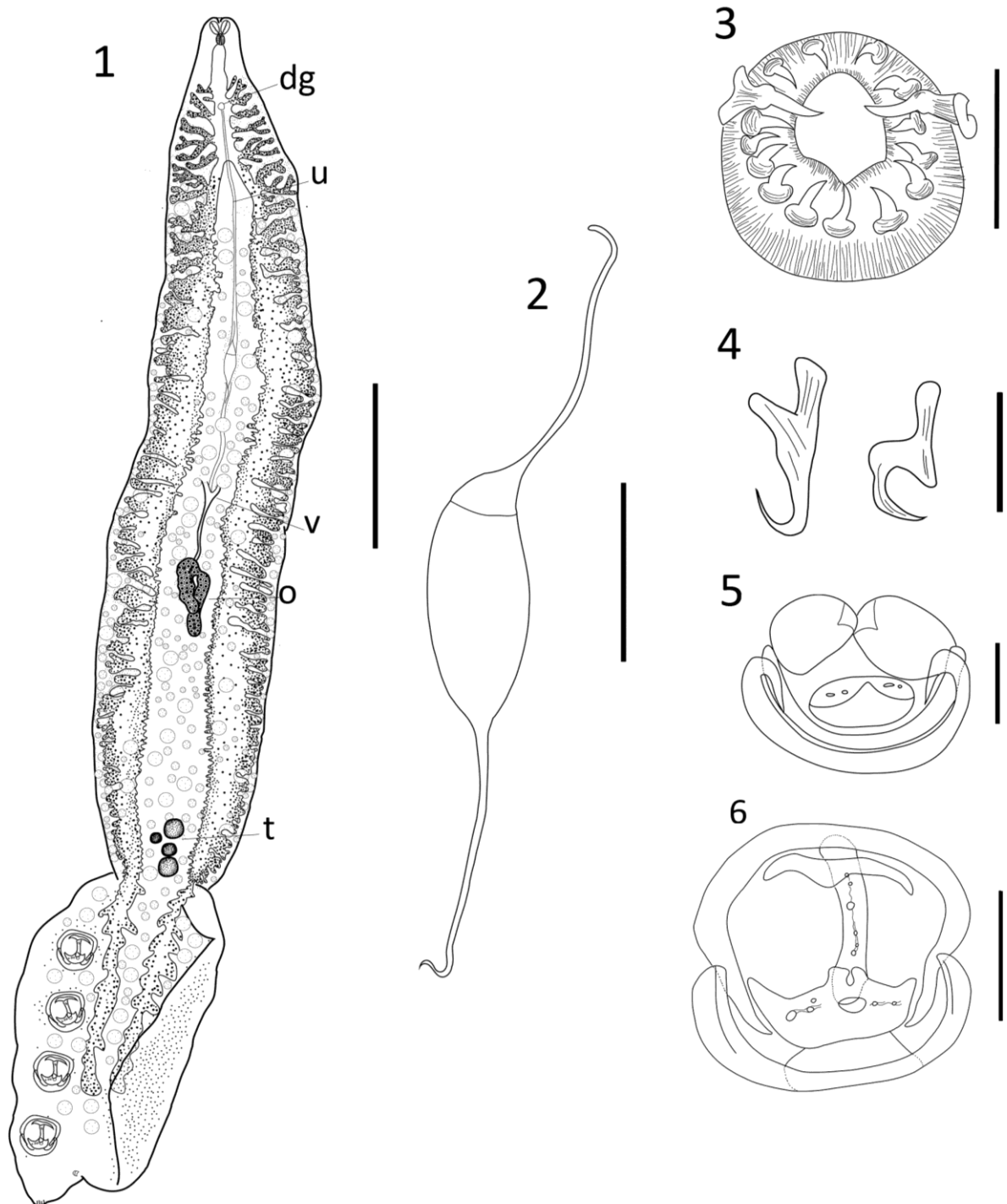


Figura 13 – Desenhos em câmara clara de *Grubea cochlear*: 1: Corpo total; 2: Ovo; 3: Disco genital; 4: Âncoras; 5: Pequeno clamp; 6: Grande clamp. dg-disco genital; o-ovário; t-testículos; u-útero; v-viteloducto. Barra: 1=1,5mm; 2=200 μ m; 3=200 μ m; 4=20 μ m; 5=20 μ m; 6=200 μ m.

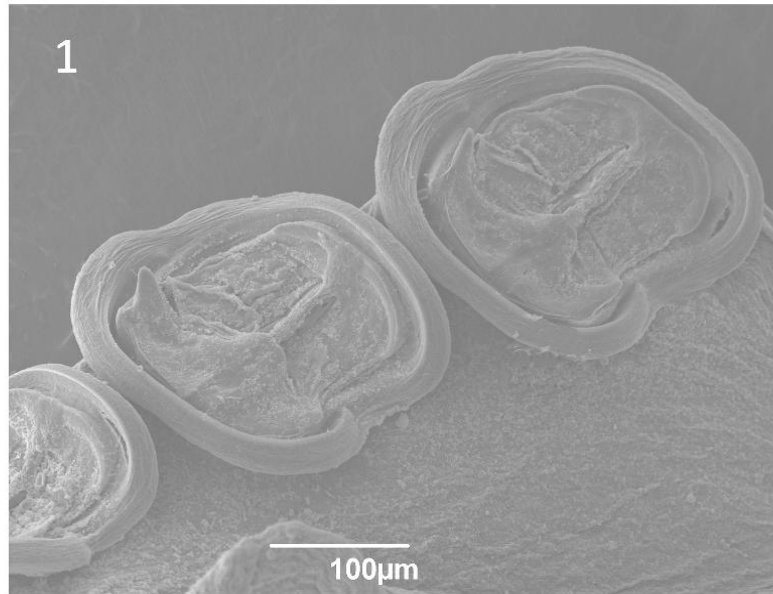


Figura 14 – *Grubea cochlear*. Fotomicrografia Eletrônica de Varredura. 1: Detalhe dos clamps. Fotomicrografia de luz. 2: Haptor com quatro clamps.

Mazocraeidae Price, 1936
Mazocraeinae Price, 1961
***Kuhnia* Sproston, 1945**
***Kuhnia scombri* (Kuhn, 1829)**

Material coletado: 156 espécimes

Material depositado: CHIOC N° 38.010

Prevalência: 52%

Intensidade: 1–22

Abundância média: 2,75±3,79

Sítio de infecção: brânquias

Adulto (baseado em 12 espécimes): Corpo alongado, achatado dorsoventralmente, claviforme, medindo 1,2 (1,1–1,5) 12 mm × 0,33 (0,26–0,45) 12 mm (Figura 15.1). Haptor contendo quatro pares de clamps com cinco escleritos, medindo 34,4 (27,5–42,5) 12 × 39,5 (27,5–45) 12 (Figura 16.1 e 16.2), um par de âncoras grandes com 35,2 (36–40) 12 e um par de âncoras pequenas com 13,7 (10–19) 12, localizados em um “lappet” terminal (Figuras 15.4, 15.5, 15.6 e 16.1). A região anterior do corpo é composta por duas ventosas orais septadas, situadas anteriormente à faringe, medindo 30,2 (35–37,5) 12 × 28,2 (22,5 – 37,5) 12. Faringe com 28,8 (22,5–32,5) 12 × 26,9 (22,5–37,5) 12. Ceco com divertículos laterais e mediais, contendo inúmeras células de hematina em seu interior, penetrando o haptor e terminando próximo ao seu fim. Ovário delgado, curvo, localizado na região anterior do corpo, posteriormente ao viteloducto em forma de Y. Vitelinos distribuídos por grande extensão do corpo, estendendo-se da bifurcação cecal até o interior do haptor. Útero em linha reta, ventromedial, contendo ovos em seu interior, abrindo-se através do disco genital. Testículos laterais e posteriores ao ovário. Disco genital oval, localizado na região mediana do corpo a curta distância da faringe, medindo 28,8 (25–37,5) 12 × 27,5 (22,5–32,5) 12, contendo 10 pequenos espinhos genitais organizados em uma fileira anterior e outra posterior, com 4,5 (3–9) 12 e dois grandes espinhos genitais de 7,1 (5–12) 12 (Figura 15.3). Ovos fusiformes e operculados, medindo 300 de comprimento, com um curto filamento anterior e um longo filamento medindo 325 (Figura 15.2).

Comentários: As medidas encontradas neste trabalho foram similares as descritas por Rohde e Watson (1985) em *K. scombri* proveniente de *S. colias* do litoral de São Paulo, com exceção dos valores encontrados para as âncoras, os quais foram superiores. No mesmo estudo, ainda são relatadas diferenças nas medidas dos espécimes de *S. colias* da África do Sul e em espécimes coletadas em *S. japonicus* no Japão, os quais apresentaram valores superiores e inferiores, respectivamente, ao espécimes estudados por Rohde no Brasil e também neste trabalho. Diferenças morfológicas foram observadas por Rohde (1989) ao estudar espécies de *Kuhnia* sp. originárias de diferentes localidades, sugerindo que estas ocorrências são comuns em membros da família Mazocraeidae. Variações geográficas entre membros de uma mesma espécie, principalmente com relação ao tamanho das âncoras, tamanho e número de espinhos genitais foram observadas pelo autor e podem refletir a história evolutiva do grupo.

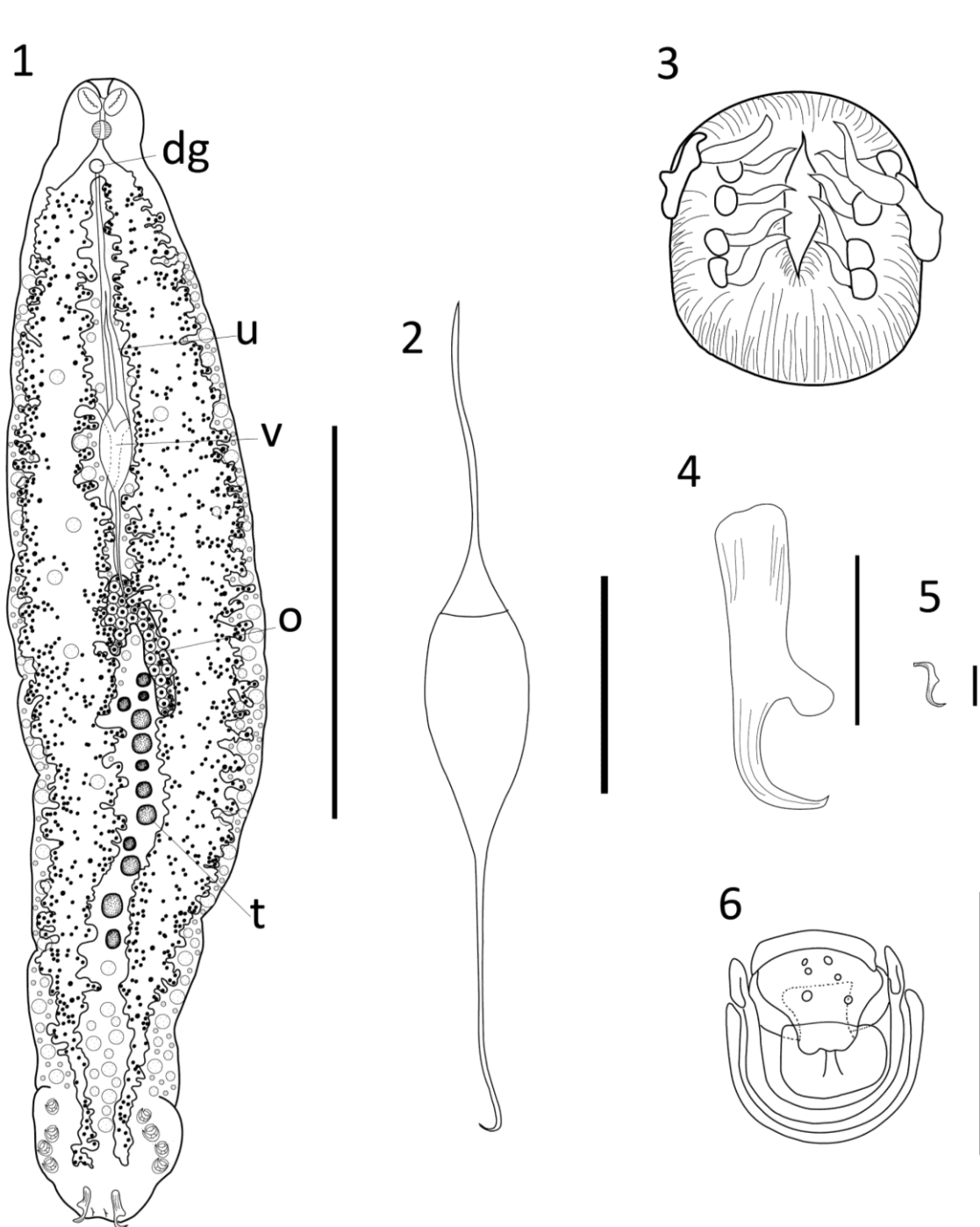


Figura 15 – Desenhos em câmara clara de *Kuhnia scombri*: 1: Corpo total; 2: Ovo; 3: Disco genital; 4: Âncora maior; 5: Âncora menor; 6: Clamp. dg-disco genital; o-ovário; t- testículos; u-útero; v-viteloducto. Barra: 1=1mm; 2=200µm; 3=50µm; 4=50µm; 5=20µm; 6=50µm.

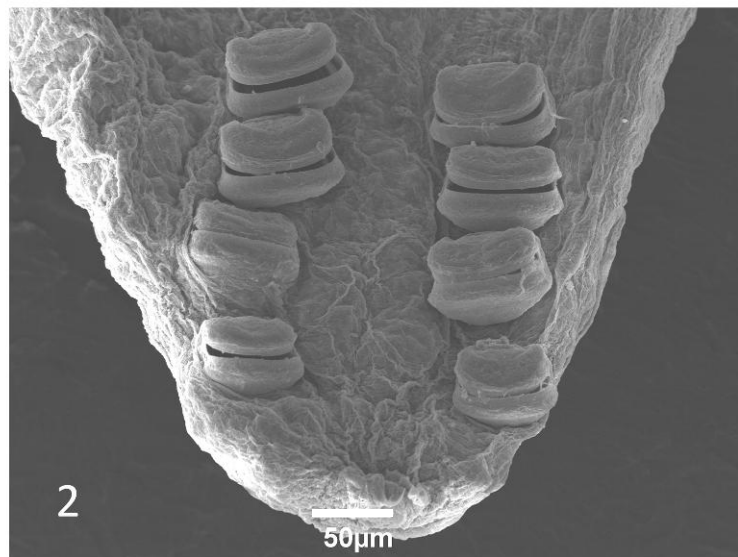


Figura 16 – *Kuhnia scombri*. Fotomicrografia de luz. 1: Detalhe dos clamps. A seta aponta para as âncoras. Fotomicrografia Eletrônica de Varredura. 2: Detalhe dos clamps. Barra 1= 100μ m; 2: 50μ m.

4.1.2 Filo Nematoda

4.1.2.1 Classe Nematoda

Anisakidae Skrjabin & Karokhin, 1945

Raphidascaridinae Hartwich, 1954

***Raphidascaris* sp. Railliet & Henry, 1915**

Material coletado: 92 espécimes (83 larvas de 3º estágio e nove larvas de 4º estágio)

Material depositado: CHIOC N° 36.731

Prevalência: 58% **Intensidade:** 1–9

Abundância média: $1,45 \pm 1,90$

Sítio de infecção: mesentério

Larva L3 (baseadas em 12 espécimes). Nematódeos com coloração esbranquiçada, medindo 7,46 (4,8 – 9,1) 12 mm de comprimento \times 0,23 (0,16–0,34) 12 mm de largura no meio do corpo. Apresentam três lábios reduzidos e dente larvar; interlábio ausente (Figuras 17.1 e 18.1). Esôfago com 648 (410–790) 12 de comprimento; Ventrículo com 51 (40–70) 12×99 (70–140) 10, com posterior apêndice ventricular de 363 (290–450) 11 de comprimento. A razão esôfago/apêndice ventricular é 1: 0,46–0,73 e esôfago/ventrículo é: 0,05–0,13. Ceco intestinal ausente. Anel nervoso distante 123 (75–195) 11 da região anterior. Poro excretor encontra-se 247 (110–370) 11 de distância da região anterior (Figura 17.1). Reto circundado por glândulas retais aproximadamente esféricas. Cauda cônica, estriada, possuindo 156 (76–230) 11 de comprimento (Figuras 17.2 e 18.2).

Larva L4 (baseada com nove espécimes). Nematódeos com coloração esbranquiçada, medindo 7,96 (7,33–8,45) 9 mm de comprimento \times 0,27 (0,23–0,34) 9 mm de largura no meio do corpo. Larvas possuindo três lábios desenvolvidos, sem interlábios (Figuras 17.3 e 19.1). Esôfago medindo 561 (275–730) 9 de comprimento. Ventrículo com 48,7 (40–60) $9 \times 78,8$ (60–100) 9 de largura; Posterior apêndice ventricular com 433 (280–570) 9 de comprimento. A razão esôfago/ apêndice ventricular é 0,51–1,35 e a razão esôfago/ventrículo 1: 0,1–0,2. Ceco intestinal ausente. Anel nervoso e poro excretor situados a distância de 161 (125–200) 9 e 334 (260–425) 9, respectivamente, da extremidade anterior (Figuras 17.3 e 19.2). Reto circulado por glândulas retais unicelulares. Cauda cônica e estriada com 217 (100–300) 9 de comprimento (Figura 17.4).

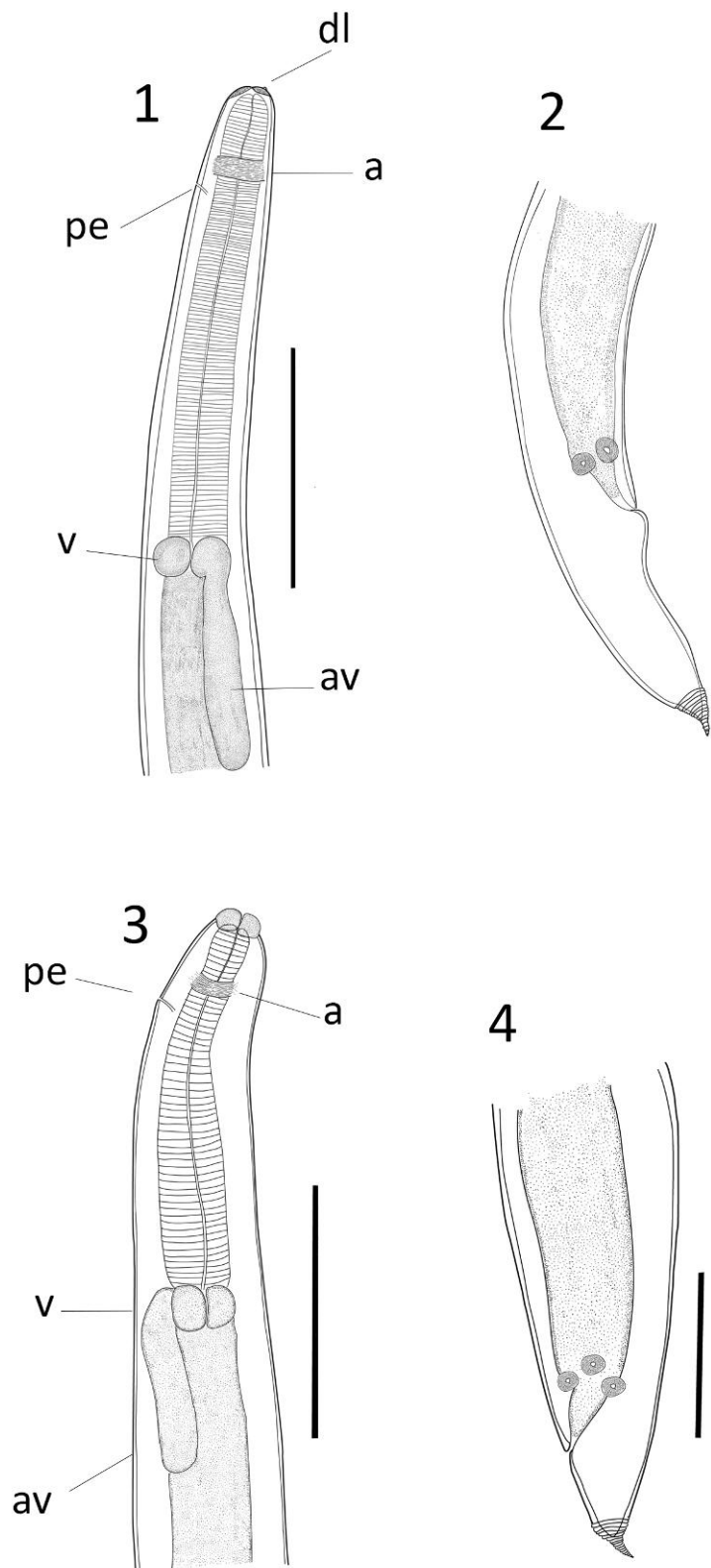


Figura 17 - Desenhos em câmara clara de *Raphidascaaris* sp. 1: Região anterior de larva L3; 2: Cauda de larva L3; 3: Região anterior de larva L4; 4: Cauda de larva L4. a - anel nervoso; av - apêndice ventricular; dl - dente larvar; pe - poro excretor; v - ventrículo. Barra: 1=500 μ m; 2=200 μ m; 3=500 μ m; 4=200 μ m.

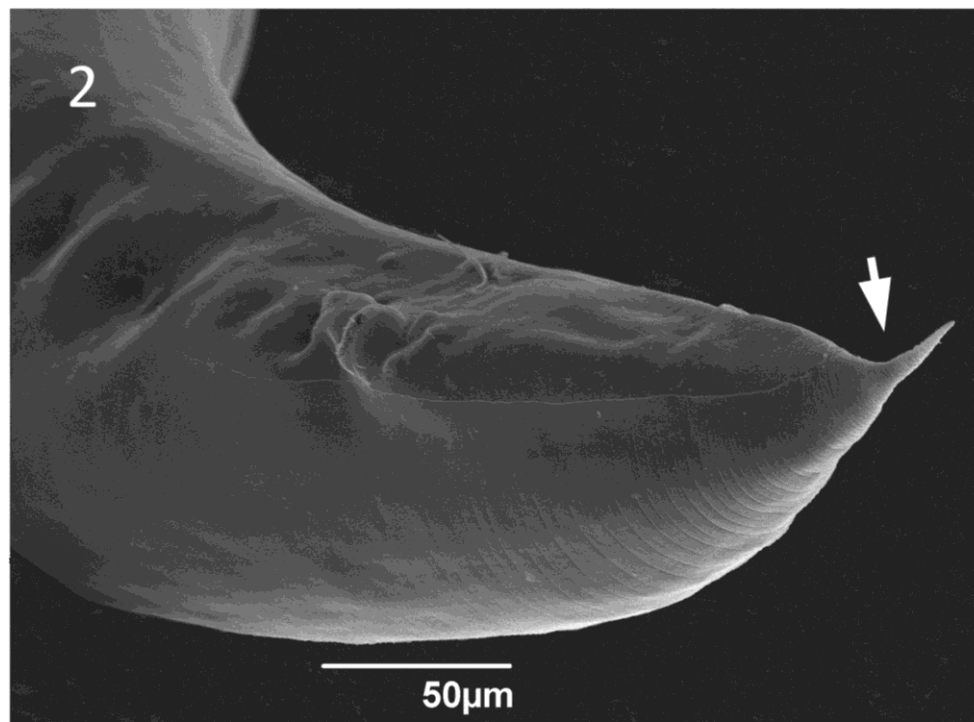
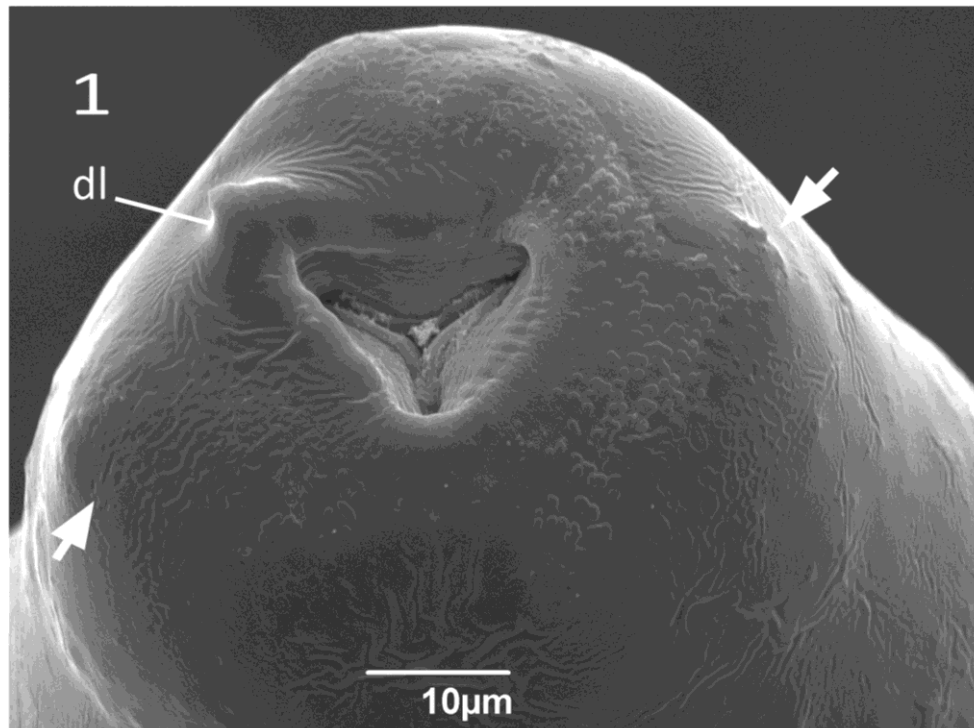


Figura 18 - Fotomicrografia Eletrônica de Varredura de *Raphidascaaris* sp. 1: Região anterior de larva L3, mostrando lábios em formação e as setas apontam para as papilas em formação; 2: Cauda de larva L3. A seta aponta para ponta afilada. dl - dente larvar.

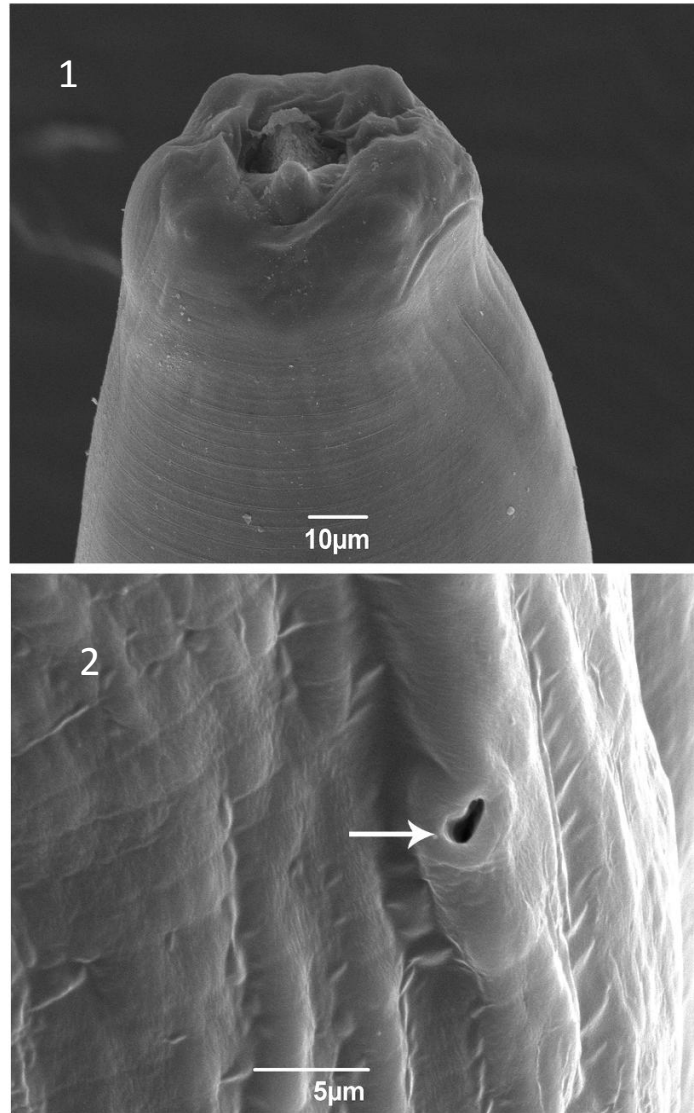


Figura 19 - Fotomicrografia Eletrônica de Varredura de *Raphidascaaris* sp. 1: Região anterior de larva L4. 2: Detalhe do poro excretor.

Comentários: Em *Raphidascaaris* sp. de *S. colias* se constatou a presença de 83 L3 e nove L4 que representa um desenvolvimento precoce no hospedeiro. Segundo Tavares e Luque (2006) os peixes hospedeiros destas larvas são provavelmente intermediários ou paratênicos. Larvas de *Raphidascaaris* sp. já foram referidas em mais de 30 diferentes espécies de peixes marinhos na costa do Rio de Janeiro (TAVARES e LUQUE, 2006; LUQUE et al., 2011). As medidas das larvas de *Raphidascaaris* sp. neste trabalho foram menores que os valores referidos para *Paralichthys isosceles* Jordan, 1891, *Prionotus punctatus* (Bloch, 1793), *Trichiurus lepturus* Linnaeus, 1758 e *Lophius gastrophysus* Miranda Ribeiro, 1915 (BICUDO et al., 2005; FELIZARDO et al., 2009; SAAD et al., 2012) da costa do Rio de Janeiro. Kjøie (1993) afirma que o reduzido tamanho corporal de larvas pode estar relacionado a limitações de espaço no corpo de seus hospedeiros intermediários.

Anisakidae Skrjabin & Karokhin, 1945
Raphidascaridinae Hartwich, 1954
***Hysterothylacium* Ward & Margath, 1917**

Material coletado: 46 espécimes (40 larvas de terceiro estágio e seis larvas de quarto estágio)

Material depositado: CHIOC N° 36.730

Prevalência: 27%

Intensidade: 1–13

Abundância média: 0,65±1,81

Sítio de infecção: mesentério

Larva L3 (baseada em sete espécimes). Larvas pequenas, com coloração amarelada ou esbranquiçada, cutícula lisa. Extremidade anterior arredondada, com lábios reduzidos e dente cefálico. Corpo medindo 2,32 (1,48–5,18) 7 mm × 0,06 (0,03–0,17) 7 mm de largura no meio do corpo (Figura 20.1). Esôfago muscular medindo 199 (160–320) 7, com pequeno ventrículo de 25 (20–30) 7 × 21 (15–30) 7. A razão esôfago/ventrículo é de 1: 0,09–0,15. Apêndice ventricular medindo 234 (175–300) 7 e ceco intestinal com 13 (10–15) 6. A razão esôfago/apêndice ventricular é de 1: 0,90–1,67 e esôfago/ceco é de 1: 0,05–0,09. A distância do anel nervoso e incompiscuo poro excretor da região anterior é de 20 (10–28) 3 e 40 (25–55) 4, respectivamente (Figura 20.1). Cauda cônica com 92 (60–110), com ponta digitiforme e espinho terminal (Figuras 20.2 e 20.3).

Larva L4 (baseada em cinco espécimes). Larvas pequenas, com coloração amarelada ou esbranquiçada, cutícula lisa. Corpo medindo 7,30 (6,6–8,3) 5 mm × 0,17 (0,12–0,24) 5 mm de largura no meio do corpo. Lábios reduzidos (Figura 21.1). Esôfago muscular medindo 543 (490–590) 5, com pequeno ventrículo de 64 (50–90) 4 × 65 (50–90) 4. A razão esôfago/ventrículo é de 1: 0,09–0,15. Apêndice ventricular e ceco intestinal com 448 (385–490) 3 e 125 (85–195) 3, respectivamente. A razão esôfago/apêndice ventricular é de 1: 0,80–0,90 e do esôfago/ceco é de 1: 0,17–0,33. A distância do anel nervoso e poro excretor da região anterior é de 149 (88–220) 3 e 413 (365–460) 2, respectivamente (Figura 21.1). Cauda cônica com com ponta digitiforme e pelo menos três espinhos terminais com 188 (110–275) 5 de comprimento (Figuras 21.2 e 21.3).

Comentários: Larvas de *Hysterothylacium* sp. já foram referidas em cerca de 30 diferentes espécies de peixes marinhos na costa do Rio de Janeiro (TAVARES e LUQUE, 2006; LUQUE et al., 2011). As 40 larvas L3 e seis larvas L4 referidas indicam que este peixe hospedeiro pode ser provavelmente hospedeiro intermediário e/ou paratênico, como foi referido por Moravec (1994) para larvas deste gênero. As medidas das larvas de *Hysterothylacium* sp. apresentam um padrão menor dos que os referidos para *Paralichthys isosceles* Jordan, 1891, *Prionotus punctatus* (Bloch, 1793), *Trichiurus lepturus* L., 1758 e *Lophius gastrophysus* Miranda Ribeiro, 1915 (BICUDO et al., 2005; FELIZARDO et al., 2009; BORGES et al., 2012; SAAD et al., 2012) da costa do Rio de Janeiro. Apesar de termos realizado extrações de DNA as sequências genéticas não apresentaram boa qualidade.

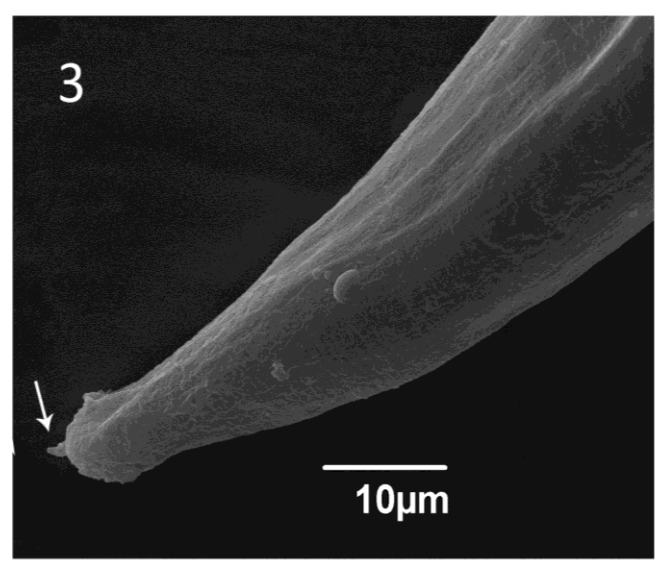
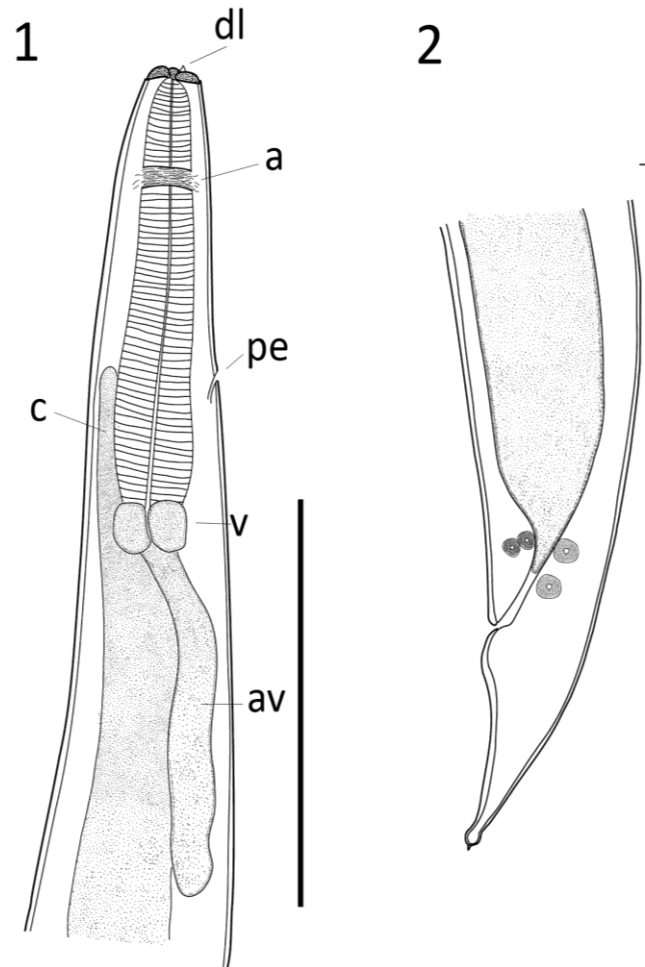


Figura 20 – Desenhos em câmara clara de *Hysterothylacium* sp. 1: Região anterior de larva L3. 2: Cauda de L3 com ponta digitiforme e espinho. Fotomicrografia Eletrônica de Varredura de cauda de *Hysterothylacium* sp. 3: Cauda. A seta aponta espinho na ponta da cauda. a-anel nervoso; av-apêndice ventricular; c-ceco; dl-dente larvar; pe-poro excretor; v-ventrículo. Barra: 1=500 µm; 2=200µm.

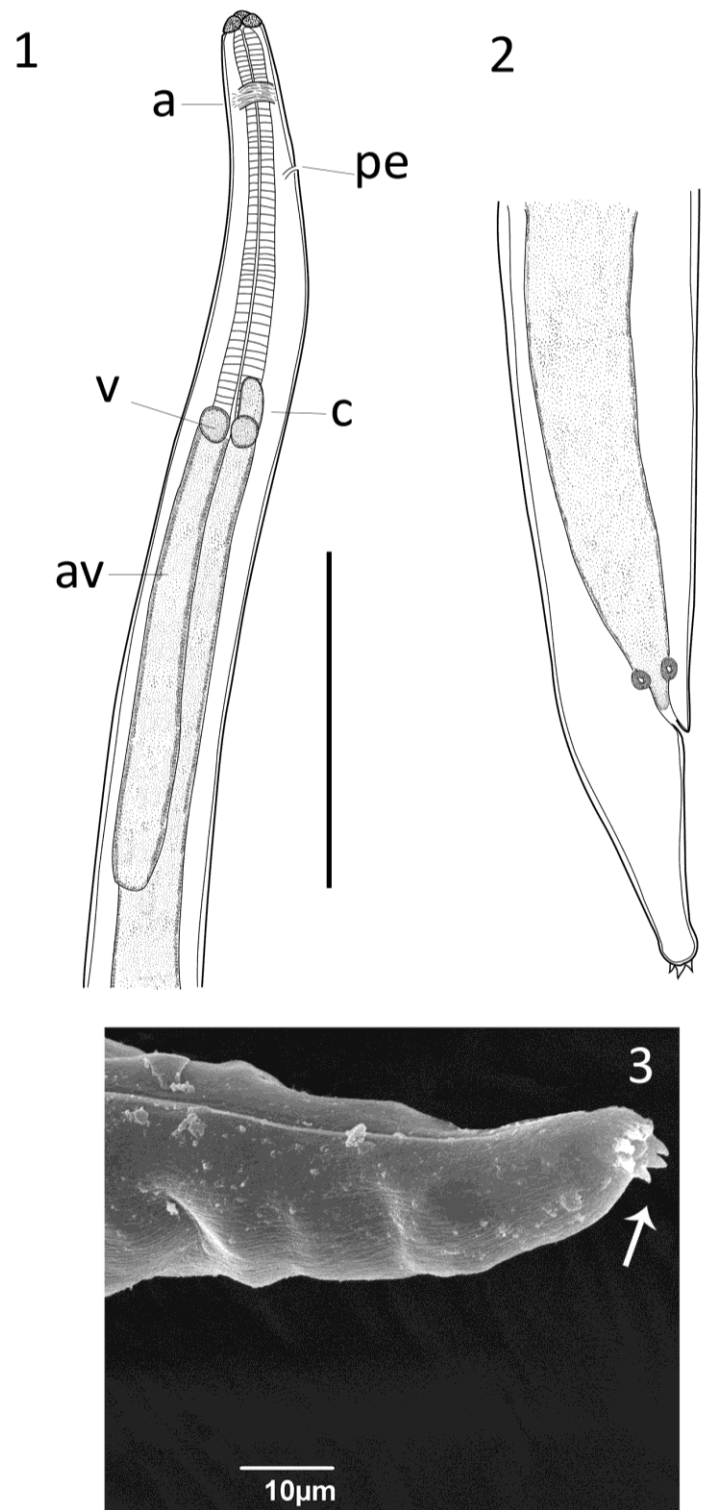


Figura 21 – Desenhos em câmara clara de *Hysterothylacium* sp. 1: Região anterior de larva L4. 2: Cauda de L4 com ponta digitiforme e pelo menos três espinhos. Fotomicrografia Eletrônica de Varredura de *Hysterothylacium* sp. 3: cauda de larva L4. A seta aponta para os espinhos na ponta da cauda. a-anel nervoso; av-apêndice ventricular; c-ceco; pe-poro excretor; v-ventrículo. Barra: 1=500 µm; 2=200µm.

Anisakidae Skrjabin & Karokhin, 1945
Anisakinae Railliet & Henry, 1912
Anisakidae gen. sp. larva

Material coletado: um espécime (Larva de terceiro estágio)

Prevalência: 1%

Intensidade: 1

Abundância média: $0,01 \pm 0,12$

Sítio de infecção: mesentério

Larva L3. Larva pequena e esbranquiçada. Corpo medindo 3.66 mm de comprimento e 0,03 mm de largura. Presença de três lábios reduzidos e dente larvar; interlábio ausente. Poro excretor situado na base dos lábios. Anel nervoso e deirídeos distantes 280 e 175, respectivamente, da região anterior. Esôfago medindo 560 de comprimento com alongado ventrículo de 375×21 de largura. Ceco instestinal presente, com 325 de comprimento (Figura 22.1). A razão esôfago/ventrículo é de 1:0,67 e esôfago/ceco é de 1: 0,58. Cauda cônica, estriada, medindo 100 de comprimento, com mucron (Figura 22.2).

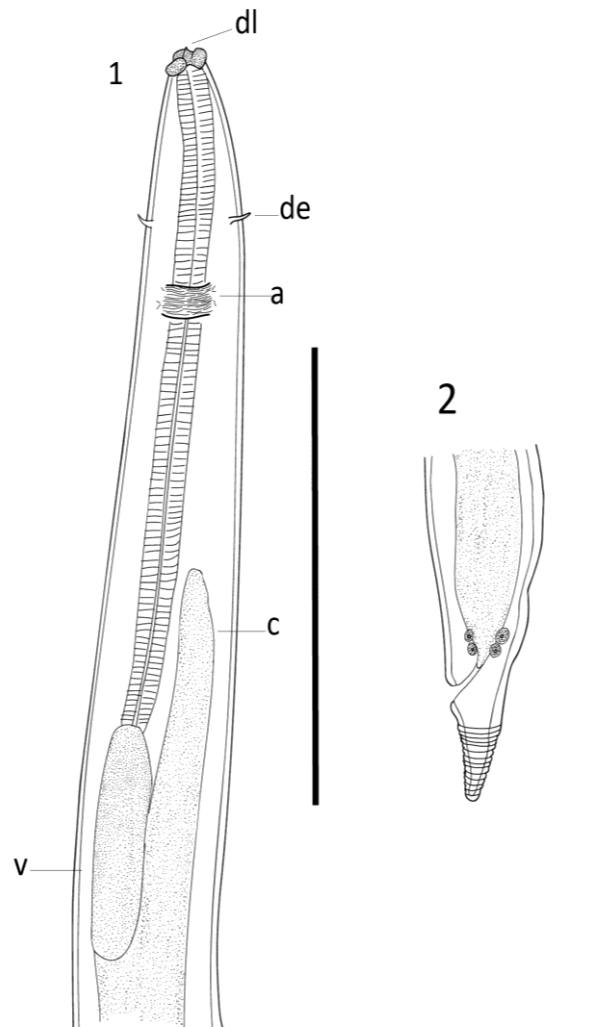


Figura 22 – Desenhos em câmara clara de Anisakidae gen. sp. larva 1: Região anterior de larva L3. 2: Cauda de L3. a-anel nervoso; c-ceco; de-deirídeos; dl-dente larvar; v-ventrículo. Barra: 1= 500 μ m; 2=200 μ m.

Comentários: Apenas uma larva com características morfológicas semelhantes tanto a *Pseudoterranova* Mozgovoy, 1950 como *Terranova* Leiper e Atkinson, 1914 foi encontrada. Considerando a ausência de caracteres morfológicos necessários para determinar a identificação genérica da larva, preferimos identificá-la como Anisakidae gen. sp.

4.2. Ecologia dos Parasitos

A biodiversidade parasitária de espécies de *Scomber colias* capturados no Estado do Rio de Janeiro é composta por estádios larvais e adultos de helmintos, sendo estes tanto endoparasitos como ectoparasitos.

Neste trabalho foram coletados 578 parasitos, sendo os espécimes pertencentes a nove taxa (Monogenea = 2, Digenea = 3, Cestoda = 1, Nematoda = 3). Os Nematoda foram representados por larvas de Anisakidae pertencentes aos gêneros *Raphidascaris*, *Hysterothylacium* e Anisakidae gen. sp. Os Digenea foram representados por três famílias: Lecithasteridae (*Aponurus laguncula*), Hemiuridae (*Lecithocladium harpodontis*) e Didymozoidae (*Allonematobothrioides scombri*) este último representando uma nova referência neste hospedeiro e com nova distribuição geográfica. Os Monogenea pertencem à família Mazocraeidae (*Grubea cochlear* e *Kuhnia scombri*) e as larvas de Cestoda à ordem Tetraphyllidea (*Scolex pleuronectis*) (Tabela 1).

Tabela 1 – Parasitos de *S. colias* coletados na costa do Rio de Janeiro, com indicação do estágio de vida e sítio de infecção no hospedeiro.

Parasitos	Estágio	Sítio de infecção
Monogenea		
<i>Grubea cochlear</i>	Adulto	Brânquias
<i>Kuhnia scombri</i>	Adulto	Brânquias
Digenea		
<i>Allonematobothrioides scombri</i>	Adulto	Opérculo
<i>Aponurus laguncula</i>	Adulto	Estômago
<i>Lecithocladium harpodontis</i>	Adulto	Estômago
Nematoda		
<i>Raphidascaris</i> sp.	Larva L3 / L4	Mesentério
<i>Hysterothylacium</i> sp.	Larva L3 / L4	Mesentério
Anisakidae gen. sp. larva	Larva L3 / L4	Mesentério
Cestoda		
<i>Scolex pleuronectis</i>	Plerocercó	Cecos pilóricos

Os endoparasitos representaram o grupo com maior número de espécies quando comparados aos ectoparasitos, sendo encontrados tanto larvas quanto adultos, indicando que estes são os principais componentes da comunidade parasitária de *S. colias*. A presença dos

endoparasitos transmitidos através da teia trófica está diretamente relacionada com o hábito alimentar carnívoro do hospedeiro e seu nível trófico ocupado no ecossistema marinho.

A predominância de espécies endoparasitas foi também referida nos trabalhos de biodiversidade parasitária de *S. colias* na costa do Rio de Janeiro, por Rêgo e Santos (1983), Abdallah et al. (2002), Alves et al. (2003) e Oliva et al. (2008) e ainda em outras espécies de escombrídeos (ALVES e LUQUE, 2006). Solonchenko (1968), Cremonte e Sardella (1997), Shukhgalter (2004), Cisse e Belghyti (2005) e Costa et al. (2007), também registram essa dominância na Argentina e na costa Africana. A ocorrência de estádios larvais de Nematoda e Cestoda, comumente relatados em *Scomber* spp., representa uma clara evidência do papel que estes peixes desempenham como hospedeiros intermediários e paratênicos no ciclo destes parasitos.

Em comum com o presente trabalho, estádios larvais dos endoparasitos *Raphidascaris*, *Hysterothylacium*, Anisakidae gen. sp. e *S. pleuronectis* foram também referidos em *S. colias* no litoral do Rio de Janeiro (RÊGO e SANTOS, 1983; ABDALLAH et al., 2002; ALVES et al., 2003; OLIVA et al., 2008), costa Africana (SOLONCHENKO, 1968), Arquipélago dos Açores (SHUKHGALTER, 2004), Argentina (CREMONTE e SARDELLA, 1997), Ilhas Canárias (COSTA et al., 2011) e costa Atlântica do Marrocos (CISSE e BELGHYTI, 2005), demonstrando grande dispersão destes parasitos que tem ampla distribuição geográfica, além de serem considerados eurixenos.

A ocorrência de *S. pleuronectis* foi registrada em *S. colias* no Rio de Janeiro (RÊGO e SANTOS, 1983; ABDALLAH et al., 2002; ALVES et al., 2003; OLIVA et al., 2008) bem como em outros escombrídeos da costa do Estado, como *Euthynnus alletteratus* (Rafinesque, 1810), *Katsuwonus pelamis* (Linnaeus, 1758), *Sarda sarda* (Bloch, 1793), *Scomberomorus brasiliensis* Collette, Russo e Zavala-Camim, 1978 (ALVES e LUQUE, 2006; DIMITRI e LUQUE, 2006). Ainda se registra sua ocorrência nas Ilhas Canárias (COSTA et al., 2011), Argentina (OLIVA et al., 2008) e Maurítânia (SHUKHGALTER, 2004). No entanto, ocorreu em apenas um peixe dos 13 provenientes da localidade de Seropédica.

Dentre os endoparasitos adultos referidos neste trabalho, já foram anteriormente relatados em *S. colias* da costa do Rio de Janeiro, os digenéticos *A. laguncula* (FERNANDES et al., 2009) e *L. harpodontis* (RÊGO e SANTOS, 1983; ABDALLAH et al., 2002 e OLIVA et al., 2008), porém a ocorrência de *A. scombri* neste hospedeiro não havia sido até o momento relatada. O primeiro relato desta espécie foi feito por Yamaguti (1970), em cistos localizados entre as brânquias e opérculo de *S. japonicus* do Havaí. Este trabalho representa o primeiro relato desta espécie em *S. colias*, assim como a primeira ocorrência no oceano Atlântico. O didimozoídeo *Nematobothrium scombri* Taschenberg 1869, espécie que se diferencia de *A. scombri* apenas pela presença de faringe, foi referida anteriormente em todos os trabalhos de *Scomber japonicus* realizados na América do Sul, hoje considerados *S. colias*. Outras espécies além de *N. scombri* referidas em *S. colias* no Mar Mediterrâneo e Atlântico oriental incluem *Nematobothrium faciale* (Baylis, 1938), *Nematobothrium filiforme* Yamaguti, 1934 e *Didymozoon longicole* Ishii, 1935 (COSTA et al., 2011; MELE et al., 2014).

São referidas mais de 30 espécies de *Lecithocladium* sp. e nos levantamentos de parasitos de *S. colias* da costa do Rio de Janeiro citados anteriormente, apenas *L. harpodontis* foi referida. Nas Ilhas Canárias há referência de *L. harpodontis* e *Lecithocladium excisum* (Rudolphi, 1819) (COSTA et al., 2011) enquanto nos trabalhos realizados por Shukhgalter (2004) nos Açores, Marrocos e Maurítânia e Cisse e Belghyti (2005), também no Marrocos, foi relatada a ocorrência de *L. excisum* no mesmo hospedeiro.

As espécies de ectoparasitas representados por *G. cochlear* e *K. scombri* também já foram referidas em trabalhos sobre helmintos de *S. colias*, podendo também ser encontrados nas brânquias de *S. scombrus*, *S. australasicus* e *S. japonicus* dos Oceanos Atlântico e Pacífico e Austrália (ROHDE, 1986; ROHDE, 1989; HAYWARD et al., 1998; CASTRO e SANTOS, 2013). Rohde (1989) e Rohde e Watson (1985) assinalam que, embora o gênero *Kuhnia* apresente ampla distribuição oceânica, variações geográficas na morfologia são notadas entre as mesmas espécies originárias de diferentes localidades, indicando se tratar de populações independentes.

G. cochlear apresentou valor de prevalência de 3%, sendo encontrado em apenas três espécimes de *S. colias* de Seropédica, também sendo registrados valores semelhantes nos trabalhos de Alves et al. (2003), Abdallah et al. (2002) e Oliva et al. (2008) na costa do Rio de Janeiro. A ocorrência simpátrica de *G. cochlear* e *K. scombri* também foi registrada em *S. colias* por Rêgo e Santos (1983), Mele et al. (2014) e em *S. scombrus* por Castro e Santos (2013), que demonstraram haver pequenas diferenças na ocupação de microhabitats destes parasitos sobre as brânquias do hospedeiro.

Marcogliese (2002) afirma que diferenças na composição de parasitos de peixes marinhos são esperadas ao longo do ano, sendo influenciadas por fatores ambientais e climáticos, os quais influenciam as variações na fauna de hospedeiros intermediários e presença ou ausência de hospedeiros definitivos. No caso de espécies ectoparasitas, como os Monogenea, a temperatura da água representa um fator ambiental de grande influência sobre a abundância e riqueza de espécies (ROHDE et al., 1998). Fatores biológicos como a passagem de estádios larvais por diferentes hospedeiros, também levam a mudanças na prevalência e abundância dos parasitos em determinada localidade.

Para os estudos de ecologia de comunidades foram utilizados os 50 espécimes coletados em São Pedro da Aldeia em maio de 2013, configurando uma única comunidade componente. Os 13 espécimes de Seropédica nos quais foram encontrados *Grubea cochlear* e *Scolex pleuronectis* podem indicar diferenças de distribuição geográfica mas não foi possível fazer esta análise devido ao reduzido número amostral e tempo de coleta (ao longo de um ano). O coeficiente de Spearman ($p > 0,05$) não apresentou correlação entre a abundância de cada espécie de parasito e o comprimento total dos peixes de São Pedro da Aldeia. Na tabela 2 estão listados os índices de infecção das infrapopulações dos parasitos coletados em *S. colias* no presente trabalho.

Raphidascaris sp. apresentou os maiores valores de prevalência, com 64%, embora a amplitude de intensidade de infecção não tenha sido elevada. Estes valores foram semelhantes aos relatados em *S. colias* na costa do Rio de Janeiro por Rêgo e Santos (1983), Abdallah et al. (2002), Alves et al. (2003) e Oliva et al. (2008). Tavares e Luque (2006) relatam a ocorrência deste parasito em outras 30 espécies de peixes marinhos na mesma localização.

Hysterothylacium sp. parasita diversas espécies de peixes durante o estágio larvar. Na costa do Rio de Janeiro são relatadas 28 espécies de peixes marinhos infectados por larvas deste gênero (TAVARES e LUQUE, 2006). Neste estudo registrou-se a prevalência de 30%, sendo o segundo Nematoda em prevalência. Cremonte e Sardella (1997) registraram os maiores valores de prevalência para o gênero sendo 50% em Mar del Plata e 77 % em El Rincón, localidades da Argentina.

As diferenças encontradas podem ser explicadas pela influência dos fatores ambientais como temperatura e correntes, que podem contribuir para variações nas populações de hospedeiros destes parasitos. *Raphidascaris* sp. e *Hysterothylacium* sp. podem usar *S. colias*

como hospedeiros intermediários ou paratênicos e seus hospedeiros definitivos são peixes de maior porte. A presença destas larvas na amostra de 50 peixes coletados no outono (maio) pode estar sofrendo influência do fenômeno das ACAS (Águas Centrais do Atlântico Sul) que influenciam mais significativamente a teia trófica marinha na costa do Rio de Janeiro na primavera e verão. A entrada das ACAS eleva a produtividade marinha, favorecendo o desenvolvimento do fitoplâncton, disponibilizando mais nutrientes e conseqüentemente favorecendo os organismos em suas relações tróficas (VALENTIN, 2001; COELHO-SOUZA et al., 2012).

Tabela 2 – Valores de prevalência, amplitude de intensidade, abundância média e desvio padrão de helmintos parasitos de *Scomber colias* de São Pedro da Aldeia, RJ.

Parasitos	Prevalência (%)	Amplitude de Intensidade	Abundância Média
Monogenea			
<i>Kuhnia scombri</i>	60,0	1–22	2,30 ± 3,73
Digenea			
<i>Allonematobothrioides scombri</i>	18,0	2–6	0,52 ± 1,27
<i>Aponurus laguncula</i>	38,0	1–20	2,06 ± 4,12
<i>Lecithocladium harpodontis</i>	2,0	1	0,02 ± 0,14
Nematoda			
<i>Raphidascaris</i> sp.	64,0	1–9	1,66 ± 2,00
<i>Hysterothylacium</i> sp.	30,0	1–4	0,50 ± 0,93
Anisakidae gen. sp.	2,0	1	0,02 ± 0,14

Anisakis sp. não foi registrado neste trabalho, porém foi referido nos demais trabalhos realizados Rio de Janeiro, com baixos valores de prevalência. Cisse e Belghyti (2005), Shukgalter (2004) e Oliva et al. (2008), registraram valores elevados de prevalência de *Anisakis* sp. em *S. colias* no Marrocos, Maurîtânia, Açores e Argentina, respectivamente. A prevalência muito baixa de Anisakidae gen. sp. larva (similar a *Terranova* e *Pseudoterranova*) e a ausência de *Anisakis* sp. na amostra podem indicar que *S. colias* não é um bom hospedeiro para este grupo nesta área estudada.

Kuhnia scombri apresentou a segunda maior prevalência neste estudo (60%), ficando somente atrás de *Raphidascaris* sp. De acordo com Rohde (1989) *K. scombri* ocorre em todas as espécies do gênero *Scomber*, mostrando muitas variações geográficas. Sua ocorrência foi referida em todas as áreas de estudo de biodiversidade de helmintos de *S. colias*, com exceção da Maurîtânia (SHUKGALTER, 2004), onde houve a predominância da espécie *Pseudokuhnia minor* (Goto, 1984). Valores semelhantes de prevalência para *K. scombri* foram relatados por Rêgo e Santos (1983) (44%), Mele et al. (2014) (52%), Costa et al. (2007) (44%) e Oliva et al. (2008) (44%). Os estudos de Alves et al. (2003), Abdallah et al. (2002) e Oliva et al. (2008) apresentaram maiores prevalências de *K. scombercolias* em relação a *K. scombri* (todos com os mesmos valores de 46% vs 11%) na costa do Rio de Janeiro.

Dentre os Digenea, *A. scombri* apresentou prevalência de 18%, ocorrendo sempre aos pares no interior dos cistos, observando-se a presença de até 3 cistos em um único espécime de *S. colias*. Os demais trabalhos realizados com *S. colias* (referido como *S. japonicus*) no Rio de Janeiro não registraram a ocorrência deste parasito, referiram *N. scombri* prevalência entre 46% e 55%. Cabe ressaltar que todos os espécimes depositados na CHIOC 36240 (ALVES et al., 2013) são agora considerados como *A. scombri* pela ausência de faringe e CHIOC N° 31640 e 32094 (RÊGO e SANTOS, 1983) foram confirmados como *N. scombri* pela presença de uma pequena faringe

Aponurus laguncula foi relatado pela primeira vez na América do Sul por Fernandes et al. (2005), como parasito de *S. colias*, *Trachurus lathami* Nichols, 1920 e *Umbrina coroides* Cuvier 1830. Entre os Digenea, apresentou maior prevalência (38%) e amplitude de intensidade (1–20). Segundo Bray e MacKenzie (1990), *A. laguncula* é relatado em mais de 60 peixes teleósteos por todo o mundo utilizando-se de uma série de moluscos como primeiros hospedeiros intermediários.

Lecithocladium harpodontis foi referido por Abdallah et al. (2002), Alves et al. (2003) e Oliva et al. (2008) com os mesmos valores de prevalência (80%) nos trabalhos realizados no Rio de Janeiro contrastando com os dados neste estudo onde apenas quatro espécimes foram encontrados parasitando três indivíduos de *S. colias*.

Não foram encontrados acantocéfalos neste trabalho, porém *Bolbosoma* sp., *Corynosoma* sp. e *Rhadinorhynchus* sp. foram registrados nos trabalhos anteriormente realizados na costa do Rio de Janeiro, apresentando valores de prevalência variando de 10 a 16% (RÊGO e SANTOS, 1983; ABDALLAH et al., 2002; ALVES et al., 2003; OLIVA et al., 2008). Cremonte e Sardella (1997) registraram nas localidades de Mar del Plata (64%) e El Rincón (49%), na Argentina, valores de prevalência muito superiores aos relatados na costa do Rio de Janeiro.

A riqueza média de espécies a nível de infracomunidade foi de $2,14 \pm 1,09$ com uma abundância total de $7,08 \pm 7,24$ indicando que as infracomunidades eram relativamente pouco diversas como bem indica o índice de Brillouin ($0,40 \pm 0,31$). As infracomunidades apresentaram um índice de dominância de Berger-Parker de $0,67 \pm 0,27$ sendo as espécies mais dominantes *Kuhnia scombri*, seguida de *Raphidascaris* sp. e *Aponurus laguncula*. O índice de similaridade de Bray-Curtis entre as infracomunidades foi relativamente baixo ($32,78 \pm 26,20$) sendo *Raphidascaris* sp. (81,50%) e *Hysterothylacium* sp. (13,50%) os que mais contribuíram para esta similaridade.

5. CONCLUSÕES

1. *S. colias* apresenta uma helmintofauna composta em sua maioria, por espécies endoparasitas e generalistas, com ampla distribuição geográfica, confirmando ter grande importância ecológica na dispersão e manutenção do ciclo biológico destas espécies.
2. *A. scombri* é referido pela primeira vez no Oceano Atlântico, sendo também referido pela primeira vez em *S. colias* com nova identificação genética e ultraestrutural.
3. Amostras depositadas na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz como *N. scombri* precisam ser atualizadas para ajustar a identificação de *A. scombri*.
4. As infracomunidades de parasitos de *S. colias* de São Pedro da Aldeia são relativamente pouco diversas com abundância total média e riqueza média relativamente baixas.
5. As infracomunidades de parasitos de *S. colias* de São Pedro da Aldeia não são muito similares entre si, sendo as espécies mais dominantes *Kuhnia scombri*, *Raphidascaris* sp. e *Aponurus laguncula*, respectivamente.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABDALLAH, V.D. LUQUE, J.L.; ALVES, D.R.; PARAGUASSÚ, A.R. Aspectos quantitativos das infrapopulações de metazoários parasitos da cavalinha, *Scomber japonicus* (Osteichthyes: Scombridae) do Litoral do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista da Universidade Rural**, Série Ciências da Vida. 22: 103–107, 2002.

ABDALLAH, V.D.; AZEVEDO, R.K.; LUQUE J.L. Ecologia da comunidade de metazoários parasitos do sairú *Syphocharax gilbert* (Quoy e Gaimard, 1824) (Characiformes: Curimatidae) do Rio Guandu, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, 14, 4:154-159, 2005.

ALMEIDA-DIAS, E. R.; WOICIECHOVSKI, E. Ocorrência de *Phagicola longa* (Trematoda: Heterophyidae) em mugilídeos e no homem, em Registro e Cananéia, SP. **Higiene Alimentar**, 8, 31:43-46, 1994.

ALVES, D.R.; LUQUE, J.L.; ABDALLAH, V. D. Metazoan parasites of chumb mackerel, *Scomber japonicus* Houttuyn (Osteichthyes: Scombridae), from the coastal zone of the state of Rio de Janeiro, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**,12,4: 160-170. 2003.

ALVES, D.R.; LUQUE, J.L. Ecologia das comunidades de metazoários parasitos de cinco espécies de escombrídeos (Perciformes: Scombridae) do Litoral do Estado do Rio de Janeiro, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**,15,4: 167-181, 2006.

ALVES, D.R.; PARAGUASSÚ, A.R.; LUQUE, J.L. Metazoans parasites of the Brazilian codling, *Urophycis brasiliensis* (Kaup, 1858) (Osteichthyes:Phycidae) from the coastal zone of the State of Rio de Janeiro. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, 13, 1: 49-55, 2004.

ALTSCHUL, S.F.; MADDEN, T.L.; SCHÄFFER, A. A.; ZHANG, J.; ZHANG, Z.; MILLER, W.; LIPMAN, D. J. Gapped BLAST and PSI-BLAST: a new generation of protein database search programs. **Nucleic Acids Research**, 25, 17: 3389-3402, 1997.

ANDERSON, RC. **Nematode parasites of vertebrates: Their development and transmission**. Wallingford: CABI Publishing; 672p, 2000.

ANDERSON, G.R.; BARKER, S.C. Inference of phylogeny and taxonomy within the Didymozoidae (Digenea) from the second internal transcribed spacer (ITS2) of ribosomal DNA. **Systematic parasitology**, 41, 87-94, 1998.

ANGELESCU, V. Ecologia trófica de la Caballa (Scombridae, *Scomber japonicus marplatensis*) del Atlantico Suloccidental. **Boletim do Instituto Oceanográfico**. 29,2: 41-47, 2010.

ARIZONO, N.; YAMADA, M.; TEGOSHI, T.; YOSHIKAWA, M. *Anisakis simplex* sensu stricto and *Anisakis pegreffii*: Biological Characteristics and Pathogenetic Potential in Human Anisakiasis. **Foodborne Pathogens and Disease**, 9, 6: 517-21, 2012.

AUDICANA, M.T.; ANSOTEGUI, I.J.; CORRES, L.F.; KENNEDY, M.W. *Anisakis simplex*: dangerous dead and alive? **Trends in Parasitology**, 18, 1:20-5, 2002.

AZEVEDO, R. K.; ABDALLAH, V.D.; LUQUE, J. L. Aspectos quantitativos da comunidade de metazoários parasitos do gordinho *Peprilus paru* (Linnaeus, 1758) (Perciformes: Stromateidae), do litoral do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, 16, 1: 10-14, 2007.

BARBARROJA-ESCUADERO, J.; RODRIGUEZ-RODRIGUEZ, M.; SANCHEZ-GONZALEZ, M.J.; ANTOLIN-AMERIGO, D.; ALVAREZ-MON, M. *Anisakis simplex*: A new etiological agent of Kounis syndrome. **Internacional Journal of Cardiology**, 167: e187–e189, 2013.

BICUDO, A.J.A.; TAVARES, L.E.R.; LUQUE, J.L. Larvas de Anisakidae (Nematoda: Ascaridoidea) parasitas da cabrinha *Prionotus punctatus* Bloch, 1793 (Osteichthyes: Triglididae) do litoral do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, 14,3:109-118, 2005.

BILLINGS, A.N.; TELTOW, G.J.; WEAVER, S.C.; WALKER, D. H. Molecular characterization of a novel *Rickettsia* species from *Ixodes scapularis* in Texas. **Emerging infectious diseases**, 4, 2: 305. 1998.

BORGES, J.N.; CUNHA, L.F.G.; SANTOS, H.L.C.; NETO, C.M.; SANTOS, C.P. Morphological and molecular diagnosis of Anisakid nematode larvae from Cutlassfish (*Trichiurus lepturus*) off the coast of Rio de Janeiro, Brazil. **PLoS One**. 7,7: e 40447, 2012.

BRAY, R.; GIBSON, D.; JONES, A. **Keys to the Trematoda**. Volume 3, London: CABI International. 824p., 2008.

BRAY, R.A.; 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. **Systematic Parasitology**, 17, 2: 115-124, 1990.

BUCHMANN, K.; LINDENSTRØM, T. Interactions between monogenean parasites and their fish hosts. **International Journal of Parasitology**, 32: 309–319, 2002.

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

CABRERA, C.; TANTALEÁN, V. Algunos helmintos de *Scomber japonicus* "caballa" de la Reserva Nacional de Paracas. **Biotempo**, 2, 85-86, 1995.

CARRERAS-AUBETS, M.; REPULLÉS-ALBELDA, A.; KOSTADINOVA, M.; CARRASSÓN, M. A new cryptic species of *Aponurus* Looss, 1907 (Digenea: Lecithasteridae) from Mediterranean goatfish (Teleostei: Mullidae). **Systematic Parasitology**, 79, 2011.

CASTRO, R; SANTOS, M.J. Metazoan ectoparasites of Atlantic Mackerel *Scomber scombrus*. **Parasitology Research**, 112,10:3579-86, 2013.

CATANESE, G.; MANCHADO, M.; INFANTE, C. Evolutionary relatedness of mackerels of the genus *Scomber* based on complete mitochondrial genomes: Atlantic *S. colias* and Pacific *S. japonicus* need to be definitively recognized as distinct species. **Gene**. 452:35-43, 2010 a.

CATANESE, G.; MANCHADO, M.; FERNÁNDEZ-TRUJILLO, A.; INFANTE, C. A. Multiplex-PCR assay for the authentication of mackerels of the genus *Scomber* in processed fish products. **Food chemistry**, 122,1: 319-326, 2010 b.

CHAMBRES, C.B.; CRIBB, T.H.; JONES, M.K. Tetraphyllidean metacestodes of teleosts of the Great Barrier Reef, and the use of in vitro cultivation to identify them. **Folia Parasitologica**, 47: 285-292, 2000.

CHEN, S.; YAO, H.; HAN, J.; LIU, C.; SONG, J.; SHI, L.; ZHU, Y.; MA, X.; GAO, T.; PANG, X.; LUO, K.; LI, Y.; LI, X.; JIA, X.; LIN, Y.; LEON, C. Validation of the ITS2 region as a novel DNA barcode for identifying medicinal plant species. **PLoS One** 5, 1: e8613, 2010.

CHERVY, L. The terminology of larval cestodes or metacestodes. **Systematic Parasitology**, 52: 1-33, 2002.

CHIEFFI, P.P.; LEITE, O.H.; DIAS, R.M.; TORRES, D. M.; MANGINI, A.C. Human parasitism by *Phagicola* sp (Trematoda, Heterophyidae) in Cananéia, São Paulo State, Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical**. 32, 4 :285-288, 1990.

CISSE, M.; BELGHYTI, D. Helminths parasites of Chub mackerel *Scomber japonicus* (Houttuyn, 1782) from the harbour of Mehdiya-Kenitra (Atlantic Coast of Morocco). **Journal of Aquatic Sciences**, 20, 1:63-67, 2005.

CLARKE, K.R.; GORLEY, R.N. **PRIMER v5: user manual/tutorial**. PRIMER-E Ltda, Plymouth, 2001.

COELHO, P.M.Z. Relação molusco/parasita resistência e suscetibilidade à infecção por *Schistosoma mansoni* em caramujos do gênero *Biomphalaria*. In: BARBOSA F.S. **Tópicos em Malacologia Médica**, Fiocruz. Rio de Janeiro: 208-218, 1995.

COELHO-SOUZA, S.A.; LÓPEZ, M.S.; GUIMARÃES, J.R.D.; COUTINHO, R.; CANDELLA, R.N. Biophysical interactions in the Cabo Frio upwelling system, Southeastern Brazil. **Brazilian Journal of Oceanography**, 60.3: 353-365, 2012.

COHEN, S. C.; JUSTO, M. C. N.; KOHN, A. **South American Monogenoidea parasites of fishes, amphibians and reptiles. Rio de Janeiro.** Oficina de livros. 663 pp., 2013.

COLLETTE BB, NAUEN CE. Scombrids of the world. An annotated and illustrated catalogue of tunas, mackerels, bonitos and related species know to date. **FAO Species Catalogue. Rome: FAO Fisheries Synopsis**,125,2: 137pp., 1983.

COLLETTE, B.B. Scombridae. Atunes, bacoretas, bonitos, caballas, estorninos, melva, etc. In W. FISCHER, F. KRUPP, W. SCHNEIDER, C. SOMMER, K.E. CARPENTER AND V. P. (eds.). **Guia FAO para Identification de Especies para lo Fines de la Pesca.** Pacifico Centro-Oriental. 3 Vols. FAO, Rome, 1995.

COLLETTE, B.B. Scombridae. In: K.E. CARPENTER AND V. NIEM (eds.). **The Living Marine Resources of the Western Central Pacific**, 3721-3756, FAO, Rome, 2001.

CONE, D. K.; ODENSE, P.H. Pathology of five species of *Gyrodactylus* Nordmann, 1832 (Monogenea). **Canadian Journal of Zoology**,62,6:1084-1088, 2011.

CORDEIRO, A. S.; LUQUE, J. L. Metazoan parasites of flying gurnards, *Dactylopterus volitans* (Linnaeus, 1758) (Osteichthyes: Dactylopteridae) from the coastal zone of the State of Rio de Janeiro, Brazil. **Acta Scientiarum: Biological Sciences**, 27, 2: 119-123, 2005.

COSTA, H. M. A. Helmintos. In: NEVES, D. P.; MELO, A. L.; GENARO, O.; LINARDI, P. M. **Parasitologia humana.** 10ª Edição, Editora Atheneu, 428 pp., 2000.

COSTA, G.; FREITAS, N.; DELLINGER, T. H.; MACKENZIE, K. Gill monogeneans of the chub mackerel *Scomber japonicus* from Madeiran waters of the Atlantic Ocean, Portugal. **Journal of Helminthology**, 81, 33-38, 2007.

COSTA, G.; CAVALLERO, S.; D'AMELIO, S.; PAGGI, L.; SANTAMARIA, M. T. G.; PERERA, C. B.; SANTOS, M. J.; KHADEM, M. Helminth parasites of the Atlantic chub mackerel, *Scomber colias* Gmelin, 1789 from Canary Islands, Central North Atlantic, with comments on their relations with other Atlantic regions. **Acta Parasitologica**, 56, 1: 98-104, 2011.

CREMONTE. F.; SARDELLA, N. H. The parasito fauna of *Scomber japonicus* Houttuyn, 1782 (Pisces: Scombridae) in two zones of the Argentine Sea. **Fishery Research**,31: 1-9, 1997.

CRIBB, T. H.; CHISHOLMA, L. A.; BRAY, R. A. Diversity in the Monogenea and Digenea: does lifestyle matter? **International Journal for Parasitology**,32,321–328, 2002.

DIAS, F.J.E.; SÃO CLEMENTE, S. C.; KNOFF, M. Nematóides anisquídeos e cestóides Trypanorhyncha de importância em saúde pública em *Aluterus monoceros* (Linnaeus, 1758) no Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, 19, 2: 94-97, 2010.

DICK, T.A.; NELSON, P.A.; CHOUDHURY, A. Diphyllbothriasis: update on human cases, foci, patterns and sources of human infections and future considerations. **Southeast Asian Journal of Tropical Medicine Public Health**, 32 Suppl 2:59-76, 2001.

DIMITRI, R.A.; LUQUE J.L. Ecologia das comunidades de metazoários parasitos de cinco espécies de escombrídeos (perciformes: Scombridae) do litoral do Estado do Rio de Janeiro. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, 14, 4: 167-181. 2006.

EIRAS, J.C. **Elementos da Ictioparasitologia**. Porto, Fundação Engenheiro Antônio de Almeida, 339pp., 1994.

EIRAS, J. C.; RÊGO, A. A. The histopathology of *Scomber japonicus* infection by *Nematobothrium scomberi* (Trematoda: Didymozoidae) and of larval anisakid nematode infections in the liver of *Pagrus pagrus*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 82,2: 155-159, 1987.

EMMEL, V. E.; INAMINE, E.; SECCHI, C.; BRODT, T.C.Z.; AMARO, M. C. O.; CANTARELLI, V. V.; SPALDING, S. *Diphyllbothrium latum*: relato de caso no Brasil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, 39, 1, 2006.

FABIO, S.P. Estudo de dois trematódeos parasitos de peixes marinhos. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 74, 1: 71-75, 1976.

FAO. The state of world fisheries and aquaculture. part 1 world review of fisheries and aquaculture opportunities and challenges. **Food and Agriculture Organization of the United Nations. Rome, 2014**. Disponível em <http://www.fao.org/3/a-i3720e/i3720e01.pdf>. Acesso 02/11/2014.

FELIZARDO, N.N.; KNOFF, M.; PINTO, R.M.; GOMES, D.C. Larval anisakid nematodes of the flounder, *Paralichthys isosceles* Jordan 1890 (Pisces: Teleostei) from, Brazil. **Neotropical Helminthology**, 3,2: 57-64, 2009.

FELIZARDO, N.N.; TORRES, E.J.L.; FONSECA, M.C.G.; PINTO, R.M.; GOMES, D.C.; KNOFF, M. Cestodes of the flounder *Paralichthys isosceles* Jordan, 1890 (Osteichthyes-Paralichthyidae) from the State of Rio de Janeiro, Brazil. **Neotropical Helminthology**, 4,2: 113-126, 2010.

FELSENSTEIN, J. Evolutionary trees from DNA sequences: a maximum likelihood approach. **Journal of Molecular Evolution**, 17, 368-376, 1981.

FERNANDES, B. M. M.; KOHN, A.; PINTO, R. M. Aspidogastrid and digenetic trematodes parasites of marine fishes of the coast of Rio de Janeiro State. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 45, n. 1-2, p. 109-116, 1985.

FERNANDES, M. M.; ARCI, A. D. N.; COHEN, S. C. New data on some species of Monogenea and Digenea parasites of marine fish from the coast of the State of Rio de Janeiro, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, 18, 2: 13-18, 2009.

FIPERJ. Boletim Estatístico da Pesca do Estado do Rio de Janeiro – Anos 2011 e 2012 / Fundação Instituto de Pesca do Estado do Rio de Janeiro. – Niterói, 2013. 93f. : il. Disponível em <www.fiperj.rj.gov.br/index.php/arquivo/download/70>. Acesso em 06/01/2015.

FISCHTHAL, J. H.; THOMAS, J. D. Additional hemiurid and other trematodes of fishes from Ghana. **Bulletin de l'Institut Fondamental de l'Afrique Noire**, 34, 1:9-25, 1972.

FRIED B, GRACZYK TK, TAMANG L. Food-borne intestinal trematodiasis in humans. **Parasitological Research**, 93: 159-170, 2004.

GAINÉ, S. A. P. L.; LOZANO, L. E. S.; VIANA, G.M.; MONTEIRO, P. C.; ARAÚJO, C. S. O. Tissue changes in the gut of *Arapaima Gigas* (Schinz, 1822), by the nematode *Spirocamallanus inopinatus* (Travassos, 1929). **Infected Helminthology**, Asociación Peruana de Helminthología e Invertebrados Afines (APHIA), 6,2, 2012.

GIBSON, D. Subclass Digenea Carus, 1863. In: GIBSON, D. I.; JONES, A.; BRAY R. **Keys to the Trematoda**. Volume I. London: CABI International. 15-21p., 2002.

GIBSON, D. *Lecithocladium unibulbolabrum* Fischthal & Thomas, 1971 In: COSTELLO, M.J.; BOUCHET, P.; BOXSHALL, G.; ARVANTIDIS, C.; APPELTANS, W. **European Register of Marine Species**, 2012.

GIBSON, D. I.; JONES, A.; BRAY R. **Keys to the Trematoda**. Volume I. London: CABI International. 521p., 2002.

GOMES, D.C.; FABIO, S.P.; ROLAS, F.J.T. Contribuição para o conhecimento dos parasitas de peixes do litoral do Estado da Guanabara – parte I. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 70, 4: 541-553, 1972.

GONZÁLEZ, I. *Anisakis* en pescado: prevención y control. **Seguridad Alimentaria y Alimentación Weblog gestionado por Programa Vigilância Sanitária**. 2006. Disponível em: <<http://www.madrimasd.org/blogs/alimentacion/2006/07/11/34816>>. Acesso em 15/12/2012.

HAYWARD, C. J.; PERERA, K. M. L.; ROHDE, K. Assemblages of ectoparasites of a pelagic fish, slimy mackerel (*Scomber australasicus*), from south-eastern Australia. **International Journal for Parasitology**, 28, 2: 263-273, 1998.

- HOLMES, J. C., Competition, contacts, and other factors restricting niches of parasitic helminths. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparee**, 65: 69-72. 1990,
- HOLMES, J. C. Helminth communities in marine fishes. In: ESCH, G.; BUSH, A. O.; JITHENDRAN, K. P.; KANNAPPAN, S.A. Short note on heavy infection of acanthocephalan worm (*Neoechinorhynchus agilis*) in grey mullet, *Mugil cephalus*. **Journal of Parasitology Diseases**, 34, 2:99-101, 2010.
- ICHIHARA A.; KAMEGAI S.; MACHIDA M. Parasitic helminths of mackerel, *Pneumatophorus japonicus* (Houttuyn). **Research Bulletin of the Meguro Parasitological Museum**, 2, 45–60. 1968.
- INFANTE, C.; BLANCO, E.; ZUASTI, E.; CRESPO, A.; MANCHADO, M. Phylogenetic differentiation between Atlantic *Scomber colias* and Pacific *Scomber japonicus* based on nuclear DNA sequences. **Genetica**. 130:1-8, 2007.
- IUCN - **The IUCN Red List of Threatened Species - *Scomber colias***. Version 2014.3. Disponível em <<http://www.iucnredlist.org>>. Acesso em 20/12/2014.
- JONES, A.; BRAY, R.; GIBSON, D. I. **Keys to the Trematoda**. Volume II. London: CABI International. 521p. , 2005.
- JUSTO, M. C. N.; TORTELLY, R.; MENEZES, R. C.; KOHN, A. First record in South America of *Didymosulcus palati* and *Didymosulcus philobranchiarca* (Digenea, Didymozoidae) with new hosts records and pathological alterations. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 103, 2, 2008.
- JUSTO, M. C. N.; KOHN, A.; PEREIRA, C. S.; FLORES, L. F. Histopathology and autoecology of *Didymocylindrus simplex* (Digenea: Didymozoidae), parasite of *Katsuwonus pelamis* (Scombridae) in the Southwestern Atlantic Ocean, off South America. **Zoologia**. Curitiba, 30,3, 2013.
- KATHARIOS, P.; HAYWARD, C.; PAPANDROULAKIS, N.; DIVANACH, P. Pathology of *Lamellodiscus* spp. (Monogenea) parasitizing the gills of sharpsnout seabream and preliminary results of formalin treatment. **Bulletin of the European Association of Fish Pathologists**, 26,5:196-201, 2006.
- KIMURA, M. A simple method for estimating evolutionary rate of base substitutions through comparative studies of nucleotide sequences. **Journal of Molecular Evolution**, 16:111-120, 1980.
- KNOFF, M.; SÃO CLEMENTE, S. C.; FONSECA, M. C. G.; FELIZARDO, N. N., LIMA, F. C.; PINTO, R. M.; GOMES, D. C. Anisakidae nematodes in the blackfin goosefish, *Lophius gastrophysus* Miranda-Ribeiro, 1915 purchased in the State of Rio de Janeiro, Brazil. **Acta Scientiarum**. Biological Sciences, 35, 1, 129-133, 2013.

KOHN, A.; FERNANDES, B.M.M.; COHEN, S.C eds. **South American Trematodes Parasites of Fishes**. Imprinta Express Ltda. 318p. 2007.

KOHN, A.; COHEN, S.C, JUSTO, M.C.N., FERNANDES, B.M.M. Digenea. In: PAVANELLI, G. C., TAKEMOTO, R. M., EIRAS, J.C. **Parasitologia de peixes de água doce do Brasil**. 1ª Edição, 453 Pg. ABRAPOA. 2013.

KØIE, M. Aspects of the life cycle and morphology of *Hysterothylacium aduncum* (Rudolphi, 1802) (Nematoda, Ascaridoidea, Anisakidae). **Canadian Journal of Zoology**, 71: 1289-1296, 1993.

LARSEN, R.; EILERTSEN, K.; ELVEVOLL, E. O. Health benefits of marine foods and ingredients. **Biotechnology Advances**, 29, 5:508–518, 2011.

LESTER, R. J. G. Descriptions of two new didymozoids from Australian fishes. **Journal of Parasitology**, 65,6: 904-908, 1979.

LESTER, R. J. G. Host-parasite relations in some didymozoid trematodes. **Journal of parasitology**, 66,3: 527-531, 1980.

LUQUE, J.L. Biologia, epidemiologia e controle de parasitos de peixes. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**. 13, suplemento I, 2004.

LUQUE, J. L.; PORROZZI, F.; ALVES, D. R. Community ecology of the metazoan parasites of Argentine goatfish, *Mullus argentinae* (Osteichthyes: Mullidae), from the coastal zone of the state of Rio de Janeiro, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, 11, 1: 33-38, 2002.

LUQUE, J. L.; ALVES, D. R.; RIBEIRO, R. S. Community ecology of the metazoan parasites of banded croaker, *Paralichthys brasiliensis* (Osteichthyes: Sciaenidae), from the coastal zone of the state of Rio de Janeiro, Brazil. **Acta Scientiarum: Biological Sciences**, 25, 2: 273-278, 2003.

LUQUE, J. L.; MOILLOT, D.; POULIN, R. Parasite biodiversity and determinants in coastal marine teleost fishes of Brazil. **Parasitology**, 128, 671-682, 2004.

LUQUE, J. L.; AGUIAR, J. C.; VIEIRA, F. M.; GIBSON, D. I.; SANTOS, C. P. Checklist of Nematoda associated with the fishes of Brazil. **Zootaxa**, 3082: 1–88, 2011.

LUTON, K., WALKER, D., BLAIR, D. Comparisons of ribosomal internal transcribed spacers from two congeneric species of flukes (Platyhelminthes: Trematoda: Digenea). **Molecular and Biochemical Parasitology**, 56, 2: 323-7, 1992.

MARCOGLIESE, D. J. Food webs and the transmission of parasites to marine fish. **Parasitology**, 124: S83-S99. 2002.

MARTINS, M. L.; MORAES, F. R.; FUJIMOTO, R.Y.; ONAKA, E. M.; QUINTANA, C. I. F. Prevalence and histopathology of *Neoechinorhynchus curemai* Noronha, 1973 (Acanthocephala: Neoechinorhynchidae) in *Prochilodus lineatus* Valenciennes, 1836 from Volta Grande Reservoir, MG, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, 61, 3, 2001.

MATSUI, T. Review of the mackerel genera *Scomber* and *Rastrelliger* with description of a new species of *Rastrelliger*. **Copeia**, 71-83, 1967.

MATTIUCCI, S.; FAZII, P.; ROSA, A.; PAOLETTI, M.; MEGNA, A.S.; GLIELMO, A. Angelis, M.; COSTA, A.; MEUCCI, C.; CALVARUSO, V.; SORRENTINI, I.; PALMA, G.; BRUSCHI, F.; NASCETTI, G. Anisakiasis and Gastroallergic Reactions Associated with *Anisakis pegreffii* Infection, Italy. **Emerging Infectious Diseases**, 19,3: 496-499, 2013.

MATTOS, D. P. B. G. **Aspecto Sanitário e Potencial Alergênico de helmintos parasitos de peixes teleósteos marinhos do Estado do Rio de Janeiro, Brasil**. [Tese]. Niterói: Universidade Federal Fluminense, 105p. 2012.

MELE, S.; PENNINO, M. G.; PIRAS, M. C.; BELLIDO, J. M.; GARIPPA, G.; MERELLA, P. Parasites of the head of *Scomber colias* (Osteichthyes: Scombridae) from the western Mediterranean Sea. **Acta Parasitologica**, 59,1:173-83, 2014.

MELO, V. F. T.; PEREIRA E SILVA, J.; GONÇALVES, E. C.; FURTADO, A. P.; GIESE, E. G.; SANTOS, C. P.; SANTOS, J. N. Taxonomic status and redescription of the genus *Brasicystis* Thatcher, 1979 (Digenea: Didymozoidae). **Parasitology International**, 62, 2: 208-214, 2013.

MENEZES, R. C.; TORTELLY R.; TORTELLY-NETO, R.; NORONHA, D.; PINTO. R. M. *Camallanus cotti* Fujita, 1927 (Nematoda, Camallanoidea) in ornamental aquarium fishes: pathology and morphology. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro,101,6, 2006.

MINISTÉRIO DA PESCA E AQUICULTURA. **Boletim Estatístico da Pesca e Aquicultura**, 2011. Brasília – Distrito Federal. Disponível <http://www.mpa.gov.br/images/Docs/Informacoes_e_Estatisticas/Boletim%20MPA%202011FINAL.pdf>. Acesso em 02/11/2014.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. **Classificação de Risco dos Agentes Biológicos**. Brasília – DF, 2010. Disponível < <http://www2.fcfar.unesp.br/Home/CIBio/ClassificRiscoBiologico.pdf>>. Acesso em 02/11/2014.

MIR,T.A.; KAUR, P.; MANOHAR, S. Pathogenic effects of nematode parasite *Eustrongylides* sp. larvae on serum LH level and histology of gonads of freshwater fish, *Clarias gariepinus*. **Recent Research in Science and Technology**,4,2: 24-26, 2012.

MLADINEO, I. Histopathology of Five Species of *Didymocystis* spp. (Digenea: Didymozoidae) in Cage-reared Atlantic Bluefin Tuna (*Thunnus thynnus thynnus*). **Veterinary Research Communications**, 30, 5: 475-484, 2006.

MOGROVEJO, C. D. **Biologia parasitária de *Auxis thazard* (Lacépède, 1800) (Osteichthyes, Perciformes, Scombridae) comercializado no Rio de Janeiro e aplicações na oceanografia biológica.** [Dissertação]. Rio de Janeiro: Universidade de Santa Úrsula; 141p. 2001.

MORAVEC, F. **Parasitic Nematodes of Freshwater Fishes of Europe.** VI, 470 p. 1994.

NAHHAS, F. M.; SEY, O. Digenetic trematodes from marine fishes of the Coast of Kuwait, Arabian Gulf: Superfamily Hemiuroidea. **Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae**, 48, 1: 1-20, 2002.

NIKOLAEVA, V. M.; TKACHUK, L.P. A new species of the family Didymozoidae from the Pacific mackerel. *Parazitologiya*, 20,3:291 -221,1986.

OKUMURA, M. M. P.; PÉREZ, A.; ESPÍNDOLA, A. Principais zoonoses parasitárias transmitidas por pescado – Revisão. **Revista de Educação Continuada do CRMV-SP.** São Paulo. Volume 1. fascículo 1., 066 - 080, 1999.

OLIVA, M.E.; VALDIVIA, I.M.; COSTA, G.; FREITAS, N.; PINHEIRO DE CARVALHO, M. A.; SÁNCHEZ, L.; LUQUE, J. L. What can metazoan parasites reveal about the taxonomy of *Scomber japonicus* Houttuyn in the coast of South America and Madeira Islands? **Journal of Fish Biology**, 72: 545-554, 2008.

OLSON, I.; CRIBB, T.H.; TKACH, V.V.; BRAY, R.A.; LITTLEWOOD, D.T.J. Phylogeny and classification of the Digenea (Platyhelminthes: Trematoda). **International Journal for Parasitology**. 33, 733–755, 2003.

ONAKA, E. M.; MORAES, F. R. Enfermidades parasitárias de peixes. **Revista Eletrônica de Ingeniería en Producción Acuicola**, 1,1, 2004.

OSHIMA, T. Anisakiasis - Is the Sushi Bar Guilty? **Parasitology Today**, 3,2: 44-48, 1987.

PAVANELLI, G. C.; EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M. **Doenças de Peixe: profilaxia Pavanelli GC, Eiras JC, Takemoto RM. Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento.** 3rd ed. Maringá: EdUEM; 2008.

PAVANELLI, G. C.; PIZANI, A. P. C. L. Cestoda. In: PAVANELLI, G. C., TAKEMOTO, R. M., EIRAS, J.C. (org.). **Parasitologia de peixes de água doce do Brasil.** 1ª Edição, ABRAPOA. Pg, 453, 2013.

PEREIRA Jr., J.; FERNANDES, B. M. M.; ROBALDO, R. B. Digenea (Trematoda) of *Micropogonias furnieri* (Desmarest) (Perciformes, Sciaenidae) from Rio Grande do Sul, Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 17, n. 3, p. 681-686, 2000.

PÉREZ Del OLMO, A.; RAGA, J. A.; KOSTADINOVA, A.; FERNÁNDEZ, M. Parasite communities in *Boops boops* (L.) (Sparidae) after the Prestige oil - spill: Detectable alterations. **Marine Pollution Bulletin**, 54, 3: 266-276, 2006.

POZDNYAKOV, S. E. *Allonematobothrioides hirosaba* sp. n. (Trematoda, Didymozoidae) a parasite of *Scomber japonicus* from north-west pacific. **Parazitologya**, 22, 2:187-191,1988.

POZDNYAKOV, S. E.; GIBSON, D. I. Family Didymozoidae Monticelli, 1888. In: BRAY, RA, GIBSON, DI, JONES, A. **Keys to the Trematoda**. Vol 3. Natural History Museum. 631–734p. 2008.

RÊGO, A. A.; SANTOS, C. P. Helminthofauna de cavalas, *Scomber japonicus* Houutt, do Rio de Janeiro. **Memória Instituto Oswaldo Cruz**. Rio de Janeiro , 78, 4, 1983.

RIBEIRO, R. S.; LUQUE, J. L.; ALVES, D. R. Quantitative aspects of parasites of “maria-luiza”, *Paralanchurus brasiliensis* (Osteichthyes: Sciaenidae) from the Rio de Janeiro state coast, Brazil. **Revista Universidade Rural – Série Ciências da Vida**, 22, 2:151-154, 2003.

RODRÍGUEZ, L.; BALBOA, L.; GEORGE-NASCIMENTO, M. Parasitismo en la caballa *Scomber japonicus* Houttuyn, 1782 y el jurel *Trachurus symmetricus*. **Biología Pesquera**,28, 15-21, 2000.

ROHDE, K.; WATSON, N. Morphology and geographical variation of *Pseudokuhnia minor* n. g., n. comb. (Monogenea: Polyopisthocotylea). **International Journal for Parasitology**, 15, 557-567, 1985.

ROHDE, K. *Grubea australis* n. sp. (Monogenea, Polyopisthocotylea) from *Scomber australasicus* in southeastern Australia and *Grubea cochlear* Diesing, 1858 from *S. scombrus* and *S. japonicus* in the Mediterranean and western Atlantic. **Systematic Parasitology**, 9, 29-38, 1986.

ROHDE, K. *Kuhnia sprostonae* Price, 1961 and *K. scombercolias* Nasir & Fuentes Zambrano, 1983 (Monogenea: Mazocraeidae) and their microhabitats on the gills of *Scomber australasicus*(Teleostei: Scombridae), and the geographical distribution of seven species of gill Monogenea of *Scomber* spp. **Systematic Parasitology**, 14, 2: 93-100, 1989.

ROHDE, K.; WORTHEN, W. B.; HEAP, M.; HUGUENY, B.; GUÉGAN, J.F. Nestedness in assemblages of metazoan ecto- and endoparasites of marine fish. **International Journal of Parasitology**, 28, 4: 543-9, 1998.

ROHDE K. **Monogenea Polyopisthocotylea and Monopisthocotylea**. Ecology and Evolution. Disponível em <<http://krohde.wordpress.com/article/monogenea-ectoparasitic-flukes-flatworms-xk923bc3gp4-75/>>. Acesso em 05/12/2014, 2011.

RUELAS, N.; CORDOVA, E. Monogeneos de Scomber japónicas peruanas del litoral sur peruano. **Revista Peruana de Parasitología**, 11, 1, 1995.

SAAD, C. D. R.; VIEIRA, F.M.; LUQUE, J. L. Larvae of Anisakidae Skrjabin & Karokhin, 1945 (Nematoda, Ascaridoidea) in *Lophius gastrophysus* Miranda-Ribeiro, 1915 (Actinopterygii, Lophiidae) from the coastal zone of the State of Rio de Janeiro, Brazil. **Neotropical Helminthology**, 6, 2: 159-177, 2012.

SANIL, N.K.; ASOKAN, P.K.; JOHN, L.; VIJAYAN, K.K. Pathological manifestations of the acanthocephalan parasite, *Tenuiproboscis* sp. in the mangrove red snapper (*Lutjanus argentimaculatus*) (Forsskål, 1775), a candidate species for aquaculture from Southern India. **Aquaculture**, 310 (3–4), 259–266, 2011.

SANTOS, C.P.; BORGES, J. N.; FERNANDES, E.; PIZANI, A.P. Nematoda. In: PAVANELLI, G. C., TAKEMOTO, R. M., EIRAS, J.C. **Parasitologia de peixes de água doce do Brasil**. 1ª Edição, 453 Pg. ABRAPOA. 2013a.

SANTOS, C. P., LOPES, K.C., COSTA, V.S., SANTOS, E.G.N. Fish-borne trematodosis: Potential risk of infection by *Ascocotyle (Phagicola) longa* (Heterophyidae). **Veterinary Parasitology**, 193: 302 - 306. 2013b.

SANTOS, C.P.; MACHADO, P.M.; SANTOS, E.G. Acanthocephala. In: PAVANELLI, G. C., TAKEMOTO, R. M., EIRAS, J.C. **Parasitologia de peixes de água doce do Brasil**. 1ª Edição, 453 Pg. ABRAPOA. 2013c.

SCOLES, D. R.; COLLETTE, B. B.; GRAVES, J. E. Global Phylogeography of mackerels of the genus *Scomber*. **Fishery Bulletin-National Oceanic and Atmospheric Administration**. 96: 823-842, 1998.

SEMENAS, L.; UBEDA, C. Difilobotriasis humana en la Patagonia, Argentina. **Revista Saúde Pública**, 31, 3: 302-307, 1997.

SHUKHGALTER, O. A. The parasite fauna of the chub mackerel (Scombridae : *Scomber japonicus* Houttuyn, 1782) in the central-eastern Atlantic (Atlantic coast of Northern Africa and the Azores Archipelago banks). **Parazitologiya**, 38, 160-170, 2004.

SILVA, C.M., SÃO CLEMENTE, S.C. Nematóides da família Anisakidae e cestóides da ordem Trypanorhyncha em filés de dourado (*Coryphaena hippurus*) e arioco (*Lutjanus synagris*) e sua importância na inspeção de pescado. **Higiene alimentar**, 15, 80/81: 75-79, 2001.

SOLONCHENKO, A. Parasite fauna of *Scomber colias* from the Atlantic Ocean near the south-western coast of Africa. In: BODYANITSKI, V. A. **Biology of seas**. 14. Parasites of marine animals, 90-95, 1968.

SUTILI, F. J.; GRESSLER, L.T.; PELEGRINI, L. F. V. *Clinostomum complanatum* (Trematoda, Digenea): a parasite of birds and fishes with zoonotic potential in southern Brazil. A Review. **Revista Brasileira de Higiene e Sanidade Animal**, 8.1:99-114, 2014.

SUZUKI, J.; MURATA, R.; HOSAKA, M.; ARAKI, J. Risk factors for human Anisakis infection and association between the geographic origins of *Scomber japonicus* and anisakid nematodes. **International Journal of Food Microbiology**, 137: 88-93, 2010.

SZIDAT L. Versuch einer Zoogeographie des Süd-Atlantik mit Hilfe von Leitparasiten der Meeresfische. **Parasitologische Schriftenreihe**, 13, 1.98, 1961.

TADA, I.; OTSUJI, Y.; KAMIYA, H.; MIMORI, T.; SAKAGUCHI, Y.; MAKIZUMI, S. The first case of a human infected with an acanthocephalan parasite, *Bolbosoma* sp. **The Journal of Parasitology**, 69,1:205-208, 1983.

TAKEMOTO, R. M.; LUQUE, J. L.; BELLAY, S.; LONGHINI, C.E.; GRAÇA, R.J. Monogenea. In PAVANELLI, G. C., TAKEMOTO, R. M., EIRAS, J.C. **Parasitologia de peixes de água doce do Brasil**. 453 Pg, 1ª Edição. ABRAPOA, 2013.

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. **Molecular Biology and Evolution**, 28,10: 2731–2739, 2011.

TAVARES, L. E. R.; LUQUE, J.L. 2006. Sistemática, biologia e importância em saúde coletiva de larvas de Anisakidae (Nematoda: Ascaridoidea) parasitas de peixes ósseos marinhos do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. In: SILVA-SOUZA, A. T. (Ed.). **Sanidade de Organismos Aquáticos no Brasil**. Maringá: Abrapoa, p. 297-328, 2006.

THATCHER, V.E. Aquatic Biodiversity in Latin America: Amazon Fish Parasites. **Bulgaria: Pensoft**, 2ª ed., 509 p. 2006.

TIMI, J. Parasites as biological tags for stock discrimination in marine fish from South. **Journal of Helminthology**, 81,2:107-11, 2007

TIMI, J. T.; PAOLETTI, M.; CIMMARUTA, R.; LANFRANCHI, A. L.; ALARCOS, A. J.; GARBIN L, GEORGE-NASCIMENTO, M.; RODRÍGUEZ, D. H.; GIARDINO, G. V.; MATTIUCCI, S. Molecular identification, morphological characterization and new insights into the ecology of larval *Pseudoterranova cattani* in fishes from the Argentine coast with its differentiation from the Antarctic species, *P. decipiens* sp. (Nematoda: Anisakidae). **Veterinary Parasitology**, 199,(1-2): 59-72, 2013.

TINSLEY, R. C.; CABLE, J.; PORTER, R. Pathological effects of *Pseudodiplorchis americanus* (Monogenea: Polystomatidae) on the lung epithelium of its host, *Scaphiopus couchii*. **Parasitology**, 125, 2:143-53, 2002.

TRAVASSOS, L.P. **Introdução ao estudo da Helmintologia** . Revista Brasileira de Biologia 174pg. Rio de Janeiro. 1950.

TRAVASSOS, L.P.; FREITAS, J.F.T.; BUHRNHEIN, P. F. Relatório da excursão do Instituto Oswaldo Cruz ao Estado do Espírito Santo em novembro de 1964. **Boletim do Museu Professor Mello-Leitão, Zoologia**, 31:54p, 1964.

TRAVASSOS, L.P.; FREITAS, J.F.T.; BUHRNHEIN, P. F. Trematódeos de peixes do litoral capixaba *Acanthocolpoides pauloi* gen. N. sp. n. **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro**, 4, 4, 1965.

TRAVASSOS, L.P.; FREITAS, J.F.T; KOHN, A. Trematódeos do Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**,67 (único):1-886, 1969.

VALENTIN, J. L. The Cabo Frio upwelling system. In: SEELINGER, U.; KJERFVE, B. (orgs). Ecological studies: coastal marine ecosystem of Latin America. **Springer –Verlag**, 144: 97-105, 2001.

XYLANDER, W. E. R. Ultrastructure of the lycophora larva of *Gyrocotyle urna* (Cestoda, Gyrocotylidea). **Zoomorphology**. 109, 6: 319-328, 1990.

YAMAGUTI, S. **Monogenetic trematodes of Hawaiian fishes**. University of Hawaii Press, Honolulu, 1968.

YAMAGUTI, S. Digenetic trematodes of Hawaiian fishes. **Keigaku Publishing Co. Tokyo**. 436 p., 1970.

ZAVALA-CAMIN, L. A.; SECKENDORFF, R. W. Reprodução, crescimento e distribuição da cavalinha (*Scomber japonicus*) no sudeste e sul do Brasil. **Boletim do Instituto de Pesca**, 12,2: 1-13, 1985.