

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JULIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS
CAMPUS DE JABOTICABAL**

**DESCRIÇÃO DA FAUNA PARASITÁRIA DE RAIAS E TUBARÕES
MARINHOS (ELASMOBRANCHII), FAUNA ACOMPANHANTE DA
PESCA COMERCIAL NO LITORAL SUL E SUDESTE DO BRASIL**

Silvia Roselli Napoleão
Médica Veterinária

2014

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JULIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS
CAMPUS DE JABOTICABAL**

**DESCRIÇÃO DA FAUNA PARASITÁRIA DE RAIAS E TUBARÕES
MARINHOS (ELASMOBRANCHII), FAUNA ACOMPANHANTE DA
PESCA COMERCIAL NO LITORAL SUL E SUDESTE DO BRASIL**

Silvia Roselli Napoleão

Orientador: Prof. Dr. Ricardo Massato Takemoto

Coorientador: Prof. Dr. Rodrigo Ozório

**Tese apresentada à Faculdade de Ciências
Agrárias e Veterinárias – Unesp, Campus de
Jaboticabal, como parte das exigências para
a obtenção do título de Doutor em Medicina
Veterinária (Patologia Animal).**

2014



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

CAMPUS DE JABOTICABAL

FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS DE JABOTICABAL

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: DESCRIÇÃO DA FAUNA PARASITÁRIA DE RAIAS E TUBARÕES MARINHOS (ELASMOBRANCHII), FAUNA ACOMPANHANTE DA PESCA COMERCIAL NO LITORAL SUL E SUDESTE DO BRASIL

AUTORA: SILVIA ROSELLI NAPOLEÃO

ORIENTADOR: Prof. Dr. RICARDO MASSATO TAKEMOTO

CO-ORIENTADOR: Prof. Dr. RODRIGO OTÁVIO DE ALMEIDA OZORIO

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de DOUTOR EM MEDICINA VETERINÁRIA, Área: PATOLOGIA ANIMAL, pela Comissão Examinadora:

Prof. Dr. RICARDO MASSATO TAKEMOTO
Universidade Estadual de Maringá / Maringá/PR

Profa. Dra. FABIANA PILARSKI
Centro de Aquicultura da Unesp / Jaboticabal/SP

Prof. Dr. ROBERSON SAKABE
Universidade Federal Fluminense / Niterói/RJ

Profa. Dra. CRISTIANE FÁTIMA MELDAU DE CAMPOS AMARAL
Pós-Doutoranda / CAUNESP / Jaboticabal/SP

Profa. Dra. ADRIANA SACIOTO MARCANTÔNIO
Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios / Pindamonhangaba/SP

Data da realização: 31 de janeiro de 2014.

N216d Napoleão, Silvia Roselli
Descrição da fauna parasitária de raias e tubarões marinhos (Elasmobranchii), fauna acompanhante da pesca comercial no litoral sul e sudeste do Brasil / Silvia Roselli Napoleão. -- Jaboticabal, 2014
xvii, 80 p. : il. ; 28 cm

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2014
Orientador: Ricardo Massato Takemoto
Coorientador: Rodrigo Ozório
Banca examinadora: Adriana Sacioto, Roberson Sakabe, Cristiane Fátima Meldau de Campos, Fabiana Pilarski.

Bibliografia

1. Cestoda. 2. Nematoda. 3. *By catch*. 4. Elasmobrânquios. I. Título. II. Jaboticabal-Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias.

CDU 639.22:597.31

Ficha catalográfica elaborada pela Seção Técnica de Aquisição e Tratamento da Informação – Serviço Técnico de Biblioteca e Documentação - UNESP, Câmpus de Jaboticabal.

DADOS CURRICULARES DA AUTORA

SILVIA ROSELLI NAPOLEÃO – Nasceu no município de São Bernardo do Campo, Estado de São Paulo, no dia 23 de outubro de 1982. Em dezembro de 2004 graduou-se em Medicina Veterinária pela Universidade Metodista de São Paulo. Teve o título de Mestre em Aquicultura e Pesca (área de concentração Aquicultura) defendido em outubro de 2007 pelo Instituto de Pesca/APTA/SAA-SP. Já atuou como docente no ensino médio pela rede estadual de São Paulo no curso de Biologia (2004-2005), em curso técnico de Enfermagem Veterinária (2007-2009) e em curso superior na disciplina de Animais Silvestres na Universidade Anhembi Morumbi, SP (2008). Foi Médica Veterinária do Centro de Zoonoses da Prefeitura de Santo André entre 2009 e 2010, quando ingressou neste Programa de Pós Graduação. Desde agosto de 2012 é Médica Veterinária efetiva da Prefeitura de São Paulo, atuando junto ao Centro de Zoonoses.

“Complicações surgiram, persistiram e foram superadas. Yo-ho.”
Capitão Jack Sparrel, em “Piratas do Caribe”.



Quino, em “10 Anos com Mafalda” (1991).

DEDICO

Aos meus pais

Nolberto Silvio Napoleão e Gilda Roselli Napoleão

Por me incentivarem a seguir meus sonhos e acreditarem no meu potencial.

Ao meu irmão

Nolberto Silvio Napoleão Júnior

Pela companhia nos momentos bons e ruins.

Aos demais membros da família

Molusca, Guaxinim e saudoso Leôncio

AGRADECIMENTOS

Ao meu orientador, Professor Dr. Ricardo Massato Takemoto, agradeço pela confiança, apoio, dedicação e por não me deixar perder a fé! Muito obrigada!

Ao Dr. Alberto Ferreira de Amorim, pelo fornecimento dos exemplares deste estudo, pelo auxílio e pela disponibilidade do Instituto de Pesca de Santos na colaboração deste trabalho.

À Profa. Dra. Ana Julia Fernandes Cardoso de Oliveira, ao Prof. Dr. Otto Bismarck Gadig, e Profa. Dra. Renata de Britto Mari, assim como as técnicas de laboratório da Unesp São Vicente pela atenção e auxílio nas atividades que desenvolvi na instituição.

À Dra. Maria de los Angeles Perez Lizama pelos ensinamentos e colaboração.

À Dra. Rose Eli Grassi Rici, pela colaboração na realização das imagens de microscopia eletrônica de varredura, realizadas na USP.

Ao amigo Antonio Mataresio Antonucci, pelos ensinamentos e por toda a ajuda, em todos os momentos! Não tenho como agradecer!!!

À Iniciação Científica do Instituto de Pesca de Santos, Aline Poscai, por ser meu braço direito na baixada: muito obrigada amiga!

Às mestrandas do Instituto de Pesca de Santos por toda a ajuda e companheirismo: Beatriz Schmidt, Barbara Piva-Silva e Natalia Della-Fina.

Às amigas de Jaboticabal: Juliana Lolli, Kalina Simplício, Aninha Guerreiro e Elaine Talita Santos (Tocha) pelo apoio, compreensão e amizade em todos os momentos, mesmo nos mais difíceis.

Aos amigos do Laboratório de Ictioparasitologia da UEM: Janaína, Eliane, Guilherme, Letícia, Priscila e Geza, obrigada pelos bons momentos em Maringá.

Aos veterinários da Prefeitura de São Paulo, sempre incentivadores e dispostos a colaborar na conciliação do meu trabalho com a realização desta pesquisa: Daniel Leite da Silva, Roberta Mascolli, Eunice Parodi, Pedro Santos, Paulo Cantagallo, Thiago Kenji, muito obrigada!

A todos que de alguma forma contribuíram para que este trabalho pudesse ser realizado, muito obrigada!!!

SUMÁRIO

	Página
ÍNDICE DE TABELAS	x
ÍNDICE DE FIGURAS	xi
RESUMO	xvi
SUMMARY	xvii
CAPITULO 1 – CONSIDERAÇÕES GERAIS	01
1.2. A pesca de elasmobrânquios no Brasil.....	02
1.3. Características biológicas das espécies de elasmobrânquios capturadas neste trabalho.....	05
1.3.1. Tubarões.....	05
1.3.2. Raias.....	09
1.4 Parasitismo em peixes elasmobrânquios.....	26
1.4.1. Cestoda.....	27
1.4.2. Nematoda.....	29
1.5 OBJETIVOS.....	30
1.5.1. Objetivos específicos.....	30
REFERÊNCIAS.....	30
CAPÍTULO 2. TÉCNICAS NECROSCÓPICAS EM ELASMOBRÂNQUIOS COM INTERESSE EM ESTUDOS PARASITOLÓGICOS	37
CAPITULO 3. OCORRÊNCIA DE <i>Rhinoptericola megacantha</i> (CESTODA, TRYPANORHYNCHA) EM NOVO HOSPEDEIRO E NOVA LOCALIDADE	47
CAPÍTULO 4. REGISTRO DE NOVOS HOSPEDEIROS PARA <i>Proleptus acutus</i> Dujardin, 1845 e <i>Procamallanus (Spirocamallanus) pereirae</i> Annereaux, 1946 (NEMATODA) EM RAIAS MARINHAS NO LITORAL BRASILEIRO	52

CAPITULO 5. NOVAS OCORRÊNCIAS DE CESTÓIDES EM RAIAS MARINHAS NO BRASIL.....	67
CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	80

ÍNDICE DE TABELAS

	Página
CAPÍTULO 2	
Tabela 1. Formulário de Necropsia adequado ao trabalho para peixes cartilagosos.....	36
CAPÍTULO 4	
Tabela 1. Nematóides encontrados nas sete diferentes espécies de raias marinhas, em diferentes artes de pesca, entre abril de 2012 e abril de 2013 no litoral sudeste e sul do Brasil.....	53
CAPÍTULO 5	
Tabela 1. Cestóides encontrados em cinco diferentes espécies de raias, provenientes da pesca acompanhante no litoral sul e sudeste do Brasil, entre abril de 2012 e maio de 2013.....	67

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
CAPÍTULO 1	
Figura 1. <i>Squatina guggenheim</i> , Marini, 1936.....	06
Figura 2. Distribuição geográfica de <i>Squatina guggenheim</i> . As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência.....	07
Figura 3. <i>Squatina occulta</i> , Vooren & da Silva, 1991.....	07
Figura 4. <i>Sphyrna lewini</i> , Griffith & Smith, 1834.....	08
Figura 5. Distribuição geográfica de <i>Sphyrna lewini</i> . As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência.....	09
Figura 6. <i>Atlantoraja platana</i> , Gunther, 1880.....	10
Figura 7. <i>Atlantoraja cyclophora</i> , Regan, 1903.....	11
Figura 8. Distribuição geográfica da raia <i>Atlantoraja cyclophora</i> . As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência.....	11
Figura 9. <i>Atlantoraja castelnauii</i> , Ribeiro, 1907.....	12
Figura 10. Distribuição geográfica da raia <i>Atlantoraja castelnaui</i> . As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência.....	13
Figura 11. <i>Rioraja agassizii</i> , Muller & Henle, 1841.....	13

Figura 12. Distribuição geográfica da raia <i>Rioraja agassizii</i> . As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência.....	14
Figura 13. <i>Rhinobatos horkelli</i> , Müller & Henle, 1841.....	15
Figura 14. Distribuição geográfica da raia <i>Rhinobatos horkelli</i> . As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência.....	15
Figura 15. <i>Rhinobatos percellens</i> , Walbaum, 1792.....	16
Figura 16. Distribuição geográfica da raia <i>Rhinobatos percellens</i> . As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência.....	16
Figura 17. <i>Zapteryx brevirostris</i> , Müller & Henle, 1841.....	17
Figura 18. <i>Dasyatis americana</i> , Hildebrand & Schroeder, 1928.....	18
Figura 19. <i>Dasyatis hypostigma</i> , Santos & Carvalho, 2004.....	19
Figura 20. <i>Rhinoptera bonasus</i> , Mitchill, 1815.....	20
Figura 21. Distribuição geográfica da <i>Rhinoptera bonasus</i> . As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência.....	21
Figura 22. <i>Rhinoptera brasiliensis</i> , Müller, 1836.....	21
Figura 23. <i>Myliobatis freminvillei</i> , Lesueur, 1824.....	22

Figura 24. Distribuição geográfica da raia <i>Myliobatis freminvillei</i> . As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência.....	23
Figura 25. <i>Gymnura altavela</i> , Linnaeus, 1758.....	23
Figura 26. Distribuição geográfica da raia <i>Gymnura altavela</i> . As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie.....	24
Figura 27. <i>Narcine brasiliensis</i> , Olfers, 1831.....	24
Figura 28. Distribuição geográfica da raia <i>Narcine brasiliensis</i> . As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência.....	26
 CAPÍTULO 2	
Figura 1. Avaliação externa de <i>Rhinobattos percellens</i>	39
Figura 2. Incisão arredondada nos dentículos dérmicos da região ventral de <i>Rhinobattos percellens</i>	40
Figura 3. Observação à necropsia de órgãos internos de <i>Rhinobattos percellens</i>	40
Figura 4. Exposição de fígado e trato gastrointestinal para remoção e procura de parasitos em exemplar de <i>Rhinobatto percellens</i>	41
Figura 5. Exposição de órgãos internos de exemplar de <i>Rhinobattos percellens</i> : A - Fígado, B - Intestino, C - Estômago e D - Baço.....	42
Figura 6. A e B: Sequência da remoção do revestimento superficial ao redor das fendas branquiais para localização das brânquias de <i>Rhinobattos percellens</i>	44
Figura 7. A e B: Sequência de remoção de revestimento superficial para visualização do coração do exemplar de <i>Rhinobattos percellens</i>	44

CAPÍTULO 3

- Figura 1.** *Rhinoptericola megacantha* (Cestoda, Trypanorhyncha), coletado pela primeira vez em *Rhinoptera brasiliensis*, no Brasil. A- Armadura basal, 1- Cinco tipos diferentes de tentáculos. B – Extremidade anterior. 2- quatro tentáculos parcialmente exteriorizados. 3- bótrios ovais pareados..... 49

CAPÍTULO 4

- Figura 1.** *Procamallanus* (S.) *pereirae* coletado nas raias *Atlantoraja castelnaui* e *A. cyclophora*, provenientes do litoral sudeste e sul do Brasil. A - extremidade anterior, B- extremidade anterior com destaque para esôfago: porção muscular e glandular, C – extremidade posterior da fêmea, D- extremidade posterior do macho..... 56

- Figura 2.** Microscopia eletrônica de varredura de *Procamallanus* (S.) *pereirae*, fêmea, extremidade posterior (escala 30µm)..... 57

- Figura 3.** Microscopia eletrônica de varredura de *Procamallanus* (S.) *pereirae*, macho: A - extremidade posterior (escala 100µm). B – extremidade anterior (escala 30µm)..... 58

- Figura 4.** *Proleptus acutus* coletado nas raias *Atlantoraja platana*, *Rhinobatos percelens*, *Rhinobatos horkelli*, *Zapteryx brevirostris*, *Rioraja agassizii* e *Atlantoraja cyclophora*, provenientes do litoral sudeste e sul do Brasil. A - extremidade anterior, B- extremidade posterior do macho, C- extremidade posterior da fêmea..... 57

- Figura 5.** Microscopia eletrônica de varredura de *Proleptus acutus*, fêmea: A - extremidade posterior (escala 100µm). B – extremidade anterior (escala 30µm)..... 60

Figura 6. Microscopia eletrônica de varredura de <i>Proleptus acutus</i> , macho: A - extremidade posterior (escala 100µm). B – extremidade anterior (escala 30µm).....	61
--	----

CAPÍTULO 5

Figura 1. Figura 1: A- <i>Rhodobothrium sp.</i> , encontrado em <i>Rhinoptera brasiliensis</i> , no Brasil (escala 1,0mm). B- proglotes de <i>Rhodobothrium sp.</i> (escala 0,25mm).....	70
Figura 2. Escólex de Cestóide gen. sp. 1(escala 0,125mm).....	71
Figura 3. A- Escólex de <i>Cairaeanthus sp.</i> (escala 0,5mm). B- Proglotes de <i>Cairaeanthus sp.</i> (escala 0,5mm).....	72
Figura 4. Figura 4: Escólex de <i>Tiarabothrium sp.</i> (escala 0,125mm).....	74
Figura 5. A- Escólex de Cestóide gen. sp. 2. (escala 0,5mm). B- Par de ganchos presentes em cada um dos bótrios do escólex (escala 0,05mm). C- Proglotes de Cestóide gen. sp. 2. (escala 0,25mm).....	75
Figura 6. A- Escólex de <i>Uncibilocularis sp.</i> (escala 0,5mm). B- Ganchos presentes no escólex de <i>Uncibilocularis sp.</i> (escala 0,125mm).....	77

DESCRIÇÃO DA FAUNA PARASITÁRIA DE RAIAS E TUBARÕES MARINHOS (ELASMOBRANCHII), FAUNA ACOMPANHANTE DA PESCA COMERCIAL NO LITORAL SUL E SUDESTE DO BRASIL

RESUMO – O objetivo principal deste estudo foi determinar a diversidade dos parasitos que ocorrem nas raias e tubarões marinhos no litoral sul e sudeste do Brasil, capturados pela pesca de arrasto-de-parelha e de arrasto de fundo duplo de pequeno e médio porte - pesca do camarão sete-barbas (*Xiphopenaeus kroyeri*) e pesca do camarão-rosa (*Penaeus brasiliensis*) respectivamente, e desembarcados nas cidades de Santos e Guarujá-SP. Entre abril de 2012 e abril de 2013, foram necropsiadas quatorze espécies de raias e três espécies de tubarões, totalizando 123 exemplares: 7 tubarões e 116 raias. Como resultados, reporta-se nova ocorrência do nematoda *Proleptus acutus* em *Atlantoraja platana*, *Rhinobatos percellens*, *Rhinobatos horkelli*, *Zapteryx brevirotris*, *Rioraja agassizii* e *Atlantoraja cyclophora*, e nova ocorrência de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pereirae* em *Atlantoraja castenau* e *Atlantoraja cyclophora*, e nova ocorrência do cestoda *Rhinoptericola megacantha* em *Rhinoptera brasiliensis*. Reporta-se também ocorrência de seis diferentes espécies de cestóides, ainda não registrados: duas das espécies encontradas (Cestoda gen. sp. 1 e Cestoda gen. sp. 2) pertencem a gêneros ainda não descritos em literatura. Os demais cestóides foram identificados apenas em nível de gênero (*Rhodobothrium* sp., *Cairaeanthum* sp., *Tiarabothrium* sp e *Uncibilocularis* sp.), pois não se caracterizam nas espécies já descritas dos mesmos.

Palavras – chave: cestoda, nematoda, fauna acompanhante, elasmobrânquios.

DESCRIPTION OF THE PARASITIC FAUNA OF MARINE RAYS AND SHARKS (ELASMOBRANCHII), BY CATCH OF COMMERCIAL FISHING IN SOUTH AND SOUTHEAST COAST OF BRAZIL

SUMMARY – The main objective of this study was to determine the diversity of parasites in marine sharks and rays in the south and southeast coast of Brazil, catches by pair trawls and by bottom trawling of small and medium size– for fishery of shrimp *Xiphopenaeus kroyeri* and *Penaeus brasiliensis*, respectively, and landed in the cities of Santos and Guaruja - SP . Between april 2012 and april 2013, fourteen species of stingrays and three species of sharks, totaling 129 animals, were necropsied: 7 sharks and 116 rays. As a result, refers reoccurrence of nematode *Proleptus acutus* in *Atlantoraja platana* , *Rhinobatos percellens*, *Rhinobatos horkelli*, *Zapteryx brevirotris*, *Rioraja agassizii* and *Atlantoraja cyclophora*, recurrence of *Procamallanus (Spirocamallanus) pereirae* in *Atlantoraja castenau* and *Atlantoraja cyclophora*, and recurrence the Cestoda *Rhinoptericola megacantha* in *Rhinoptera brasiliensis* . It refers also occurrence of six different species of cestodes, not yet recorded: two of the species found (Cestoda sp. gen. 1 and Cestoda gen. sp. 2) belong to genera not yet described in the literature . The other cestodes were identified only at genus level (*Rhodobothrium sp.*, *Cairaeanthum sp.*, *Uncibilocularis sp.* and *Tiarabothrium sp.*), because it does not characterize the species already described them.

Key words: cestoda, nematoda, *by catch*, elasmobranch.

CAPITULO 1 - CONSIDERAÇÕES GERAIS

A Classe Chondrichthyes compreende os peixes com esqueleto cartilaginoso. É separada em duas subclasses: Elasmobranchii, que inclui tubarões e raias e Subterbranchialia (Holocephali), que abrange as quimeras (RICHTER et al., 2000).

Compagno (1991) estimou a existência de no mínimo 376 espécies de tubarões, 494 de raias e 31 de quimeras no mundo. Posteriormente, esse número foi ampliado para 395 espécies de tubarões e 526 espécies de raias, não sendo incluídas as quimeras nessa lista (COMPAGNO, 1999). A mais recente listagem de Chondrichthyes viventes indica a existência de aproximadamente 405 espécies de tubarões, 547 espécies de raias e 34 de quimeras (COMPAGNO, 2005).

No Brasil, o Relatório do Programa Nacional de Levantamento Biológico (LESSA et al., 1999) indicou a ocorrência de 82 espécies de tubarões e 45 de raias, mas estima-se que os números de espécies da condrofauna brasileira certamente ainda serão ampliados, considerando que revisões, descrições e redescrições ainda são frequentes nesse grupo (DIAS-NETO et al., 2011).

Os Condríctios podem ser definidos pelo conjunto de características: esqueleto constituído principalmente por cartilagem; presença de cartilagens labiais; quatro a sete pares de aberturas branquiais; ausência de pulmões ou vesícula gasosa; condroneurocrânio fundido em peça única; nadadeiras peitorais e pélvicas pares; órgãos copuladores externos (mixopterígio ou “clásperes”), situados na margem interna das nadadeiras pélvicas dos machos; nadadeira caudal sustentada pela coluna vertebral ao longo de seu eixo longitudinal; nadadeiras sustentadas por raios conectivos elásticos (ceratotríquias); superfície externa do corpo coberta por denticulos dermo-epidérmicos (“escamas placóides” - estruturas semelhantes a dentes, com coroa esmaltada e dentina); dentes orais dispostos em séries que podem ser substituídas ao longo da vida (COMPAGNO, 1999).

Os elasmobrânquios constituem um importante componente da ictiofauna marinha do Brasil, tanto em diversidade quanto em abundância (LESSA et al., 1986). Varias espécies de tubarões e raias ocorrem na plataforma continental do sul do

Brasil ao longo de todo o ano, realizando migrações sazonais na plataforma entre águas costeiras rasas e de maiores profundidades (VOREEN, 2005).

A maioria das espécies é estrategista K, ou seja, apresenta ciclo de vida longo, com crescimento lento, baixa fecundidade relativa e maturidade sexual tardia (HOENIG; GRUBER, 1990, STEVENS et al., 2000), características que constituem fator que dificulta a reposição populacional em face da mortalidade excessiva imposta às suas populações pela pesca, sobretudo em decorrência da estreita relação entre a população explorada (estoque) e as classes etárias que incluem indivíduos recrutas (HOLDEN, 1974).

São conhecidas seis ordens, 20 famílias, 76 gêneros e cerca de 547 espécies de raias. De modo geral, estas apresentam corpo achatado dorso-ventralmente e nadadeiras peitorais fundidas à cabeça formando um contorno único; cinco ou seis pares de fendas branquiais situados na parte ventral anterior do corpo. A maioria das espécies apresenta modo de vida sedentário, associado ao substrato marinho, havendo várias espécies restritas à água doce (ROSS; SCHAFER, 2000; RICHTER et al., 2000, COMPAGNO, 2005).

Os tubarões estão distribuídos em oito ordens, 33 famílias, 96 gêneros e cerca de 400 espécies. Ocupam tanto a coluna de água como os ambientes bentônicos. Todos os tubarões são marinhos, embora algumas espécies possam entrar em água doce, como *Carcharhinus leucas* e *Glyphis gangeticus* (COMPAGNO, 1999). Os tubarões possuem corpo alongado e fusiforme e cinco a sete pares de fendas branquiais situados nas laterais da cabeça (RICHTER et al., 2000).

1.2. A pesca de elasmobrânquios no Brasil

Os elasmobrânquios, de maneira geral, apresentam características únicas em sua biologia que tornam insustentável sua captura contínua em larga escala (CAMHI et al., 1998). O declínio marcante e as extinções locais observadas em populações de espécies de raias marinhas (*Dipturus* spp. e *Rostroraja alba*) são um indicativo de que alguns limites de exploração comercial de raias já foram alcançados ou ultrapassados (BRANDER, 1981; CAMHI et al., 1998; CASEY; MYERS, 1998; DULVY et al., 2000).

Segundo Lessa et al. (1999), elasmobrânquios são capturados em praticamente todas as modalidades de pesca, tanto industrial como artesanal, com destaque para a pesca de espinhel, rede de emalhe (de superfície e de fundo) e arrasto de fundo com portas. Além da captura tradicional de elasmobrânquios como fauna acompanhante de outras espécies com maior valor comercial (*by catch*), tem aumentado a pesca direcionada para este grupo devido à valorização de seus subprodutos no mercado nacional e internacional (SBEEL, 2005).

A área compreendida pelas regiões Sudeste e Sul apresenta o maior volume de desembarque da pesca extrativa marinha do Brasil (IBAMA, 2008). A pesca artesanal nas regiões Sudeste e Sul envolve grande número de pescadores, artes de pesca e espécies-alvo (LESSA, 2006; HAIMOVICI et al., 2006). Predominam nessa modalidade as pescas-de-arrasto dos camarões *Artemesia longinaris*, *Farfantepenaeus brasiliensis*, *F. paulensis*, *Litopenaeus schmitti* e *Xiphopenaeus kroyeri* e pescarias com rede-de-emalhe direcionadas a pescadas, corvinas e linguados (LIMA; CHAVES, 2005; HAIMOVICI et al., 2006).

Há ainda a prática do *finning*, em que as nadadeiras são removidas dos tubarões e o corpo do animal é descartado ao mar, muitas vezes ainda vivo, contribuindo para a depleção de diversos estoques, além de causar grande dano ecológico e desperdício econômico (KOTAS et al., 2005; TRAVASSOS; HAZIN, 2005). A prática do *finning* é proibida no Brasil desde novembro de 2012 (BRASIL, 2012).

Acreditava-se que no desembarque pesqueiro no sul e sudeste do Brasil seria comum a rejeição a bordo das diferentes espécies de raias, porém, estudos recentes mostram que nos desembarques ocorridos nas cidades de Santos e Guarujá-SP, é cada vez maior o desembarque da categoria “raias”. As raias são desembarcadas sem distinção de espécie, talvez porque o mercado consumidor não possua esta exigência. O maior consumo destas espécies ocorreu pela baixa produção de outros peixes, aliados a produção em pequena escala da carne de raia, utilizada por restaurantes (CASARINI, 2006).

No mercado de peixe municipal de Santos-SP, cerca de três boxes comercializam carne de raia, que é desembarcada já eviscerada, e vendida ao

consumidor final em postas, feitas da musculatura das “asas”. O perfil deste público consumidor são de pequenas fábricas alimentícias, que utilizam a carne de raia para subprodutos (como “coxinhas”, que são vendidas como de frango), e restaurantes que comercializam a carne de raia como de carne de siri, no prato “casquinha de siri”. Segundo informações obtidas pela autora informalmente em 2012 na região do Grande ABC, SP, nenhum restaurante oriental admite utilizar a carne de raia, de forma crua, no preparo de *sushis* ou *sashimis*.

Existe também a exportação da carne à Ásia, principalmente a Coréia do Sul, desde 1999, em postas congeladas. Em 2002, a única indústria na cidade de Santos exportou cerca de 100 toneladas de carne de raia apenas naquele ano (CASARINI, 2006).

Mundialmente, a sustentabilidade da atividade de pesca está sendo questionada, pois 80% dos recursos pesqueiros estão plenamente explorados, sobre-explorados, colapsados ou em recuperação de sobrepesca (FAO, 2009). Devido à atividade da pesca predatória, várias espécies de elasmobrânquios têm sido incluídas na Lista Vermelha de Espécies Ameaçadas, da International Union for Conservation of Nature e Natural Resources – IUCN (IUCN, 2013).

No Brasil, o manejo de elasmobrânquios torna-se difícil devido à falta de informações básicas sobre a dinâmica de suas populações (SBEEL, 2005). Aliado a isso, quando comparado com outros pescados, tubarões e raias têm baixo valor econômico, o que lhes confere baixa prioridade no desenvolvimento de políticas de manejo e de conservação (BONFIL, 1994). No ambiente natural, as maiores ameaças aos elasmobrânquios são a atividade pesqueira, a destruição de seus habitats e os vários tipos de poluição do ambiente marinho (SBEEL, 2005).

A fauna é uma verdadeira riqueza para a humanidade, por seu notável valor ecológico, científico, econômico e cultural. Lamentavelmente, uma parcela considerável da sociedade não reconhece, de forma condigna, a magnitude desses valores, sem consciência do valor ecológico que as espécies da fauna desempenham na estruturação e manutenção dos ecossistemas, e que depende delas o equilíbrio biológico essencial para todas as formas de vida. Este quadro é ainda mais agravado pelo desconhecimento técnico sobre muitos aspectos bio-ecológicos da maioria dos

animais da fauna nativa (VIDOLIN et al., 2004). Como a carne de raia habitualmente não é consumida de forma crua no Brasil, no preparo de *sushis*, *sashimis*, ou ceviches, e considerando que apenas a musculatura da asa é consumida de forma cozida, não há risco epidemiológico ou zoonótico no consumo de carne de raia. Entretanto, a pesquisa de endoparasitos em raias marinhas de vida livre justifica-se pela importância do conhecimento técnico sobre aspectos bioecológicos de animais da fauna nativa brasileira, ainda não estudados, visto que os mesmos correm risco de extinção devido a pesca predatória sem controle, e principalmente por não existirem pesquisas deste tema desenvolvidas no Brasil em literatura.

1.3 Características biológicas das espécies de elasmobrânquios utilizadas neste trabalho

Os exemplares estudados foram capturados como fauna-acompanhante em diferentes artes de pesca, no litoral sul e sudeste do Brasil, entre março de 2012 e maio de 2013, e desembarcados nas cidades paulistas de Santos e Guarujá. Foram capturados 123 exemplares de elasmobrânquios: 116 raias e 7 tubarões. Todos os exemplares foram identificados com um laço de plástico, contendo numeração própria, fornecido pelos pesquisadores, para a marcação dos animais a bordo e posterior identificação junto ao mestre da embarcação sobre localização da embarcação no momento da captura.

1.3.1 Tubarões

Família Squatinidae

As características da família são suficientes para identificação do gênero. A taxonomia do grupo não é satisfatória, havendo ainda alguns problemas na identificação de várias espécies em nível mundial (VOOREN; SILVA, 1991).

Gênero *Squatina*

***Squatina guggenheim*, Marini, 1936. (Figura 1).**



Figura 1. *Squatina guggenheim*. Fonte: GADIG, 2001.

Nome-Comum: Cação-anjo.

Nome-comum em inglês: Angular angel shark.

IUCN "Red List" (2011): status "em perigo".

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=2.

Distribuição (Figura 2): Atlântico sul ocidental, desde o Rio de Janeiro até a costa da Argentina. Espécie costeira demersal de águas subtropicais e temperadas, ocorrendo em profundidades entre 10 e 80 metros. No Brasil, ocorre desde o Rio de Janeiro até o Rio Grande do Sul (VOOREN; SILVA, 1991).



Figura 2. Distribuição geográfica de *Squatina guggenheim*. As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência. Fonte: FISHBASE, 2013.

***Squatina occulta*, Vooren & da Silva, 1991 (Figura 3).**



Figura 3. *Squatina occulta*. Fonte: GADIG, 2001.

Nome-Comum: Cação-anjo.

Nome-comum em inglês: Hidden angel shark.

IUCN "Red List" (2013): status desconhecido.

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=3.

Distribuição: Atlântico sul ocidental. Demersal. A ocorrência no Brasil distribui-se do Rio de Janeiro ao Rio Grande do Sul, entre 70 e 320 m de profundidade (VOOREN; SILVA, 1991).

Família Sphyrnidae

Caracterizada pela expansão lateral da região pré-branquial da cabeça, em algumas espécies semelhante a um martelo. A forma da cabeça tem sido caráter importante na identificação das espécies, no entanto devem ser consideradas as variações ontogenéticas (GADIG, 2001).

Gênero *Sphyrna*

***Sphyrna lewini*, Griffith & Smith, 1834 (Figura 4).**

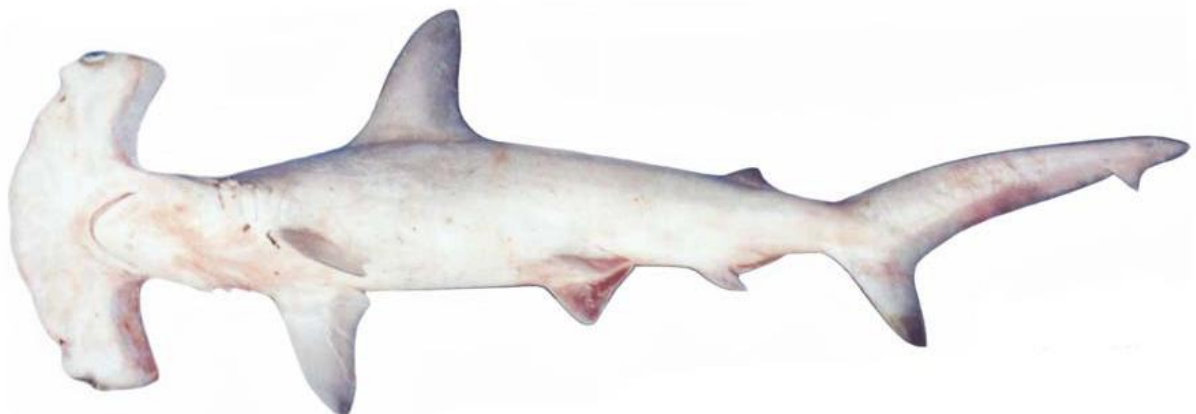


Figura 4. *Sphyrna lewini*. Fonte: GADIG, 2001.

Nome-Comum: Tubarão-martelo, cação-martelo, panan-branca, cambeva.

Nome-comum em inglês: Scalloped hammerhead.

IUCN "Red List" (2013): status "em perigo"

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=2.

Distribuição (Figura 5): Mares temperados e tropicais. Atlântico Oeste: New Jersey (EUA) até o Uruguai, incluindo o Golfo do México e Caribe. Atlântico Leste: Mediterrâneo ocidental até a Namíbia. Mar Vermelho, África Oriental e em todo o

Oceano Índico, do Japão à Nova Caledônia, Hawaii e Taiti. Pacífico Oriental: sul da Califórnia (EUA), até o Equador (provavelmente Peru) (GADIG, 2001).

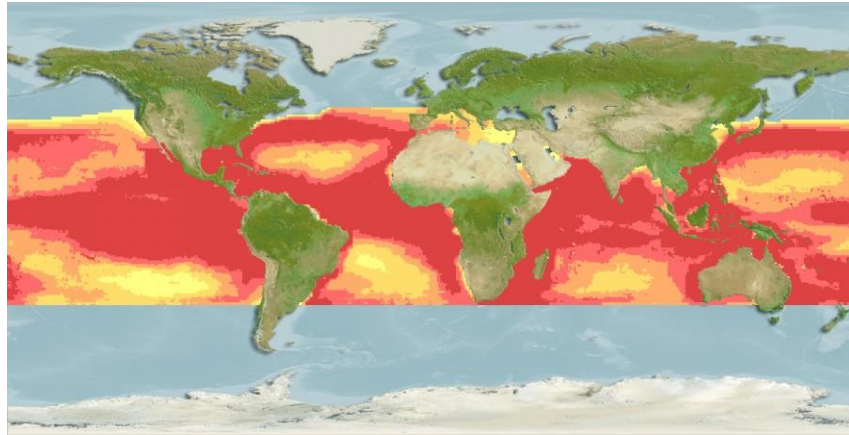


Figura 5. Distribuição geográfica de *Sphyrna lewini*. As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência. Fonte: FISHBASE, 2013.

1.3.2 Raias

Ordem Rajiformes

Família Rajidae

A família Rajidae é conhecida por ocupar quase todos os mares do mundo, tendo como características básicas a margem do disco angular e ausência de espinho de ferrão na base da cauda. Frequentemente são encontradas em ambientes costeiros, na plataforma continental e no talude, mas também em grandes profundidades. Quatro espécies da família Rajidae são endêmicas no Atlântico sudoeste: *Rioraja agassizii*, *Atlantoraja cyclophora*, *A. castelnaui* e *A. platana*, com amplitude de distribuição entre 22°S (limite setentrional no Brasil, Cabo Frio, RJ) e próximo de 40°S, limite meridional no Sul da Argentina. Portanto, comuns na plataforma continental do sudeste e sul do Brasil (FIGUEIREDO, 1977).

Gênero *Atlantoraja* Menni, 1972

Atlantoraja platana, Gunther, 1880 (Figura 6).



Figura 6. *Atlantoraja platana*. Imagem cedida por Natália Della-Fina.

Nome-comum: emplastro.

Nome-comum em inglês: La Plata skate.

IUCN "Red List" (2013): status vulnerável.

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=2.

Distribuição: Brasil, Uruguai e Argentina (MCEACHRAN; DUNN, 1998).

***Atlantoraja cyclophora*, Regan, 1903 (Figura 7).**



Figura 7. *Atlantoraja cyclophora*. Imagem cedida por Natália Della-Fina.

Nome-comum: raia-carimbada, raia-emplastro.

Nome comum em inglês: Eyespot skate.

IUCN "Red List" (2013): status vulnerável.

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=15.

Distribuição (Figura 8): Costa brasileira do Cabo Frio até o sul da Argentina (MCEACHRAN; DUNN, 1998).



Figura 8. Distribuição geográfica da raia *Atlantoraja cyclophora*. As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência. Fonte: FISHBASE, 2013.

***Atlantoraja castelnaui*, Ribeiro, 1907 (Figura 9).**

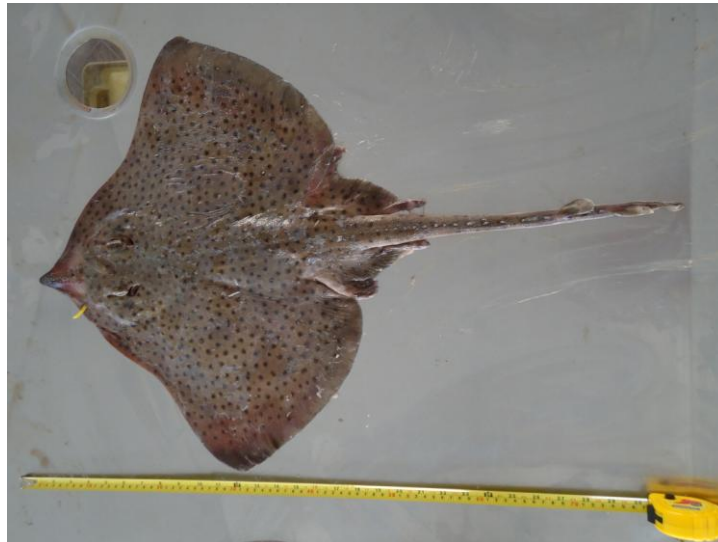


Figura 9. *Atlantoraja castelnaui*. Imagem cedida por Barbara Piva-Silva.

Nome comum: raia-chita, raia-emplastro-pintada.

Nome comum em inglês: Spotback skate.

IUCN "Red List" (2013): status "ameaçada de extinção".

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=12.

Distribuição (Figura 10): Brasil, Uruguai e Argentina (MCEACHRAN; DUNN, 1998).



Figura 10. Distribuição geográfica da raia *Atlantoraja castelnaui*. As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência. Fonte: FISHBASE, 2013.

Gênero *Rioraja* Whitley, 1939

***Rioraja agassizii*, Muller & Henle, 1841(Figura 11).**

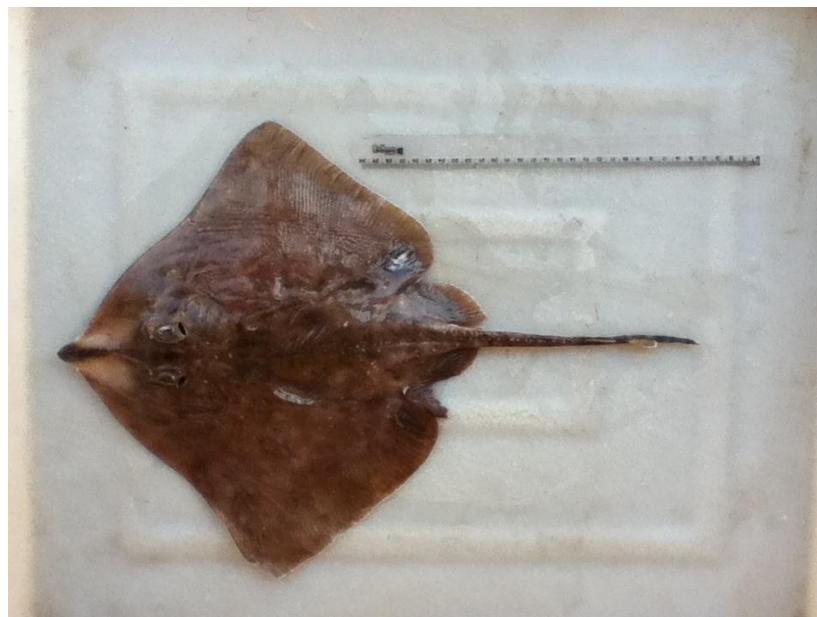


Figura 11. *Rioraja agassizii*. Imagem cedida por Natália Della-Fina.

Nome-comum: raia-santa.

Nome-comum em inglês: Rio skate.

IUCN“Red List” (2013): status vulnerável.

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=26.

Distribuição (Figura 12): Estado do Espírito Santo (Brasil) a Argentina (MCEACHRAN; DUNN, 1998).

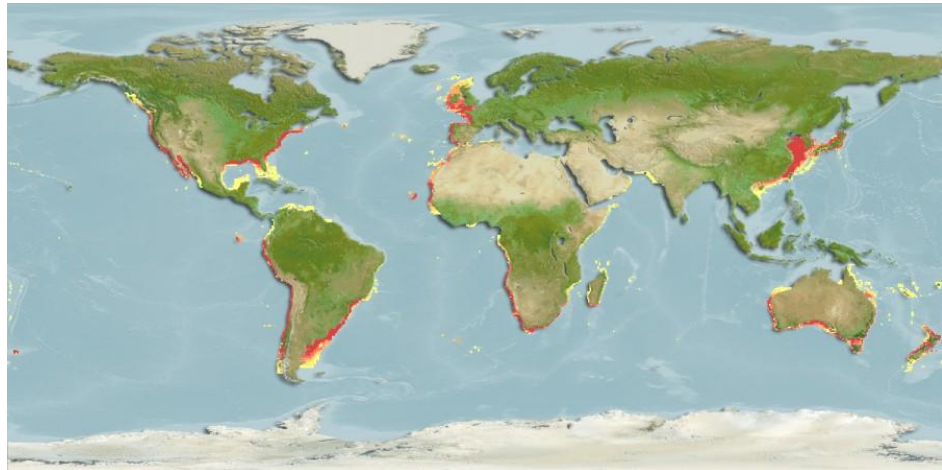


Figura 12. Distribuição geográfica da raia *Rioraja agassizii*. As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência. Fonte: FISHBASE, 2013.

Família Rhinobatidae

Gênero *Rhinobatos*

Segundo Figueiredo (1977), o gênero *Rhinobatos* é conhecido como raia-viola e caracterizado por apresentar cauda longa e larga não demarcada do restante do corpo, com presença de duas nadadeiras dorsais, nadadeiras peitorais relativamente pequenas quando comparadas ao seu comprimento total, rostro rígido e coloração dorsal uniforme.

***Rhinobatos horkelli*, Müller & Henle, 1841(Figura 13).**



Figura 13. *Rhinobatos horkelli*. Imagem cedida por Barbara Piva-Silva.

Nome comum: raia-viola.

Nome comum em inglês: Brazilian guitarfish.

IUCN “Red List” (2013): status “criticamente ameaçado de extinção”.

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=5.

Distribuição (Figura 14): Amplamente distribuído do litoral da Bahia, Brasil, ao Mar Del Plata, Argentina (FIGUEIREDO, 1977).

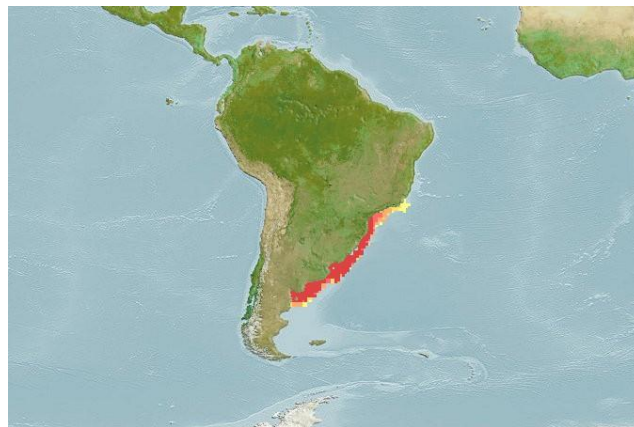


Figura 14. Distribuição geográfica da raia *Rhinobatos horkelli*. As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência. Fonte: FISHBASE, 2013.

***Rhinobatos percellens*, Walbaum, 1792 (Figura 15).**



Figura 15. *Rhinobatos percellens*. Imagem da própria autora.

Nome comum: raia-viola.

Nome comum em inglês: Chola guitarfish.

IUCN “Red List” (2013): status “quase ameaçada”.

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=22.

Distribuição (Figura 16): bastante ampla, nos dois lados do Atlântico; na costa americana, do Caribe ao norte da Argentina (CERVIGÓN et al., 1992).

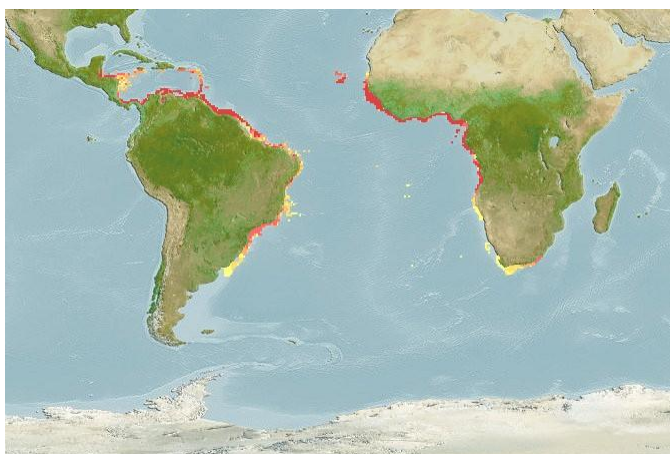


Figura 16. Distribuição geográfica da raia *Rhinobatos percellens*. As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência. Fonte: FISHBASE, 2013.

Gênero *Zapteryx****Zapteryx brevirostris*, Müller & Henle, 1841(Figura 17).**

Figura 17. *Zapteryx brevirostris*. Imagem cedida por Natália Della-Fina.

Nome comum: raia-viola-de-focinho-curto, raia tuiuiú, bandolim.

Nome comum em inglês: Lesser guitarfish.

IUCN “Red List” (2013): status vulnerável.

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=9.

Distribuição: Atlântico Sudoeste: Brasil à Argentina (COMPAGNO, 1999).

Família Dasyatidae

Compreende raias marinhas e dulcícolas, cujas principais características são ausência de nadadeira dorsal, cauda longa e fina contendo um ou mais aguilhões na base superfície dorsal do disco marrom amarelado, com manchas escuras entre os espiráculos, margens de disco e nadadeiras pélvicas azuis na porção dorsal, superfície ventral do disco branco, com dois pares de marcações escuras simétricas em adultos (FIGUEIREDO, 1977).

Gênero *Dasyatis*

No Brasil, o gênero *Dasyatis* é representado por sete espécies: *D. americana*, *D. centroura*, *D. guttata*, *D. say*, *D. violacea* (FIGUEIREDO, 1977), *D. geijskesi* (CHARVET-ALMEIDA, 2001) e *D. hypostigma* (SANTOS; CARVALHO, 2004).

Dasyatis americana, Hildebrand & Schroeder, 1928 (Figura 18).



Figura 18. *Dasyatis americana*. Imagem cedida por Barbara Piva-Silva.

Nome comum: raia-prego.

Nome-comum em inglês: Southern stingray.

IUCN "Red List" (2003): dados insuficientes.

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=2.

Distribuição: New Jersey (EUA) e nordeste do Golfo do México até o sudeste do Brasil, incluindo as Antilhas (ROBINS; RAY, 1986).

***Dasyatis hypostigma*, Santos & Carvalho, 2004 (Figura 19).**



Figura 19. *Dasyatis hypostigma*. Imagem cedida por Barbara Piva-Silva.

Nome comum: raia-manteiga.

Nome-comum em inglês: Groovebelly stingray.

IUCN "Red List" (2003): dados insuficientes.

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=3.

Distribuição: Atlântico Sudoeste: Brasil e Argentina (COUSSEAU et al., 2007).

Ordem Myliobatiformes

Familia Myliobatidae

Rhinoptera bonasus, Mitchill, 1815 (Figura 20).



Figura 20. *Rhinoptera bonasus*. Imagem cedida por Barbara Piva-Silva.

Nome comum: raia-ticonha.

Nome-comum em inglês: Cownose-ray.

IUCN “Red List” (2013): status quase ameaçado.

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=1.

Distribuição (Figura 21): Atlântico Leste: Mauritania, Senegal e Guiné. Atlântico Oeste: Nova Inglaterra à Florida (EUA) e Golfo do México, migrando para Trinidad, Venezuela, Brasil e Uruguai (ROBINS et al., 1986).

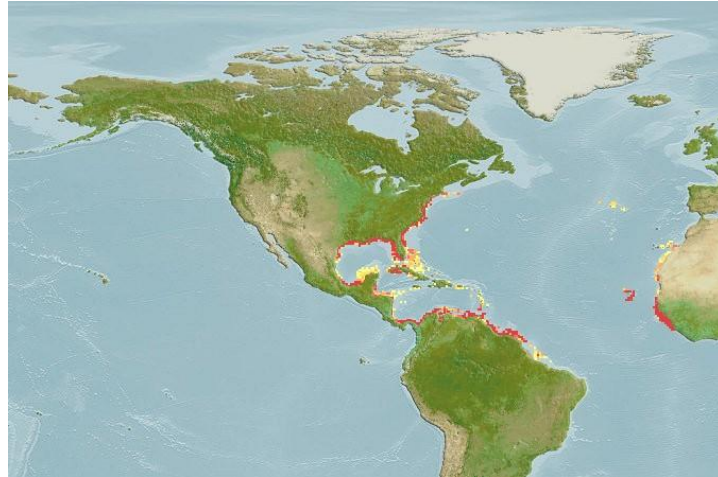


Figura 21. Distribuição geográfica da *Rhinoptera bonasus*. As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência. Fonte: FISHBASE, 2013.

***Rhinoptera brasiliensis*, Müller, 1836 (Figura 22).**



Figura 22. *Rhinoptera brasiliensis*. Fonte: Arquivo pessoal de Otto Gadig.

Nome comum: raia-ticonha, raia-cachorro.

Nome-comum em inglês: Ticon cownose ray.

IUCN "Red List" (2013): status ameaçado.

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=7.

Distribuição: Atlântico Sudoeste (CERVIGÓN; FISCHER, 1979).

***Myliobatis freminvillei*, Lesueur, 1824** (Figura 23).

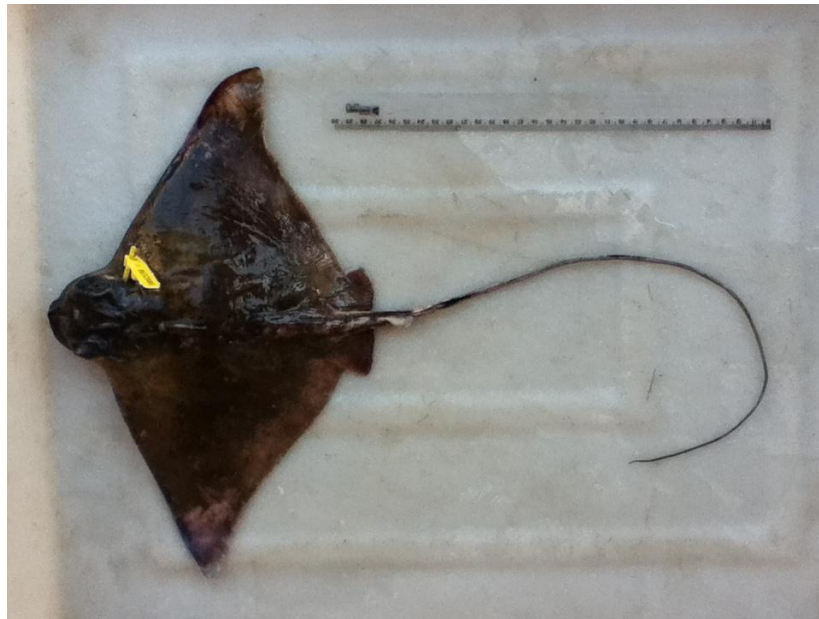


Figura 23. *Myliobatis freminvillei*. Imagem cedida por Natália Della-Fina.

Nome comum: raia-sapo.

Nome-comum em inglês: Bullnose eagle ray.

IUCN "Red List" (2013): dados insuficientes.

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=6.

Distribuição (Figura 24): Atlântico Ocidental: águas continentais a partir de Cape Cod até o sudeste da Flórida (EUA), também no sul do Brasil até a Argentina (ROBINS; RAY, 1986).

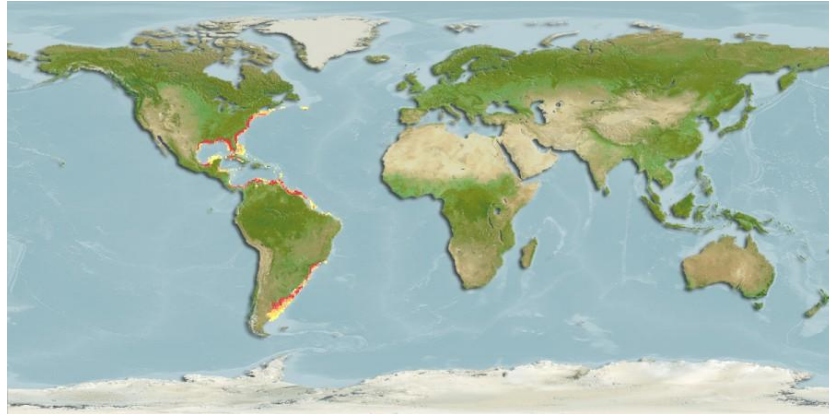


Figura 24. Distribuição geográfica da raia *Myliobatis freminvillei*. As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência. Fonte: FISHBASE, 2013.

Família Gymnuridae

Gênero *Gymnura*

Gymnura altavela, Linnaeus, 1758 (Figura 25).



Figura 25. *Gymnura altavela*. Imagem cedida por Barbara Piva-Silva.

Nome comum: raia-borboleta, jereva.

Nome-comum em inglês: Spiny butterfly Ray.

IUCN "Red List" (2013): status vulnerável.

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=3.

Distribuição (Figura 26): Atlântico Oeste: Sul da Nova Inglaterra, EUA, Brasil até a Argentina. Atlântico Leste: Portugal até Ambriz, Angola (incluindo o Mediterrâneo, Mar Negro e da Madeira e Ilhas Canárias) (BAUCHOT, 1987).

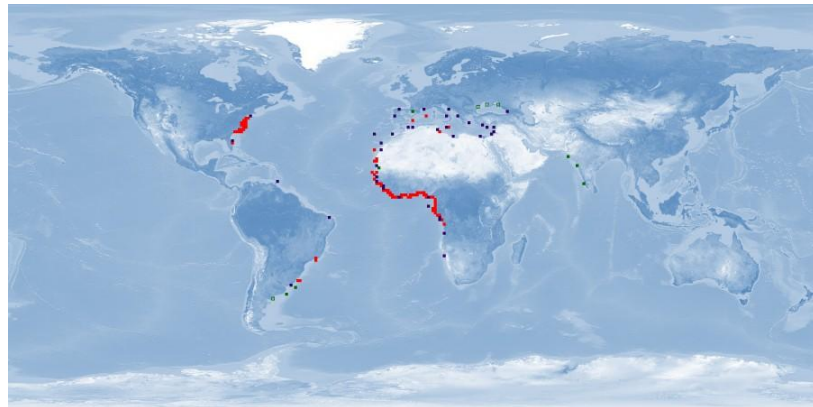


Figura 26. Distribuição geográfica da raia *Gymnura altavela*. As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie. Fonte: FISHBASE, 2013.

Família Narcinidae

Gênero *Narcine*

***Narcine brasiliensis*, Olfers, 1831(Figura 27).**



Figura 27. *Narcine brasiliensis*. Imagem cedida por Barbara Piva-Silva.

Nome comum: raia-elétrica, raia-treme-treme.

Nome-comum em inglês: Brazilian electric ray.

IUCN "Red List" (2013): dados insuficientes.

Exemplares utilizados nesta pesquisa: n=4.

Distribuição (Figura 28): Atlântico Oeste: Espírito Santo (Brasil) até nordeste da Argentina. Carolina do Norte (EUA) até a Flórida, nordeste do Golfo do México (ROBINS; RAY, 1986).



Figura 28. Distribuição geográfica da raia *Narcine brasiliensis*. As áreas em vermelho indicam onde há maior concentração da espécie, e as áreas em amarelo indicam onde há menor ocorrência. Fonte: FISHBASE, 2013.

1. 4 Parasitismo em peixes elasmobrânquios

Os parasitos podem ter os peixes como hospedeiro definitivo, intermediário ou paratênico, sendo encontrados na forma de larvas, formas adultas ou ambos. As larvas são ocasionalmente encontradas na musculatura dos peixes, causa de prejuízo econômico em peixes provenientes da pesca ou de aquicultura (SMITH; NOGA, 1993).

No parasitismo nos peixes, o hospedeiro raramente apresentam sinais clínicos de enfermidades. Isso é possível graças ao seu bom estado nutricional e fisiológico em equilíbrio com o ambiente, evitando a manifestação de doenças, além da eliminação natural por predadores dos animais doentes (PAVANELLI et al., 2008). Entretanto, os parasitos poderão causar diminuição no crescimento e do ganho de peso dos peixes parasitados, podendo causar também diminuição na fertilidade (SMITH;NOGA, 1993).

A composição da fauna parasitária de peixes geralmente depende da localização geográfica do habitat, da estação do ano, das características da água, da fauna presente naquele habitat, entre muitos outros fatores. A estrutura da comunidade parasitária é afetada seriamente pelas características fisiológicas e

biológicas do hospedeiro, como a sua alimentação, uma vez que pode incluir diferentes espécies de animais, os quais servem de hospedeiros intermediários para parasitos completarem seu ciclo de vida nos peixes (DOGIEL, 1970). Já a prevalência do parasitismo esta relacionada a fatores como temperatura, qualidade da água, comportamento, condições gerais e respostas imunológicas do hospedeiro (MOLLER; ANDER, 1986).

Sobre a pesquisa de parasitos em elasmobrânquios, existem poucas literaturas específicas. Há um capítulo dedicado exclusivamente aos parasitos de elasmobrânquios no livro referência em patologia de peixes “Fish Medicine” (CHEUNG, 1993). Há também um capítulo exclusivo no, também referência, “Manual Husbandry of Captive Elasmobranchs” (BENZ;BULLARD, 2004).

Em 2005 foi publicado outro capítulo específico no livro “Biology of sharks and their relatives” (CAIRA et al, 2005). Este último recebeu recente atualização (CAIRA et al, 2012) onde a autora descreve mudança de 1475 espécies descritas de parasitos metazoários em elasmobrânquios para 1917 no intervalo de sete anos entre as duas publicações. Este aumento se deve principalmente à descrição de novos cestóides, monogeneas e copépodos. Observou-se também neste período a ocorrência de conhecidos parasitos ocorrendo em diferentes órgãos.

Neste período também ocorreu a reorganização da Ordem Trypanoryncha (OLSON et al, 2010; PALM, 2004), ressurgimento da Ordem Catecephalidea e Litobothriidea (CAIRA et al, 2005) e o estabelecimento da nova ordem Rhinebothriidea (HEALY et al, 2009).

1.4.1 Cestoda

Os cestodas são endoparasitos do grupo dos platelmintos e seu ciclo evolutivo nos peixes é complexo, envolvendo quase sempre mais de um hospedeiro. O primeiro hospedeiro intermediário é sempre um microcrustáceo e o definitivo pode ser representado por peixes, aves e mamíferos, inclusive o homem (PAVANELLI et al., 2008).

Podem ocorrer nos peixes na forma de adultos maduros sexualmente no intestino ou ceco pilórico, ou nas formas larvais (plerocercóides) encontrados na

cavidade abdominal, vísceras e/ou na musculatura. Os elasmobrânquios geralmente são os hospedeiros finais do ciclo. Cestóides adultos são comumente observados nos intestinos dos elasmobrânquios (SMITH;NOGA, 1993).

De maneira geral, os peixes suportam bem o parasitismo dos cestodas adultos, pois estes parasitos retiram apenas alimento necessário para sua sobrevivência. Danos mais sérios, entretanto, podem ser observados quando os cestodas utilizam estruturas de fixação mais eficientes e que podem determinar alterações importantes do ponto de vista histopatológico, nas camadas que constituem o intestino do hospedeiro (PAVANELLI et al., 2008).

Os cestóides são divididos em duas sub-classes: Eucestoda e Cestodaria. Os cestodarias são cestodas primitivos, sem presença de escolex ou segmentação interna e externa. Parasitam esturjões, silurídeos e quimeras (SMITH;NOGA, 1993).

Os eucestodas usualmente possuem um órgão de fixação e locomoção (escolex), seguido de uma área indiferenciada (pescoço) e variados seguimentos (proglotes), com segmentação interna e externa. Com exceção das ordens Caryophyllidea e Spathebothridea, há presença de um ou mais órgãos reprodutivos por segmento. Onze das treze ordens de Eucestoda tem espécies parasitando peixes de água doce e água marinha, com seis destas ordens parasitando exclusivamente elasmobrânquios (SMITH;NOGA, 1993).

O escolex pode conter ventosas, ganchos, espinhos e ranhuras, ou até mesmo a combinação de mais de um destes. A identificação dos eucestóides é baseado pelas características do escolex e dos órgãos presentes na proglote madura, porém alguns cestóides imaturos podem ser identificados pela ordem baseado na sua morfologia (SMITH;NOGA, 1993).

Das 1917 espécies de parasitos já descritas em elasmobrânquios, 1133 são cestóides (CAIRA et al, 2012).

No Brasil, já existem relatos da ocorrência de cestoides da Ordem Trypanorhyncha em diferentes espécies de tubarões pescados por espinhel no litoral do Paraná e Santa Catarina, com prevalência de 32,2% dos animais parasitados (KNOFF et al, 2000), além de um registro taxonômico de cestoides

Trypanorhyncha/Homeacanthoidea coletados em tubarões no litoral do Paraná (KNOFF et. al, 2004).

1.4.2 Nematoda

Os nematodas são vermes cilíndricos e alongados, encontrados na água e no solo, como forma de vida livre, ou como parasitos invasores de plantas e animais (VARGAS, 1998). Possuem um trato digestivo completo com estômago, esôfago e ânus (SMITH;NOGA, 1993). Existem quatro estádios larvais antes do adulto, sendo o primeiro estágio larval livre na água e os demais parasíticos (VARGAS, 1998).

A maioria dos nematóides adultos ocorrem no estômago e intestino dos peixes, e os demais ocorrem em outros órgãos. Espécies do gênero *Philonema*, *Spiroxys*, *Eustrongylides*, *Contracecum* e *Anisakis* podem causar injúrias no hospedeiro quando realizam migração em órgãos ou tecidos (SMITH; NOGA, 1993).

O número de nematódeos descritos em elasmobrânquios é relativamente pequeno. Precisam de um hospedeiro intermediário, geralmente crustáceo. São encontrados primeiramente no trato digestório, porém também podem ser encontrados na cavidade celomática, brânquias, órgãos olfatórios, esôfago, dutos pancreáticos, tecido sub-cutâneo, pele, nadadeiras e estômago (STOSKOPF, 1993).

A identificação dos nematóides é baseada na anatomia estrutural interna e externa. A estrutura externa é baseada na extremidade anterior, asas, papilas cervicais ou caudais, localização da vulva e presença da bursa copulatória nos indivíduos machos. Internamente, os sistemas digestórios reprodutores e excretores dispõem de uma variedade de formas. No sistema digestório, o formato da cavidade bucal e a presença de dentes ou lábios são característicos, enquanto o comprimento e a morfologia do esôfago são muito variáveis (SMITH; NOGA, 1993).

Os nematóides têm os sexos separados, sendo a maioria que parasitam os peixes ovíparos. Em diversos gêneros, os machos possuem par de espículos utilizados durante a cópula. O formato, tamanho e conteúdo interno dos ovos também são importantes na identificação do nematoide (SMITH; NOGA, 1993).

Diversos autores fizeram chaves a respeito de nematóides para correta identificação dos parasitos, como Andersen et al. (2004).

Poucos processos patológicos podem ser atribuídos à presença de nematóides no trato gastrointestinal dos peixes. Assim como acontece nas infecções por cestóides, a gravidade é maior quando na migração das larvas no hospedeiro (SMITH; NOGA, 1993).

Ao menos 13 espécies em 4 famílias de nematóides parasitam o estomago de elasmobrânquios como larvas ou adultos (SMITH; NOGA, 1993).

1.5. OBJETIVOS

O objetivo principal deste estudo foi conhecer a diversidade dos parasitos que ocorrem nas raias e tubarões marinhos no litoral sul e sudeste do Brasil, capturados pela pesca de arrasto-de-parelha e de arrasto de fundo duplo de pequeno e médio porte - pesca do camarão sete-barbas (*Xiphopenaeus kroyeri*) e pesca do camarão-rosa (*Penaeus brasiliensis*) respectivamente, e desembarcados nas cidades de Santos e Guarujá-SP, por meio de exame parasitológico, em acompanhamentos ao longo de um ano.

1.5.1 Objetivos específicos

- a) Desenvolver técnicas de necropsia adequada para elasmobrânquios;
- b) Identificar a anatomia interna de elasmobrânquios de diferentes espécies de raias e tubarões,
- c) Identificar endoparasitos em raias e tubarões no litoral brasileiro;
- d) Comparar endoparasitos encontrados nas diferentes espécies de elasmobrânquios, de acordo com a literatura mundial.

REFERENCIAS

BAUCHOT, M. L. Raias et autres batoides. In: W. Fischer, M.L. Bauchot and M. Schneider (eds.) **Fiches FAO d'identification pour les besoins de la pêche. (rev. 1). Méditerranée et mer Noire.** Zone de pêche 37. Vol. II. Commission des Communautés Européennes and FAO, Rome, 1987.

BENZ, G. W.; BULLARD, S. A. Metazoan parasites and associates of chondrichthyans with emphasis on taxa harmful to captive hosts. In: SMITH, M. D., THONEY, W.D. E HUETER, R. **The Elasmobranch Husbandry Manual: Captive Care of Sharks, Rays and their Relatives**, 2004. p. 325-416.

BONFIL, R. Overview of world elasmobranch fisheries. **FAO Fisheries Tech. Rep.**, v. 341, p. 1-119 p, 1994.

BRASIL. Instrução Normativa Interministerial MPA/MMA N° 14, de 26 de novembro de 2012.

BRANDER, K. Disappearance of common skate *Raia batis* from Irish Sea. **Nature**, 290: 48–49, 1981.

CAIRA, J. N.; HEALY, C. J. Elasmobranchs as hosts of metazoan parasites. In: CARRIER, J. C.; MUSICK, J. A.; HEITHAUS, M. R. **Biology of sharks and their relatives**. CRC Press, 2012.

CASARINI, L. M. Dinâmica populacional de raias demersais dos gêneros *Atlantoraja* e *Rioraja* (Elasmobranchii, Rajidae) da costa sudeste e sul do Brasil. 2006. 235f. Tese (Doutorado em Oceanografia Biológica) – Universidade de São Paulo, São Paulo, 2006.

CASEY, J. M., MYERS, R. A. Near extinction of a large, widely distributed fish. **Science**. 31:281(5377):690-2, 1998.

CERVIGÓN, F.; FISCHER, W. **INFOPESCA: Catálogo de especies marinas de interes economico actual o potencial para América Latina. Parte 1. Atlántico centro y suroccidental**. Rome: FAO, 1979.

CERVIGÓN, F., R. CIPRIANI, W. FISCHER, L. GARIBALDI, M. HENDRICKX, A.J. LEMUS, R. MÁRQUEZ, J.M. POUTIERS, G. ROBAINA AND B. RODRIGUEZ, 1992. **Fichas FAO de identificación de especies para los fines de la pesca. Guía de campo de las especies comerciales marinas y de aguas salobres de la costa septentrional de Sur América**. Rome: FAO, 1992.

CHARVET-ALMEIDA, P. Ocorrência, Biologia e Uso das Raias de Água Doce na Baía de Marajó (Pará, Brasil), com Ênfase na Biologia de *Plesiotrygon iwamae* (Chondrichthyes: Potamotrygonidae). Dissertação (Mestrado em Biologia) Universidade Federal do Pará, Belém, 2001.

CHEUNG, P. **Parasitic diseases of elasmobranchs**. In: Stoskopf, M. K. Fish Medicine. Ed. Saunders, Philadelphia, 1993.

COMPAGNO, L. J. V. The evolution and diversity of sharks. In: GRUBER, S. H. (Ed.). Discovering Sharks. **American Littoral Society**, v. 14, p. 15-22, 1991.

COMPAGNO, L. J. V. Checklist of living Elasmobranchs. In: HAMLETT, W. C. (Ed.). **Sharks, Skates and Rays: the biology of elasmobranch fishes**. Baltimore: The John Hopkins University Press, p. 471-498, 1999.

COMPAGNO, L. J. V. Checklist of living Chondrichthyes. In: HAMLETT, W. C. (Ed.). **Reproductive Biology and Phylogeny of Chondrichthyes**: sharks, batoids and chimaeras. Enfield: Science Publishers, Inc., p. 503-548, 2005.

COUSSEAU, M. B., FIGUEROA, D. E., DÍAZ DE ASTARLOA, J. M., MABRAGAÑA, E., LUCIFORA, L. O. **Rayas, chuchos y otros batoideos del atlántico sudoccidental :34°S-55°S**. Mar del Plata: INIDEP, 2007.

DIAS NETO, J. CHARVET, P. AMORIM, A. F. RODRIGUES, A. M. T. CASTRO, A. L. F. ARFELLI, C. A. VOOREN, C. M. MOTTA, F. SANTANA, F. M. RINCON, G. PEREIRA, H. L. KOTAS, J. E. LIMA, J. H. M. SOTO, J. M. R. FURTADO NETO, M. A. A. GONZALEZ, M. M. B. ODDONE, M. C. ARAÚJO, M. L. G. ALMEIDA, M. P. PERES, M. B. GADIG, O. B. F. SCHWINGEL, P. R. ROSA, R. S. LESSA, R. KLIPPEL, S. , MONTEALEGRE-QUIJANO, S. FARIA, V. V. **Proposta de Plano Nacional de Gestão para o uso sustentável de elasmobrânquios sobre-explotados ou ameaçados de sobre-explotação no Brasil (Série Plano de Gestão Recursos Pesqueiros)**. Brasília, DF: Instituto do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis - IBAMA, 2011.

DOGIEL, V.A. Ecology of the parasites of freshwater fishes. In: V.A. Dodgiel, .K.Petrushevski & Y.I.Polyansky (eds), **Parasitology of fishes**. Olivier & Boyd, London, p.1-47, 1970.

DULVY, N. K.; METCALFE, J. D.; GLANVILLE, J.; PAWSON, M. G.; REYNOLDS, J. D. Fishery stability, local extinctions, and shifts in community structure in skates. **Conservation Biology**, 14 (1), 283-293, 2000.

FAO. **El estado mundial de la pesca y la acuicultura**. Rome: FAO, 2009.

FIGUEIREDO, J.L. **Manual de Peixes Marinhos do Sudeste do Brasil: I: Introdução - Cações, Raias e Quimeras**. São Paulo: Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, 1977.

FISHBASE. www.fishbase.org/search.php. Consulta em 12 de novembro de 2013.

GADIG, O. B. F. **Tubarões da Costa Brasileira**. 2001. 343 p. Tese (Doutorado) – Universidade Estadual Paulista, Rio Claro, 2001.

HAIMOVICI, M.; MENDONÇA, J. T. Descartes da fauna acompanhante na pesca de arrasto de tangones dirigida a linguados e camarões na plataforma continental do sul do Brasil. **Atlântica**, v. 18, p. 161-177, 1996.

HOENIG, J. M., GRUBER, S. H. Life-history patterns in the elasmobranchs: implications for fisheries management. In: PRATT, H. L., GRUBER, S. H., TANIUCHI, T. (eds.) **Elasmobranch as Living Resources: Advances in the Biology, Ecology, Systematics, and the Status of the Fisheries**. NOAA Tech, Rep., v. 90, p. 1-16, 1990.

HOLDEN, M. J. Problems in the rational exploitation of elasmobranch populations and some suggested solutions. In: Jones, F. R. H. (ed.) **Sea Fisheries Research**. New York, John Wiley and Sons, p. 117-137, 1974.

IBAMA. **Estatística da pesca 2006. Brasil: Grandes Regiões e Unidades da Federação**. Brasília: Ibama, 2008.

IUCN 2013. **Red List of Threatened Species**. Disponível em: <<http://www.iucnredlist.org>>. Acesso em: 16 abril 2013.

KNOFF, M.; SÃO CLEMENTE, S.C.; PINTO, R.M.; GOMES, D.C. Prevalência e intensidade de infecção de cestoides Trypanorhyncha de elasmobrânquios nos estados do Paraná e Santa Catarina, Brasil. **Parasitologia Latinoamericana**, 57, p.3-4, 2000.

KNOFF, M.; SÃO CLEMENTE, S.C.; PINTO, R.M.; GOMES, D.C. Registros taxonômicos de cestoides Trypanorhyncha/Homeacanthoidea em elasmobrânquios coletados na costa do Estado do Paraná, Brasil. **Parasitologia Latinoamericana**, 59, p.31-36, 2004.

KOTAS, J.E.; PETRERE-JÚNIOR, M.; AZEVEDO, V.G. de; SANTOS, S. dos. **A pesca de emalhe e de espinhel de superfície na região sudeste-sul do Brasil**. Ser. Doctos. REVIZEE: Score Sul, 2005.

LESSA, R., VOREEN, C.M., LAHAYE, J. Desenvolvimento e ciclo sexual das fêmeas, migrações e fecundidade de violas *Rhinobattos horkelli*, (Muller e Henle, 1841) do sul do Brasil. **Atlantica**, Rio Grande do Sul, p.5-34, 1986.

LESSA, R.; SANTANA, F. M.; RINCÓN, G.; GADIG, O. B. F.; EL-DEIR, A. C. A. Biodiversidade de Elasmobrânquios no Brasil. In: **Relatório e Ações Prioritárias para Conservação da Biodiversidade da Zona Costeira e Marinha**. Disponível em: <http://www.bdt.org.br/workshop/costa>, 1999. Acesso em: 16 abril 2013.

LESSA, R. P. Recursos pesqueiros da região nordeste. In: Programa REVIZEE. Avaliação do potencial sustentável de recursos vivos na zona econômica **exclusiva**: relatório executivo. Brasília: MMA/SQA, p. 153-180, 2006.

LIMA, J. V.; CHAVES, P. T. A pesca da tainha e parati na Baía de Guaratuba, Paraná, Brasil. **Acta Biol. Par.**, Curitiba, v. 34, p. 103-113, 2005.

MCEACHRAN, J. D., DUNN, K. A. Phylogenetic analysis of skates, a morphologically conservative clade of elasmobranchs (Chondrichthyes: Rajidae). **Copeia**, 2:271-290, 1998.

MOLLER, H. e ANDER, K. **Diseases and parasites of marine fish**. Kiel: Moller, 1986.

PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M. **Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento**. Maringá: Eduem, 2008.

RICHTER, M., VIANA, M.S.S., MALABARBA, M.C.S.L. Agnatos e Peixes. In: Carvalho, I.S. (Ed). **Paleontologia**. Rio de Janeiro: Interciência, cap 28, p.497-524, 2000.

ROBINS, C.R.; RAY, G. C. **A field guide to Atlantic coast fishes of North America**. Houghton Mifflin Company, Boston, U.S.A., 1986.

ROSS, R. A., SCHAFFER, F. **Freshwater stingrays**. Germany, Verlag ACS, 2000.

SANTOS, H. R. S.; CARVALHO, M. R. Description of a new species of whiptailed stingray from the southwestern atlantic ocean (CHONDRICHTHYES, MYLIOBATIFORMES, DASYPATIDAE). **Bol. Mus. N. S., Zool.**, v.516, p. 1 - 24, 2004.

SBEEL (Sociedade Brasileira para o Estudo de Elasmobrânquios). **Plano de Ações para Conservação e Manejo dos Estoques dos Recursos Pesqueiros**. [s.L.]: SBEEL, 2005.

SMITH, A. S.; NOGA, E. **General Parasitology**. In: Stoskopf, M. K. Fish Medicine. Ed. Saunders, Philadelphia, 1993.

STEVENS, J.D., BONFIL, R., DULVY, N.K. & WALKER, P.A. The effects of fishing on sharks, rays and chimaeras (Chondrichthyans), and the implications for marine ecosystems. **ICES Journal of Marine Science**. 57:476-494, 2000.

STOSKOPF, M. K. **Fish Medicine**. Ed. Saunders, Philadelphia, 1993.

TRAVASSOS, M. F.; HAZIN, F. H. V. **National report of Brazil - Brazilian tuna fisheries**. Annual meeting of the ICCAT standing committee on research and statistics (SCRS) - ICCAT. 2005.

VARGAS, L. **Curso de Piscicultura de Água Doce: Patologia de peixes**. Maringá, PR: Editora AZOPA, 1998.

VIDOLIN, G. P., MANGINI, P. R., MOURA-BRITTO, M., MUCHAILH, M. C. Programa Estadual de Manejo de Fauna Silvestre Apreendida - Estado do Paraná, Brasil. **Cad. biodivers.** v. 4, n. 2, 2004.

VOOREN, C. M., DA SILVA, K. G. On the taxonomy of the angel sharks from southern Brazil, with the description of *Squatina occulta* sp. n.. **Revta. Brasil. Biol.**, v. 51, n. 3, p. 589-602, 1991.

VOOREN, C.M.; KLIPPEL, S. **Ações para a conservação de tubarões e raias no sul do Brasil**, Porto Alegre: Igaré, 2005.

CAPÍTULO 2. TÉCNICAS NECROSCÓPICAS EM ELASMOBRÂNQUIOS COM INTERESSE EM ESTUDOS PARASITOLÓGICOS

- Parte de capítulo que fará parte de um livro de necropsias em animais silvestres (já submetidos aos editores).

De maneira geral, são poucos os trabalhos desenvolvidos relacionados à patologia de peixes cartilagosos, e ainda há pouco em literatura sobre patologia e parasitologia destes peixes (MOLLER; ANDER, 1986; REIMSCHUESSEL, 1993; YANONG, 2003; CROW, 2004), principalmente quando trata-se de espécies endêmicas do Brasil. Desta forma, torna-se extremamente importante a execução de uma correta necropsia, para trazer luz à compreensão sobre a anatomia e patologia nas diferentes espécies de elasmobrânquios.

2.1 Material Necessário

Todo o material necessário para a necropsia deve estar preparado antes do início da mesma. É recomendado ter a disposição um microscópio e uma lupa, além de formulários de necropsia, itens de proteção pessoal, tesouras cirúrgicas de diferentes tamanhos, bisturi, laminas de bisturi, pinças dente de rato, pinças anatômicas, bandeja para acomodação do peixe, anestésico adequado para a eutanásia, potes de diferentes tamanhos com boa vedação, etiquetas para identificação das amostras, placas de Petri, álcool 70°, formol 5 e 10%, e máquina fotográfica (REIMSCHUESSEL, 1993; YANONG, 2003; CROW, 2004; MATUSHIMA, 2007; PAVANELLI et al., 2008).

Antes do início da necropsia, é necessária a identificação taxonômica do animal. Caso não seja possível identificar a espécie no momento, o animal deve ser fotografado e a carcaça congelada, para posterior identificação de um especialista em elasmobrânquios. Em um formulário (Tabela 1) deve-se anotar as principais informações sobre o animal, assim como dados de anamnese. O animal então deve

ser pesado, sexado, e medido em comprimento total: da ponta do focinho até o final da cauda. No caso das raias, deve-se medir também a largura do disco. Também é importante que seja anotada a proveniência do animal: vida-livre, cativo, etc. Nesta ficha também serão anotados os achados de necropsia.

Tabela 1. Formulário de Necropsia adequado ao trabalho para peixes cartilagosos.

<i>Data Necropsia:</i>		<i>Técnico responsável:</i>	
<i>Espécie:</i>		<i>Nome popular:</i>	
<i>Nome ou n° identificação:</i>		<input type="checkbox"/> Raia <input type="checkbox"/> Tubarão <input type="checkbox"/> Quimera	
<i>Coloração:</i>		<i>Sexo:</i> <input type="checkbox"/> Macho <input type="checkbox"/> Fêmea	
<i>Medidas:</i>		<i>Peso:</i>	
<input type="checkbox"/> Imaturo <input type="checkbox"/> Em desenvolvimento <input type="checkbox"/> Maduro		<i>Observações:</i>	
<input type="checkbox"/> Capturado em vida livre <input type="checkbox"/> Cativo <input type="checkbox"/> Outro:			
<i>Forma de Óbito:</i> <input type="checkbox"/> Espontânea <input type="checkbox"/> Eutanásia, Método:			<i>Data do óbito:</i>
<i>Solicitante:</i>			
<i>Instituição:</i>			
<i>Endereço:</i>			
<i>Cidade:</i>	<i>Est.:</i>	<i>CEP</i>	<i>Fone</i>
<i>Forma de conservação:</i> <input type="checkbox"/> Fresco <input type="checkbox"/> Resfriado há ___hs <input type="checkbox"/> Congelado <input type="checkbox"/> Outro:			
<i>Resultado das Análises Complementares:</i>			

Preconiza-se a necropsia ser realizada imediatamente após a morte. Não é recomendado o congelamento, pois torna o tecido inadequado para diagnóstico, principalmente o histológico. O mesmo acontece com animais encontrados mortos há mais de seis horas (CROW, 2004). Porém, dependendo da procedência dos peixes,

se torna inviável trabalhar com os animais recém-mortos. Isto acontece, por exemplo, no acompanhamento dos barcos de pesca dirigida à outros peixes ou camarão.

1.3 Execução da técnica de necropsia e colheita de material

A necropsia será iniciada com cuidadoso exame exploratório externo, a procura de parasitos aderidos á pele, e também observação interna de boca, cloaca e ânus. Podem-se encontrar parasitos externos, como sanguessugas, que devem ser armazenados em álcool 70° ou formol a 10% para posterior identificação. As imagens da necropsia serão exemplificadas com *Rhinobattos percellens*, conhecida como raia-viola, que ocorre no litoral sul e sudeste do Brasil (Figura 1).

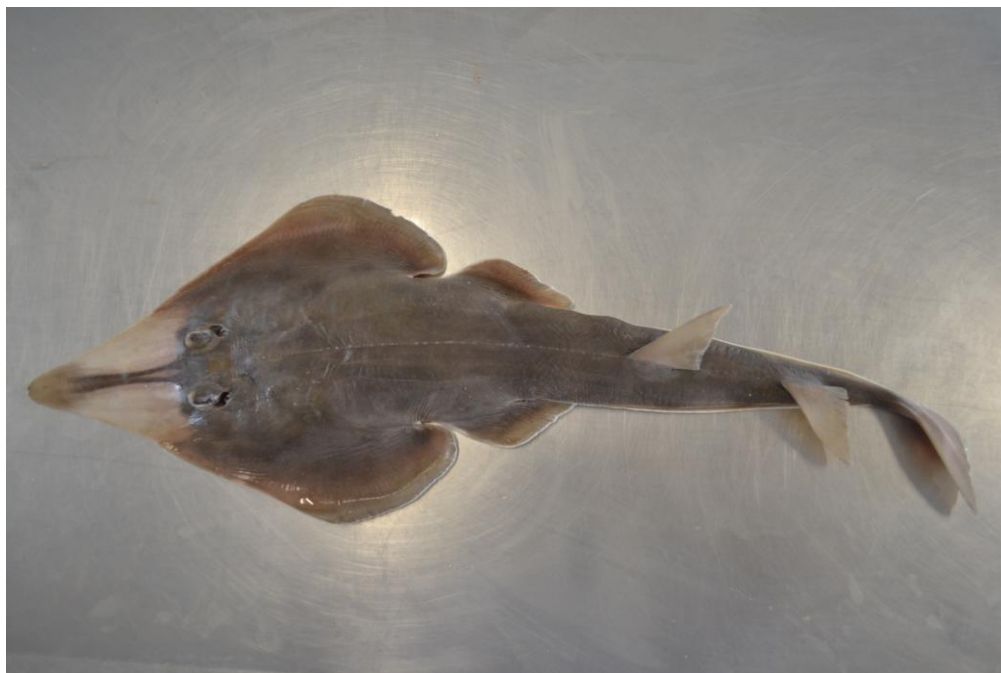


Figura 1. Avaliação externa de *Rhinobattos percellens*.

Os olhos devem ser removidos intactos e colocados em formol 10% para posterior análise parasitológica. A órbita deve ser avaliada quanto à presença de exsudatos, massas, hemorragias ou parasitos.

Para visualização da cavidade celomática, realiza-se incisão arredondada no revestimento externo (dentículos dérmicos) da região ventral, com o uso de bisturi (Figura 2).



Figura 2. Incisão arredondada nos dentículos dérmicos da região ventral de *Rhinobattos percellens*.

Em seguida o revestimento externo e a musculatura da região ventral devem ser devidamente dissecados para propiciar o acesso à cavidade celomática, sem comprometimento das estruturas internas, com auxílio de tesoura cirúrgica. Nesta fase já se observa o fígado, estômago, intestino e órgãos reprodutivos (Figura 3).



Figura 3. Observação à necropsia de órgãos internos de *Rhinobattos percellens*.

Os órgãos internos serão examinados em conjunto e individualmente, investigando-se a presença de parasitos na cavidade celomática (Figura 4).

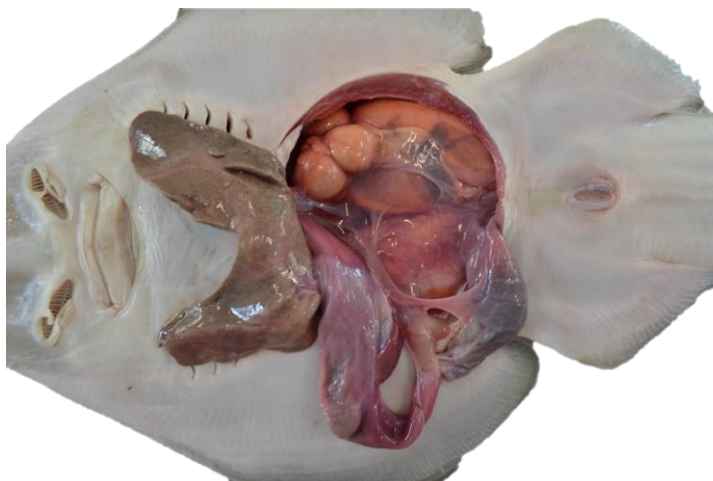


Figura 4: Exposição de fígado e trato gastrointestinal para remoção e procura de parasitos em exemplar de *Rhinobatto percellens*.

Começa então a remoção cuidadosa dos órgãos: primeiramente o fígado, e na sequência, trato gastrointestinal: estômago, intestino, pâncreas e baço (Figura 5).

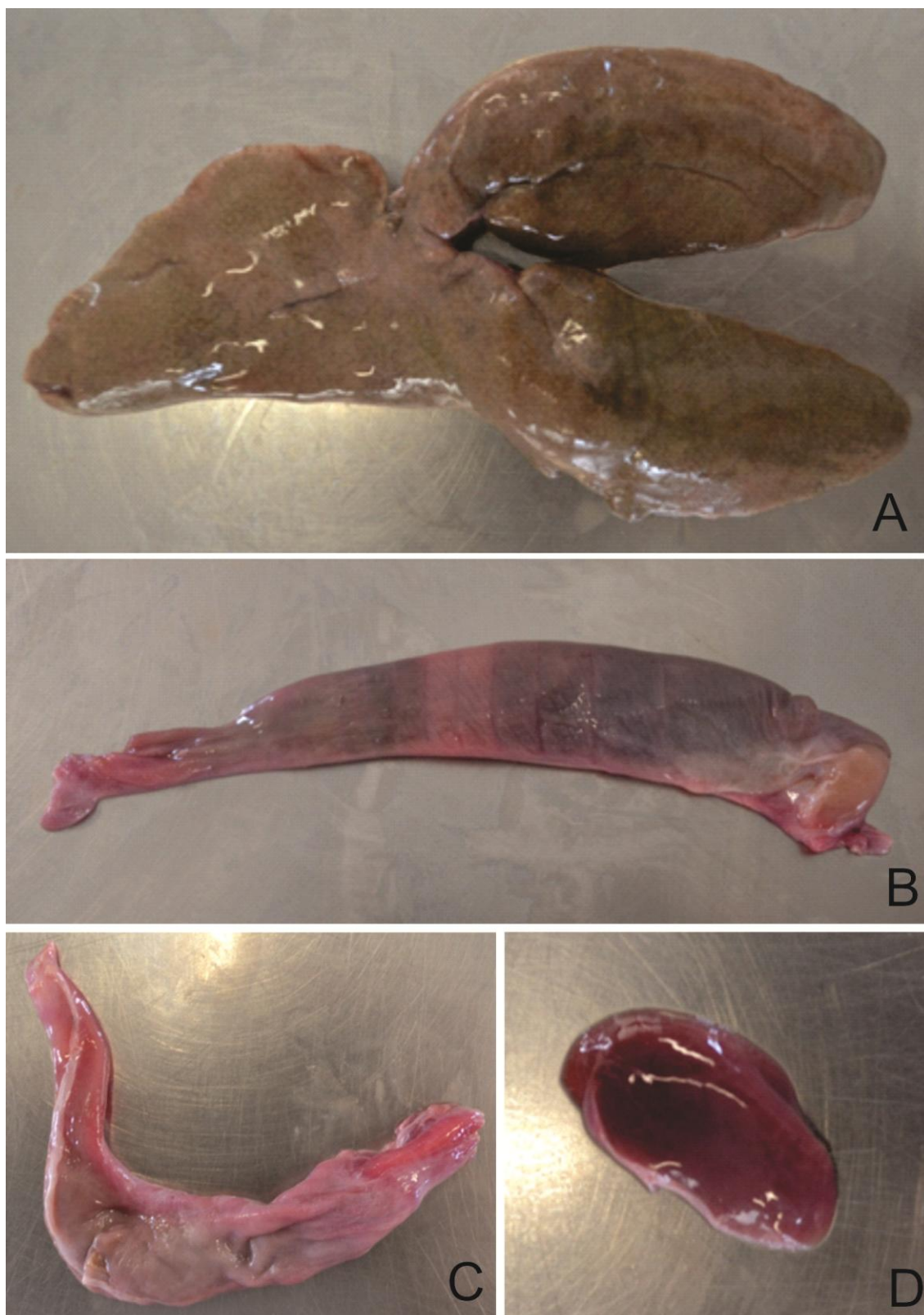


Figura 5. Exposição de órgãos internos de exemplar de *Rhinobattos percellens*: A - Fígado, B - Intestino, C - Estômago e D - Baço.

Os elasmobrânquios não possuem bexiga natatória, órgão que auxilia na flutuação em peixes ósseos, mas possuem esqueleto cartilaginoso (mais leve) e um fígado repleto de óleos de baixa densidade que favorecem sua flutuação. Portanto, o fígado é o órgão mais proeminente da cavidade celomática dos elasmobrânquios (STOSKOPF, 1993). Verificar se há lesões e realizar cortes longitudinais no órgão, à procura de parasitos.

O baço deve ser brilhante vermelho ou marrom e o pâncreas bege. Semelhante ao fígado, verificar se há lesões e/ou parasitos realizando cortes na superfície (CROW, 2004).

O estômago e intestino devem ter o lúmen aberto e examinado quanto à obstruções, lesões, e parasitos, além de neoplasias, corpos estranhos ou perfurações em parede. O conteúdo do estômago e do intestino deve ser colocado em placa de Petri para identificação de parasitos e avaliação da alimentação do animal.

O intestino possui variação em sua anatomia entre os elasmobrânquios, sendo geralmente curto. Os tipos anatômicos mais comuns são o espiral, helicoidal e rocambole, resultando em uma grande área de absorção em uma reduzida superfície intestinal, comparado à outros vertebrados. Há poucos trabalhos na literatura mundial atual que descrevam estes diferentes tipos de intestino, que variam conforme a espécie de elasmobrânquio e sua alimentação (REIMSCHUESSEL, 1993; KOBELKOWSKY, 2010).

As brânquias devem ser removidas para avaliação parasitológica (REIMSCHUESSEL, 1993). Faz-se a incisão ao redor das fendas branquiais com bisturi, inicialmente, e em seguida com auxílio de tesoura, já visualizando os arcos branquiais para remoção (Figura 6).

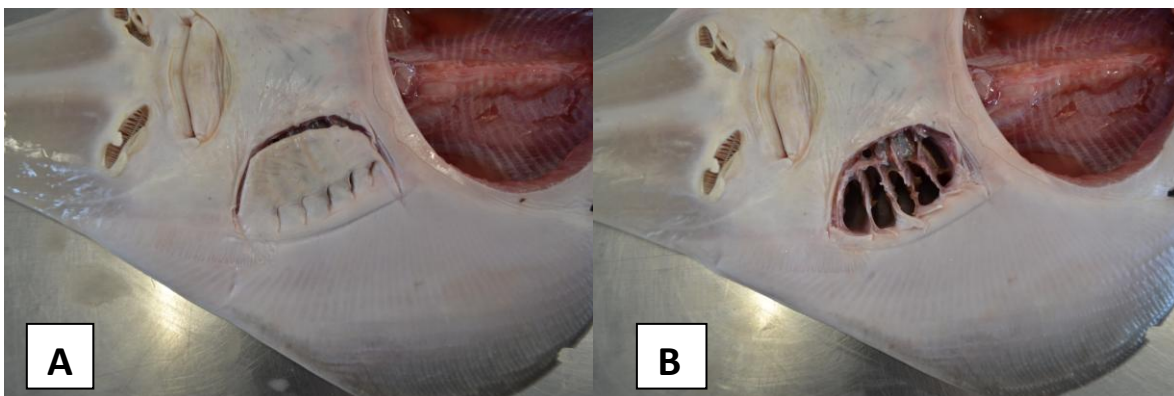


Figura 6. A e B: Sequência da remoção do revestimento superficial ao redor das fendas branquiais para localização das brânquias de *Rhinobattos percellens*.

Para visualização do coração e posterior remoção, deve-se fazer uma incisão em forma de quadrado entre os conjuntos de fendas branquiais (Figura 7).

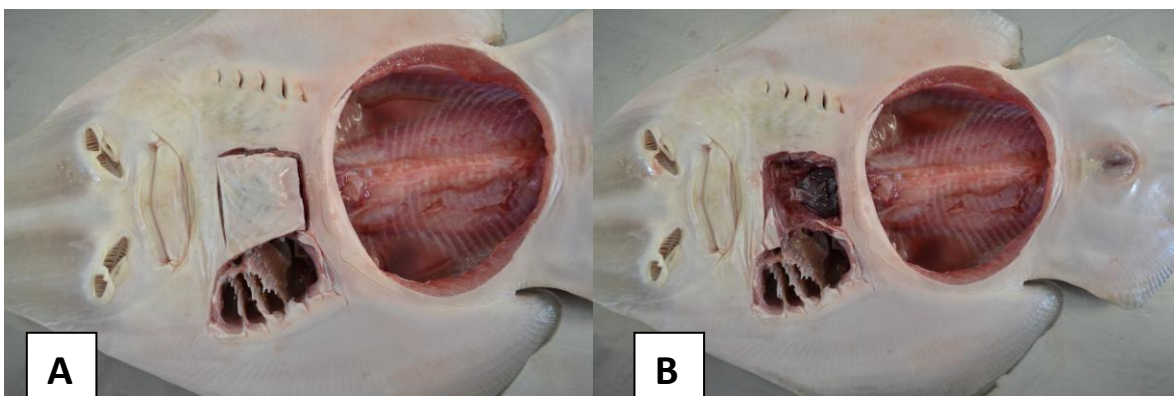


Figura 7. A e B: Sequência de remoção de revestimento superficial para visualização do coração do exemplar de *Rhinobattos percellens*.

O coração deve ser cortado em fatias e observado quanto a presença de parasitos.

Exame parasitológico

Após a colheita os parasitos encontrados deverão ser fixados em álcool 70°, armazenados em frasco adequado e identificados com etiqueta contendo o órgão em

que foi encontrado e animal em que ocorreu a necropsia (EIRAS et al, 2006), para posterior identificação de acordo com a literatura (CHEUNG, 1993; BENZ; BULLARD, 2004; CAIRA; HEALY, 2012).

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Benz GW, Bullard SA. Metazoan parasites and associates of chondrichthyans with emphasis on taxa harmful to captive hosts. In: Smith MD, Thoney WD, Hueter R. The elasmobranch husbandry manual: captive care of sharks, rays and their relatives. Columbus: Ohio Biological Survey, 2004.

Caira JN, Healy CJ. Elasmobranchs as hosts of metazoan parasites. In: Carrier JC, Musick JA, Heithaus MR. Biology of sharks and their relatives. CRC Press, 2012.

Cheung P. Parasitic diseases of elasmobranchs. In: Stoskopf MK. Fish medicine. Philadelphia: Saunders, 1993.

Crow GL. Necropsy methods and procedures for elasmobranchs. In: Smith MD, Thoney WD, Hueter R. The elasmobranch husbandry manual: captive care of sharks, rays and their relatives. Columbus: Ohio Biological Survey, 2004.

Eiras JC, Takemoto RM, Pavanelli GC. Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes. 2. ed. Maringá: Eduem, 2006.

Kobelkowsky A. Anatomia comparada del sistema digestivo de las rayas *Urotrygon chilensis* y *Dasyatis sabina* (Myliobatiformes). Rev. Chil. Hist. Nat. 2010; 83:387-394.

Matushima ER. Técnicas necroscópicas. In: Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL. Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária. São Paulo: Roca, 2007.

Moller H, Ander K. Diseases and parasites of marine fish. Kiel: Moller, 1986.

Pavanelli GC, Eiras JC, Takemoto RM, Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento. 3. ed. Maringá: Eduem, 2008.

Reimschuessel R. Postmortem examination. In: Stoskopf MK. Fish medicine. Philadelphia: Saunders, 1993.

Stoskopf MK. Fish medicine. Philadelphia: Saunders, 1993.

Yanong RPE. Necropsy Techniques for Fish. Sem. in Avian and Exotic Pet Med. 2003; 12 (2): 89-105.

CAPITULO 3. OCORRÊNCIA DE *Rhinoptercola megacantha* (CESTODA, TRYPANORHYNCHA) EM NOVO HOSPEDEIRO E NOVA LOCALIDADE

- Artigo submetido ao Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia – ABMVZ em julho/2013.

Silvia Roselli Napoleão^a, Antonio Mataresio Antonucci^b, Alberto Ferreira Amorim^c, Ricardo Massato Takemoto^{a,b}.

a Universidade Estadual Paulista, Unesp, Depto. de Patologia Animal, Jaboticabal, SP, Brasil.

b Universidade Estadual de Maringá, UEM, Nupélia, Maringá, PR, Brasil.

c Instituto de Pesca de São Paulo – APTA/SAA, Santos, SP, Brasil.

Comunicação

Resumo

Relata-se a ocorrência de *Rhinoptercola megacantha* (Cestoda, Trypanorhyncha) parasitando duas raias da espécie *Rhinoptera brasiliensis*, de um total de sete espécimes analisados. Foram encontrados três espécimes do cestóide, que havia sido descrito ocorrendo apenas no hospedeiro *Rhinoptera bonasus* capturado em Virginia (EUA), Golfo Venezuelano e Golfo do México. Este é o primeiro relato da ocorrência de *R. megacantha* no hospedeiro *R. brasiliensis* e primeira ocorrência no Brasil deste cestóide.

Palavras-chave: *Rhinoptera brasiliensis*, *Rhinoptercola megacantha*, fauna acompanhante, Trypanorhyncha.

Key-words: *Rhinoptera brasiliensis*, *Rhinoptercola megacantha*, by catch, Trypanorhyncha.

O gênero *Rhinoptera*, Cuvier, 1829, é representado por oito espécies de raias, de maneira cosmopolita. Ocorre em águas tropicais, subtropicais e temperadas (Last & Stevens 1994). De acordo com Cavalcanti *et al.* (1997), duas espécies deste gênero

ocorrem no litoral brasileiro, *Rhinoptera bonasus* (Mitchill 1815) e *R. brasiliensis*, Muller 1836. Estas se diferenciam morfológicamente pelo número de fileiras dentárias. A primeira possui sete fileiras em ambas as porções da arcada dentária e a segunda, nove fileiras (Menni & Stehmann, 2000). Ambas ocorrem do litoral do Rio de Janeiro ao Rio Grande do Sul 23°–32°S (Bigelow & Schroeder, 1953; Menni & Stehmann, 2000).

Entre abril de 2012 e abril de 2013, foram necropsiados sete espécimes de *Rhinoptera brasiliensis* provenientes da fauna acompanhante da pesca de arrasto-deparelha no litoral sul e sudeste do Brasil. As raias foram aferidas e a média do comprimento total foi 77 cm, média da largura de disco 65,5 cm e peso médio 4,08 Kg.

Das sete raias analisadas, duas estavam com o intestino parasitado, sendo coletados no total três espécimes do cestóide *Rhinoptericola megacantha* (Cestoda, Trypanorhyncha, Rhinoptericolidae), descritos na Figura 1. Estes cestóides foram fixados e depositados na Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, RJ. Prevalência de 28%, intensidade média 1,5 e abundância média 0,2, calculado conforme Bush et al. (1997).

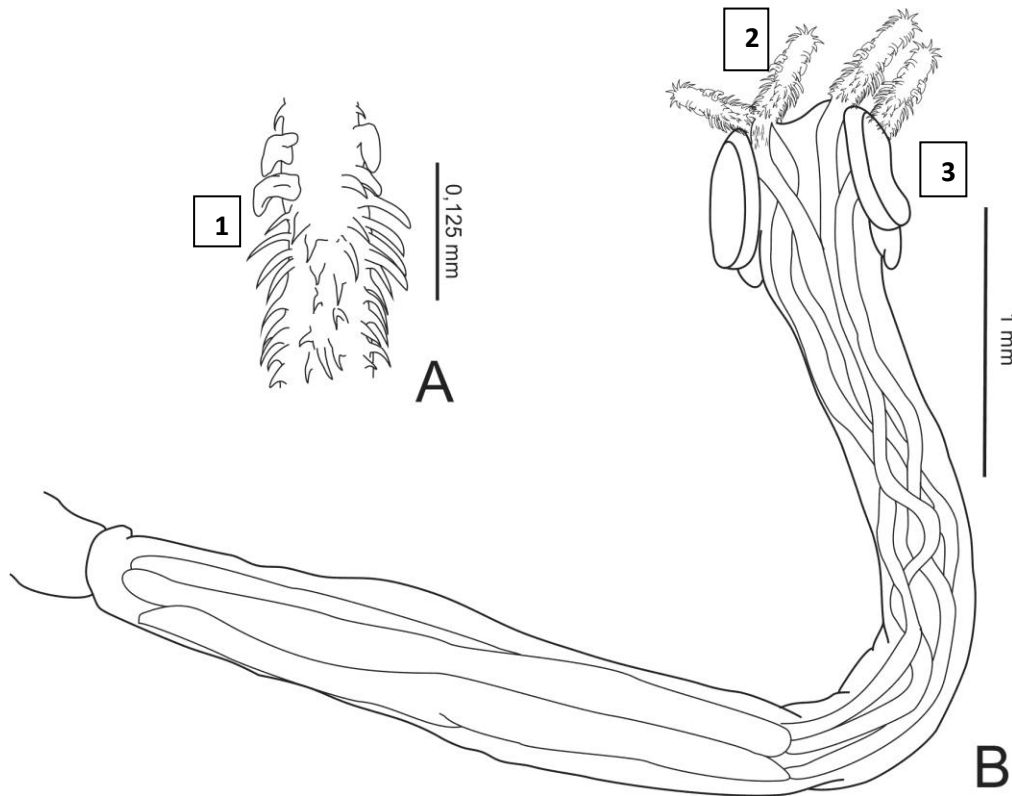


Figura 1. *Rhinoptericola megacantha* (Cestoda, Trypanorhyncha), coletado pela primeira vez em *Rhinoptera brasiliensis*, no Brasil. A- Armadura basal 1- Cinco tipos diferentes de tentáculos. B – Extremidade anterior 2- quatro tentáculos parcialmente exteriorizados 3- bótrios ovais pareados.

Rhinoptericola megacantha foi descrito em *Rhinoptera bonasus*, capturado em Virginia, EUA (Carvajal & Campbell, 1975). Também foi relatada ocorrência neste mesmo hospedeiro no Golfo Venezuelano (Mayes & Brooks, 1980) e Golfo do México (Call, 2007).

Este cestóide tem como principais características quatro bótrios ovais, em pares, sésseis e bem separados, que ocupam a largura total do dorso e superfícies ventrais do escólex. O escólex e os tentáculos são grandes. Os tentáculos contêm cinco formatos de ganchos, arranjados em fileiras. Segundo Call (2007) esta quantidade de ganchos diferencia *R. megacantha* de outros cestóides da família Rhinoptericolidae: *Shirleyrhynchus aetobatidis* (oito principais ganchos) e *Cetorhynchicola acanthocapax* (sete ganchos principais). Sistema *rhyneal* bem

desenvolvido. Armadura basal atípica, heteroacantha. Ovário com lóbulos centrais separados, na ausência do istmo. Poro genital marginal.

Medidas baseadas em dois espécimes: Comprimento total 8,425 mm, Largura 0,5 mm, Porção Muscular: Comprimento 5,0 mm, Largura 0,5mm, Bótrio: Comprimento 0,56 mm, Largura 0,36 mm, Largura total do escolex: 0,72 mm, Tentáculos 2,8 -3,03 mm comprimento (exteriorizado), Primeira proglote comprimento 0,624 mm, largura 0,292 mm, Proglote grávida: comprimento 0,890 mm, Largura 0,750 mm, Testículo: diâmetro 0,014 mm, Comprimento dos espinhos do tentáculo: 0,045 - 0,052 mm de comprimento.

Este é o primeiro relato da ocorrência de *Rhinoptericola megacantha* no hospedeiro *Rhinoptera brasiliensis* e primeiro registro no Brasil deste cestóide.

REFERÊNCIAS

BIGELOW, H. B; SCHROEDER, W. C. Fishes of the Western North Atlantic - Part two. Sawfishes, Guitarfishes, Sharks and Rays. New Haven: sears foundation for marine research, Yale University. 1953. 588 p.

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

CALL, G. *A survey of the tapeworm fauna of the cownose ray, Rhinoptera bonasus, from the northern Gulf of Mexico with comments on intermediate hosts.* 2007. 141p. M.A. Thesis. University of Kansas, Lawrence, Kansas, U.S.A.

CARVAJAL, J.; CAMPBELL, R. A. *Rhinoptericola megacantha* gen. et sp. n., representing a new family of trypanorhynch cestodes from the cownose ray, *Rhinoptera bonasus* (Mitchill 1815). *J.Parasit.*, v.61, p.1023-1030, 1975.

CAVALCANTI, M. J.; GALLO-DA-SILVA, V.; AFONSO A. F. Identificação de *Rhinoptera bonasus* (Mitchill, 1815) e *R. brasiliensis* Müller & Henle, 1841 (Chondrichthyes, Myliobatiformes, Rhinopteridae) pela análise de funções discriminantes. *Acta Biol. Leopold.*, v.19 (2), p.205-215, 1997.

LAST, P. R.; STEVENS, J. D. Sharks and Rays of Australia. Australia, CSIRO DIVISION OF FISHERIES, 1994. 513 p.

MAYES, M.A.; BROOKS, D.R. Cestode parasites of some Venezuelan stingrays. *Proc. Biol. Soc. Was.*, 93(4), p. 1230-1238, 1980.

MENNI, R. C.; STEHMANN, M. F. W. Distribution, environment and biology of batoid fishes off Argentina, Uruguay and Brazil, a review. *Rev. Mus. Arg. Cienc. Nat.*, 2(1), p. 69-109, 2000.

CAPÍTULO 4. REGISTRO DE NOVOS HOSPEDEIROS PARA *Proleptus acutus* Dujardin, 1845 e *Procamallanus (Spirocamallanus) pereirae* Annereaux, 1946 (NEMATODA) EM RAIAS MARINHAS NO LITORAL BRASILEIRO

Silvia Roselli Napoleão^a, Aline Poscai^b, Alberto Ferreira Amorim^b, Rose Eli^c, Ricardo Massato Takemoto^{a,d}.

- a. Universidade Estadual Paulista, Unesp, Depto. de Patologia Animal, Jaboticabal, SP, Brasil.
- b. Instituto de Pesca de São Paulo – APTA/SAA, Santos, SP, Brasil.
- c. Universidade de São Paulo, USP, São Paulo, SP, Brasil.
- d. Universidade Estadual de Maringá, UEM, Nupélia, Maringá, PR, Brasil.

RESUMO

Este trabalho objetivou reportar nova ocorrência do nematoda *Proleptus acutus* em *Atlantoraja platana*, *Rhinobatos percellens*, *Rhinobatos horkelli*, *Zapteryx brevirostris*, *Rioraja agassizii* e *Atlantoraja cyclophora*, e nova ocorrência de *Procamallanus (Spirocamallanus) pereirae* em *Atlantoraja castenau* e *Atlantoraja cyclophora* na costa brasileira, proveniente da fauna acompanhante da pesca de arrasto-de-parelha e de arrasto de fundo duplo de pequeno e médio porte (pesca do camarão sete-barbas (*Xiphopenaeus kroyeri*) e pesca do camarão-rosa (*Penaeus brasiliensis*) respectivamente), desembarcados nas cidades de Santos e Guarujá-SP. É a primeira ocorrência de *Proleptus acutus* nos hospedeiros *Atlantoraja platana*, *Rhinobatos percellens*, *Rhinobatos horkelli*, *Rioraja agassizii* e *Atlantoraja cyclophora*, e primeira ocorrência de *Procamallanus (S.) pereirae* no hospedeiro *Atlantoraja cyclophora*.

Palavras-chave: Nematoda, fauna-acompanhante, elasmobrânquios, Brasil.

INTRODUÇÃO

A família Rhinobatidae é composta por sete gêneros: *Aptychotrema*, *Platyrrhina*, *Platyrrhinoidis*, *Rhinobatos*, *Trigonorrhina*, *Zanobattus* e *Zapteryx* (Nelson, 1994); destes, apenas dois são encontrados no litoral brasileiro, *Zapteryx* e *Rhinobatos*. Segundo Figueiredo (1977), o gênero *Rhinobatos* é conhecido como raia-viola e caracterizado por apresentar cauda longa e larga não demarcada do restante do corpo, com presença de duas nadadeiras dorsais, nadadeiras peitorais relativamente pequenas quando comparadas ao seu comprimento total, rostro rígido e coloração dorsal uniforme. *Rhinobatos horkelli* conta hoje na IUCN Redlist como “criticamente ameaçada de extinção”, e *Rhinobatos percellens* tem status como “quase ameaçada”. *Zapteryx brevirostris* tem status atual como “vulnerável” (IUCN, 2013).

Quatro espécies da família Rajidae são endêmicas do Atlântico sudoeste: *Rioraja agassizi*, *Atlantoraja cyclophora*, *A. castelnaui* e *A. platana*, com amplitude de distribuição entre 22°S (limite setentrional no Brasil, Cabo Frio, RJ) e próximo de 40°S, limite meridional no Sul da Argentina, portanto, comuns na plataforma continental do sudeste e sul do Brasil. Segundo a Lista Vermelha da IUCN (2013), *A. castelnaui* esta ameaçada de extinção, enquanto *R. agassizii*, *A. cyclophora*, e *A. platana* encontram-se vulneráveis.

Este trabalho objetivou reportar nova ocorrência do nematoda *Proleptus acutus* em *Atlantoraja platana*, *Rhinobatos percellens*, *Rhinobatos horkelli*, *Zapteryx brevirostris*, *Rioraja agassizii* e *Atlantoraja cyclophora*, e nova ocorrência de *Procamallanus (Spirocamallanus) pereirae* em *Atlantoraja castelnaui* e *Atlantoraja cyclophora* na costa brasileira, capturados pela pesca de arrasto-de-parelha e de arrasto de fundo duplo de pequeno e médio porte - pesca do camarão sete-barbas (*Xiphopenaeus kroyeri*) e pesca do camarão-rosa (*Penaeus brasiliensis*) respectivamente, e desembarcados nas cidades de Santos e Guarujá-SP.

MATERIAIS E METODOS

Entre abril de 2012 e abril de 2013 foram coletados 96 exemplares de raias: 21 espécimes de *Rhinobatos percellens*, 29 espécimes de *Rioraja agassizii*, 17

espécimes de *Atlantoraja cyclophora*, 12 espécimes de *Atlantoraja castelnaui*, 3 espécimes de *Atlantoraja platana*, 9 espécimes de *Zapteryx brevirostris* e 5 espécimes de *Rhinobatos horkelli*. Os animais foram capturados pela pesca de arrasto-de-parelha e de arrasto de fundo duplo de pequeno e médio porte - pesca do camarão sete-barbas (*Xiphopenaeus kroyeri*) e pesca do camarão-rosa (*Penaeus brasiliensis*) respectivamente, desembarcados nas cidades de Santos e Guarujá, estado de São Paulo, provenientes do litoral sudeste e sul do Brasil. Estavam conservados em gelo e posteriormente foram congelados até a realização da necrópsia. A identificação dos peixes foi realizada pelo Dr. Alberto Ferreira de Amorim.

As necrópsias foram realizadas no Instituto de Pesca - SP, na cidade de Santos, SP, onde foram removidos para avaliação brânquias, coração, baço, fígado, intestino e estômago de cada exemplar. Os órgãos foram triados em busca de parasitos nos laboratórios do campus Experimental da Universidade Estadual Paulista (Unesp) em São Vicente, SP, com utilização de lupa Zeiss® e de acordo com as recomendações de Eiras et al. (2006). A identificação dos parasitos baseou-se em artigos e chaves de identificação de nematóides de peixes e outros vertebrados (Anderson et. al, 2009). Posteriormente, os parasitos foram depositados na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, RJ.

A microscopia eletrônica de varredura foi realizada no equipamento LEO435VP, do Departamento de Anatomia Animal da Universidade de São Paulo (USP). Os parasitos se encontravam conservados em álcool 70°. Estes foram colocados em placas metalizadas, fixados com adesivo e deixados para secagem em temperatura ambiente por 4:30hs, em seguida metalizados por dois minutos em ouro, para então serem realizadas as imagens.

RESULTADOS

Foram encontrados duas espécies de nematóides: *Proleptus acutus* e *Procamallanus (Spirocamallanus) pereirae*. As espécies de raias hospedeiras, órgão parasitado, prevalência e intensidade média parasitária calculados conforme Bush et

al. (1997). estão descritos na Tabela 1.

Tabela 1. Nematóides encontrados nas sete diferentes espécies de raias marinhas, em diferentes artes de pesca, entre abril de 2012 e abril de 2013 no litoral sudeste e sul do Brasil.

Parasito	Hospedeiro (quantidade de exemplares)	Local de parasitismo	Prevalência	Intensidade Média
<i>Procamallanus</i> (S.) <i>pereirae</i>	<i>Atlantoraja castenau</i> (12)	Estômago e intestino	16%	1
	<i>Atlantoraja cyclophora</i> (17)	Intestino	17%	1
<i>Proleptus acutus</i>	<i>Atlantoraja cyclophora</i>	Intestino	11%	1,5
	<i>Atlantoraja platana</i> (3)	Intestino	33%	3
	<i>Rioraja agassizii</i> (29)	Estômago e Intestino	16%	7
	<i>Rhinobatos percellens</i> (21)	Estômago e Intestino	14%	11,5
	<i>Rhinobatos horkelli</i> (5)	Intestino	100%	2,6
	<i>Zapteryx brevirostris</i> (9)	Estômago e Intestino	66%	4,5

Camallanidae Railliet & Henry, 1915.

***Procamallanus (Spirocamallanus) pereirai* Annereaux, 1946.**

Hospedeiro e local de parasitismo: *Atlantoraja castelnaui* (estômago e intestino) e *Atlantoraja cyclophora* (intestino).

Localidade: litoral sul e sudeste do Brasil.

A descrição foi baseada em quatro espécimes, dois machos e duas fêmeas, ilustrados na Figura 1.

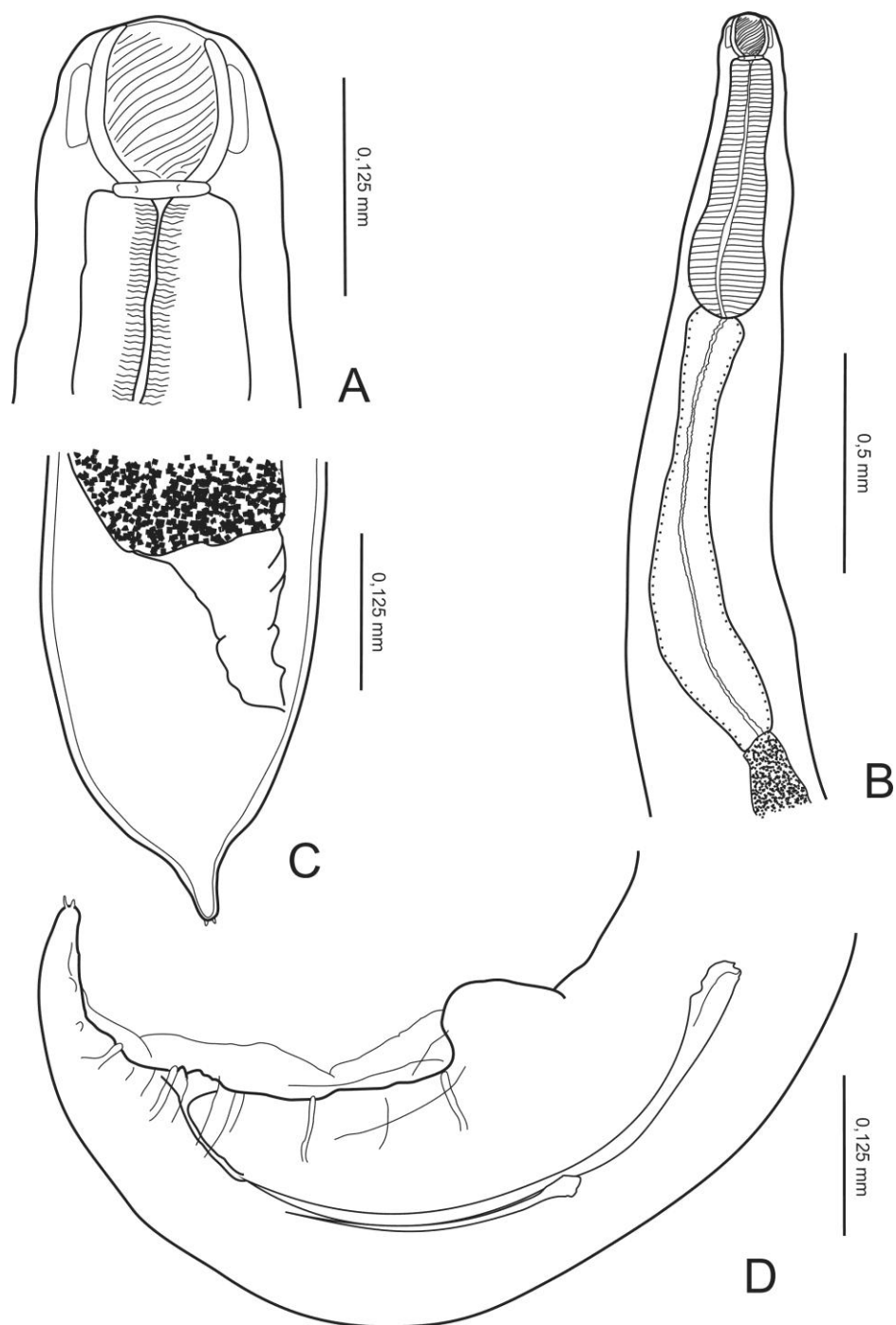


Figura 1: *Procammallanus* (S.) *pereirae* coletado nas raias *Atlantoraja castelnaui* e *A. cyclophora*, provenientes do litoral sudeste e sul do Brasil. A - extremidade anterior, B- extremidade anterior com destaque para esôfago: porção muscular e glandular, C- extremidade posterior da fêmea, D- extremidade posterior do macho.

Macho: Comprimento do corpo 15,55mm, Largura 0,235mm, Esôfago: porção muscular 0,427mm, porção glandular 0,705mm. Anel nervoso: 0,177mm. Espículo maior 0,54mm. Espículo menor 0,384mm. Cápsula bucal: comprimento 0,096mm e largura 0,078mm. Asa caudal ampla, contínua anteriormente com pares simétricos de papilas pedunculadas: três pares cloacais e seis pares pós-cloacais. Cauda com dois pequenos espinhos.

Fêmea: Comprimento do corpo 19,37mm, Largura 0,315mm, Esôfago: porção muscular 0,585mm, porção glandular 0,905mm. Anel nervoso: 0,318mm. Cápsula bucal: comprimento 0,105mm e largura 0,040mm. Cauda com dois pequenos espinhos.

Todos os exemplares encontrados eram adultos. A Figura 2 e a Figura 3 são referentes às imagens de microscopia eletrônica de varredura.

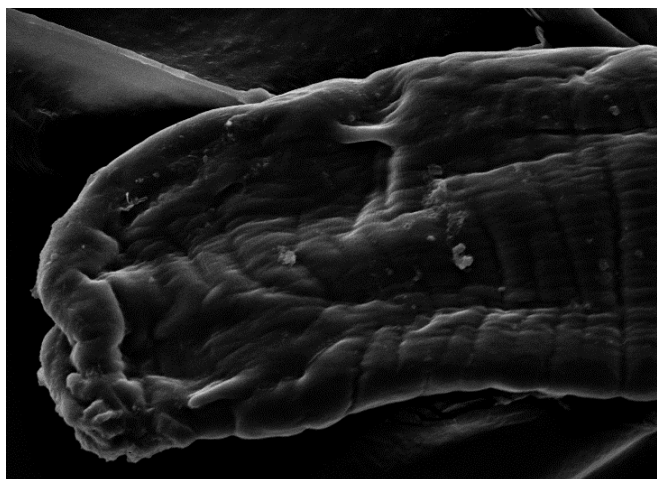


Figura 2. Microscopia eletrônica de varredura de *Procamlanus* (S.) *pereirae*, fêmea, extremidade posterior (escala 30 μ m).

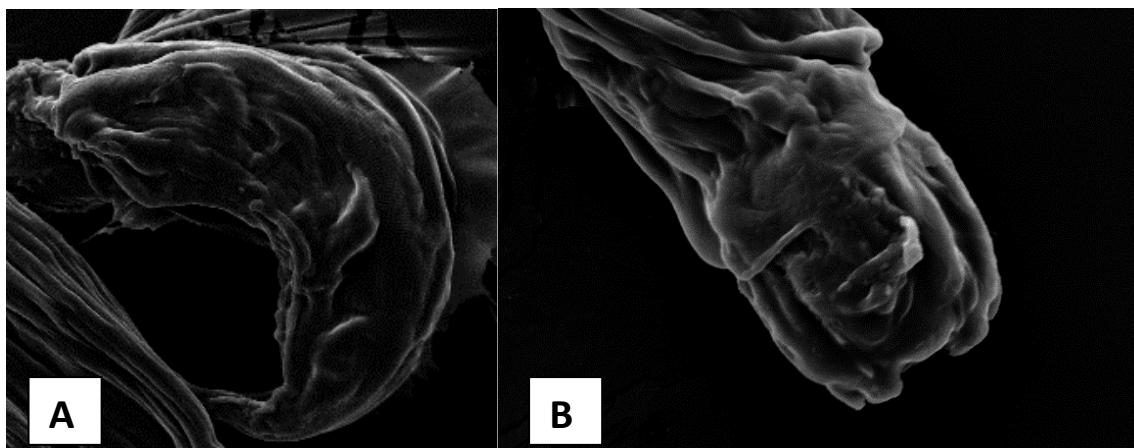


Figura 3. Microscopia eletrônica de varredura de *Procammallanus (S.) pereirae*, macho: A - extremidade posterior (escala 100µm). B – extremidade anterior (escala 30µm).

***Proleptus acutus* Dujardin, 1845**

Sinônimos: *Spiroptera dacnodes*, *Histiocephalus dacnodes*, *Spiropternia dacnodes*, *Coronilla robusta*, *Coronilla minuta*, *Spiropternia robusta*, *Proleptus robustus* e *Proleptus dogiyeli*.

Hospedeiro e locais de parasitismo: *Atlantoraja platana* (intestino), *Atlantoraja cyclophora* (intestino), *Rhinobatos percellens* (estômago e intestino), *Rhinobatos horkelli* (intestino), *Zapteryx brevirostris* (estômago e intestino), *Rioraja agassizii* (estômago e intestino).

Localidade: litoral sul e sudeste do Brasil.

A descrição foi baseada em seis espécimes, três machos e três fêmeas, ilustrados na Figura 4.

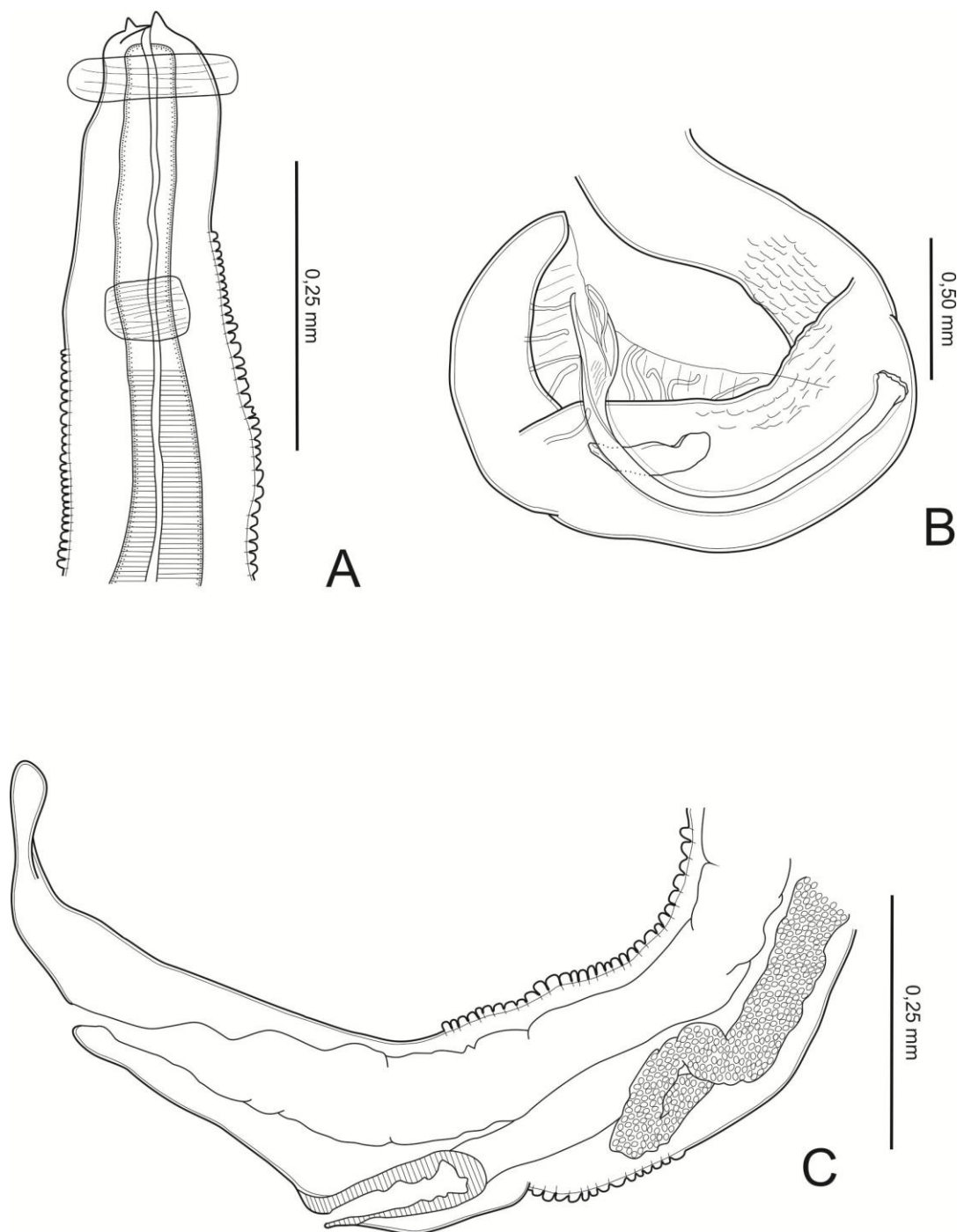


Figura 4: *Proleptus acutus* coletado nas raias *Atlantoraja platana*, *Rhinobatos percelens*, *Rhinobatos horkelli*, *Zapteryx brevirostris*, *Rioraja agassizii* e *Atlantoraja cyclophora*, provenientes do litoral sudeste e sul do Brasil. A - extremidade anterior, B- extremidade posterior do macho, C- extremidade posterior da fêmea.

Macho (média baseada em três espécimes): Comprimento 16,6 mm; largura 0,35mm. Pseudolábio 37 comprimento, 14,5 largura. Colar cefálico 75 comprimento, 200 largura. Esôfago 0,93 mm comprimento. Distância da extremidade anterior ao Anel nervoso e poro excretor: 310 e 135. Porção final curvada ventralmente, com comprimento da cauda 320. Primeira espícula 1,71 mm, segunda espícula 0,27-0,32mm.

Fêmea (média baseada em 3 fêmeas grávidas): Comprimento do corpo 16,3 mm, largura 0,15 mm. Pseudolábio 9 comprimento, 9 largura. Colar cefálico 140 comprimento, 350 largura. Esôfago 2,73 mm comprimento. A cauda é curvada dorsalmente e tem 295 de comprimento. A vulva esta 0,28 mm distante da abertura anal. Os ovos medem 19-30×10-20.

As principais características do *Proleptus acutus* são: dois pseudolábios simples, com uma projeção cônica cada um, na extremidade anterior. Presença de colar cefálico. Porção muscular do esôfago menor que a porção glandular. Na extremidade posterior, há uma cauda com grande asa caudal lateral, e oito pares de papilas pedunculadas: 3 pares de papilas pré-cloacais e 5 pares pós-cloacais. Gubernáculo ausente. Dois pares de espículas, diferentes em forma e tamanho.

Todos os exemplares encontrados eram adultos. A Figura 5 e a Figura 6 são referentes às imagens de microscopia eletrônica de varredura.

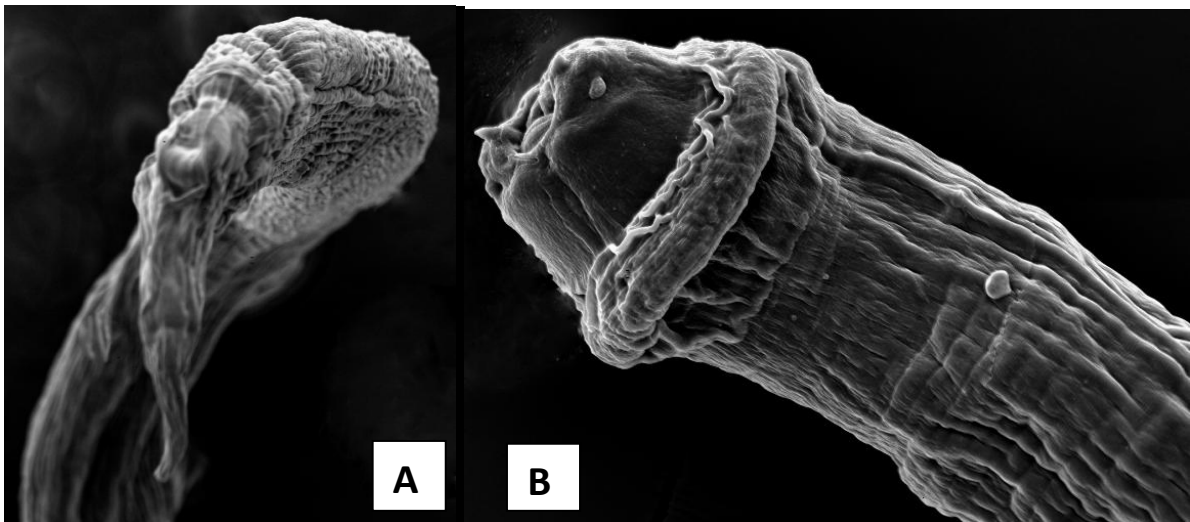


Figura 5. Microscopia eletrônica de varredura de *Proleptus acutus*, fêmea: A- extremidade posterior (escala 100µm). B – extremidade anterior (escala 30µm).

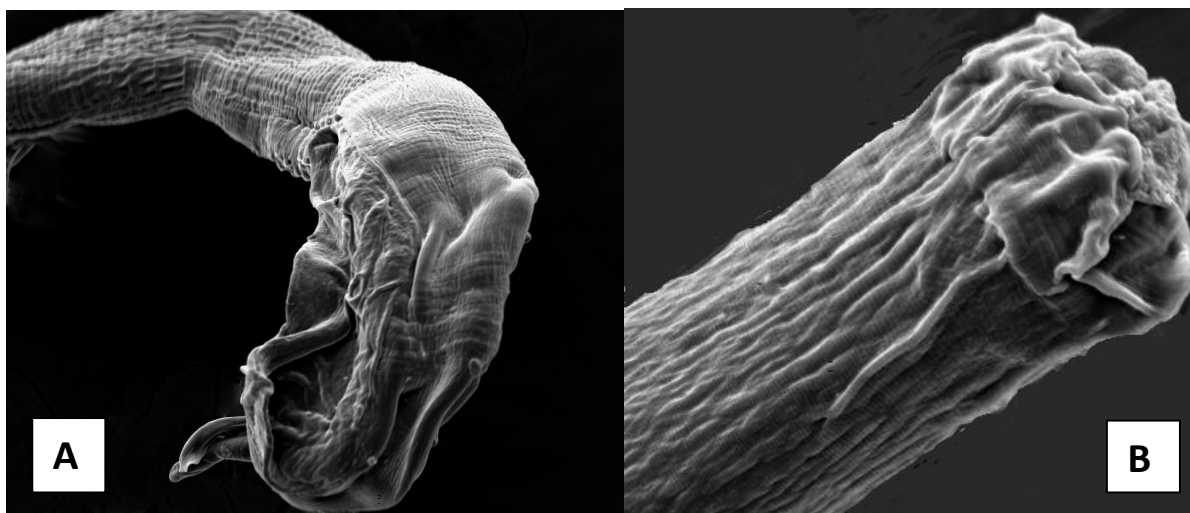


Figura 6. Microscopia eletrônica de varredura de *Proleptus acutus*, macho: A - extremidade posterior (escala 100 μ m). B – extremidade anterior (escala 30 μ m).

DISCUSSÃO

Procamallanus (S.) *pereirai* tem como características a asa caudal bem desenvolvida e cinco pares de papilas pré-cloacais (PETTER, 1979). Já foi descrito ocorrendo em diferentes hospedeiros e em diferentes localidades (ANNEREAUX, 1946, SOGANDARES-BERNAL, 1955, NOBLE & KING, 1960, HUTTON, 1964, JOY 1971, 1974, YIN 1983, SOOD 1989, FROST & DAILEY, 1994), podendo parasitar peixes de água doce ou salgada (PETTER, 1979).

No Brasil, já havia sido descrito ocorrendo no teleósteo *Paralonchurus brasiliensis* (PINTO ET AL. 1984, VICENTE et al. 1985), e estágio larvais já foram descritos no Brasil nos teleósteos *Stellifer brasiliensis*, *Nebris microps*, *Porichthys porosissimus*, *Symphurus tessellatus* e *Menticirrus americanus* (SANTOS et al., 1999). Em elasmobrânquios brasileiros, já havia sido descrito ocorrendo em raias *Atlantoraja castenau* no estado do Rio Grande do Sul (KNOFF et al., 2001).

O Gênero *Proleptus*, Physalopteridae (Dujardin, 1845) tem como características particulares a estrutura da extremidade cefálica e a posição da vulva perto do ânus. A descrição da espécie *Proleptus acutus* ocorreu em 1845 por Dujardin, baseado em um único macho encontrado na espécie *Raja clavata* (BAYLIS, 1933). Esta descrição resultou em pouco referencial para um novo diagnóstico da

espécie. Baylis (1933) cita como características principais da espécie a cauda obtusa e uma estrutura diferenciada na cutícula, à porção anterior.

Ainda hoje, o gênero *Proleptus* é de difícil diferenciação, pois muitas espécies tem sua taxonomia baseada em poucos espécimes (SPECIAN et al. 1975). Lloyd (1920) relata sobre a variabilidade biométrica destes nematóides, gerando conflito entre os autores, e Moravec et al. (2002) alerta sobre a possibilidade de erros frequentes de identificação de espécies devido às observações imprecisas na morfologia. Specian et al. (1975) criaram uma chave de identificação na tentativa de sanar dúvidas quanto a identificação dos mesmos.

Moravec et al. (2002) relatam que *Proleptus obtusus*, outro parasita do gênero, possui três pares de papilas pré-anais, como *P. acutus*, mas o segundo e terceiro pares estão perto do nível da abertura da cloaca e poderia ser facilmente considerado adanal, dependendo de como observado na cauda do nematóide, sendo um recurso confiável para distinguir ambas as espécies.

A ocorrência de *P. acutus* já foi descrita em *Raja clavata*, *R. circularis* e *Mustelus laevis* como *P. robustus* (Baylis, 1933), considerado hoje sinônimo do *P. acutus* (SPECIAN et al, 1975).

Na América do Sul, *P. acutus* já foi descrito no litoral argentino em *Sympterya bonapartei* (Rajidae, Elasmobranchii) peixe-serra endêmico do Brasil, Uruguai e Argentina (ROMERA, 1993) e em *Z. brevirotris* em Ubatuba, São Paulo, Brasil (SILVA et. al, 2008).

Houve relato de *P. acutus* ocorrendo em *Rhinobatos planiceps* no Chile (DAILEY; CARVAJAL, 1976), mas posteriormente o material foi revisto e descrita uma nova espécie, *Proleptus carvejali* (FERNANDEZ; VILLALBA, 1985). *P. carvejali* também foi descrito ocorrendo em *Rhinobatos planiceps* no Peru (IANNACONE et. al, 2011).

George-Nascimento e Vergara (1982) descreveram a relação parasita-hospedeiro entre *P. acutus* e *Schroederichthys chilensis* no Chile, porém, Torres e Grandjean (1983) redescreveram este parasita como uma nova espécie, *Proleptus niedmanni*. Esta correção foi confirmada por Fernandez e Vilalba (1985).

É o primeiro relato da ocorrência de *Proleptus acutus* nos hospedeiros

Atlantoraja platana, *Rhinobatos percellens*, *Rhinobatos horkelli* *Rioraja agassizi* e *Atlantoraja cyclophora*, e primeira ocorrência de *Procamallanus* (S.) *pereirae* em *Atlantoraja cyclophora*. Estas novas ocorrências de nematóides contribuem para o conhecimento a respeito destes parasitos de ocorrência no litoral brasileiro, vista a dificuldade do trabalho com animais em vida livre e raridade de informações acerca do parasitismo em elasmobrânquios.

REFERENCIAS

ANDERSON, R.C.; CHABAUD, A. G, WILLMOT, S. **Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. Cambridge, Ed. CABI, 463p, 2009.

ANNEREAUX, R. F. A new nematode, *Procamallanus pereirai*, with a key to the genus. **Am Microsc Soc**, 65: 299-303, 1946.

BAYLIS, H.A. On the nematode genus *Proleptus*. **The Annals and Magazine of Natural History**, v.12, p.325-335, 1933.

BUSH, A.O.; LAFFERTY, K.D.; LOTZ, J. et al. Parasitology meets ecology in its own terms: Margolis et al. revisited. **Journal of Parasitology**, v.83, p.575-583, 1997.

DAILEY, M.D. e CARVAJAL, J. Helminth parasites of *Rhinobatos planiceps* Garman 1880, including two new species of cestodes, with comments on host specificity of the genus *Rhinebothrium* Linton 1890. **Journal of Parasitology**, v.62, p.939-942, 1976.

DUJARDIN, F. **Histoire naturelle des helminthes ou vers intestinaux**. Paris: Librairie Encyclopédique de Roret, 669 p, 1845.

EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M.; PAVANELLI, G.C. **Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes**. 2. ed. Maringá: Eduem, 199p, 2006.

FERNANDEZ, J., e VILLALBA, C. *Proleptus carvajali* n. sp. (Nematoda: Spiruroidea), nuevos registros y lista sistematica de los nematodos de peces en aguas chilenas. **Revista Chilena de Historia Natural**, v.58, p. 109-120, 1985.

FIGUEIREDO, J.L. **Manual de peixes marinhos do Sudeste do Brasil. I. Introdução, cações, raias e quimeras.** São Paulo: Museu de Zoologia - USP, 104p, 1977.

FROST, P.J., DAYLEY, M. M. Helminth parasites of some southern California fishes with a redescription of *Proctoeces magnorus* Manter, 1940 (Digenea: Fellodistomidae) and description of *Choanodera meseri* sp. n. (Digenea: Apocreadidae). **Bull South California Acad Sci**, v.93, p.110-117, 1994.

GEORGE-NASCIMENTO, M., e VERGARA, L. Relationships between some inherent factors and the size of infrapopulations of *Proleptus acutus* (Nematoda: Spirurida) within the stomach of its definitive host *Schroederichthys chilensis* (Chondrichthyes: Scyliorhinidae). **Journal of Parasitology**, v.68, p. 1170-1172, 1982.

HUTTON, R. F. A second list of parasites from marine and coastal animals of Florida. **Trans Am Microsc Soc**, 83, p. 439-447, 1964.

IANNACONE, J.; AVILA-PELTROCHE, J., ROJAS-PEREA, S., SALAS- SIERRALTA, M., NEIRA-CRUZADO, K., PALOMARES-TORRES, R., VALDIVIA-ALARCÓN, S., PACHECO-SILVA, A., BENVENUTTO-VARGAS, V., FERRARIO-BAZALAR, V. Dinámica poblacional de los parásitos metazoos del pez guitarra del pacífico *Rhinobatos planiceps* (BATOIDEA: RAJIFORMES) de la zona costera marina de Lima, Perú. **Neotropical Helminthology**, v.5(2), p. 265-278, 2011.

IUCN 2013. Red List of Threatened Species. Disponível em: <<http://www.iucnredlist.org>>. Acesso em: 16 abril 2013.

JOY, J. E. *Spirocamallanus pereirai* (Nematoda: Camallanidae) from the croacker, *Micropogonias undulatus*, in Texas. **J Parasitol**, v.57, p.390, 1971.

JOY, J. E. Incidence and intensity of *Spirocamallanus pereirai* (Nematoda: Camallidae) infections in the croacker, *Micropogon undulatus* (Linnaeus) and spot, *Leiostomus xanthurus* Lacépède, from Texas. **Contr Mar Sci** 18: 1-16, 1974.

NOBLE, E. R., KING, R. E. The ecology of the fish *Gillichthys mirabilis* and one of its nematode parasites. **J Parasitol**, v.46, p. 670-685, 1960.

KNOFF, M. et al. Nematodes of elasmobranch fishes from the southern coast of Brazil. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 96 (1), 2001.

LLOYD, J.H. Some observations on the structure and lifehistory of the common nematode of the dogfish (*Scyllium canicula*). **Proceedings of the Zoological Society of London**, p. 449–456, 1920.

MORAVEC, F., VAN AS, J.V., DYKOVÁ, I. *Proleptus obtusus* Dujardin, 1845 (Nematoda: Physalopteridae) from the puffadder shyshark *Haploblepharus edwardsii* (Scyliorhinidae) from off South Africa. **Systematic Parasitology**, v.53, p. 169–173, 2002.

NELSON, J.S. **Fishes of the world**. 3^oed. John Wiley & Sons, New York, 1994.

PETTER, A. J. Essai de classification de la sous-famille des *Procamallaninae* (Nematode, Camallanidae). **Bull Mus Natn Hist Nat Paris**, 4 ser. 1 sec. A., 1:219-239, 1979.

PINTO RM, VICENTE JJ, NORONHA D. First report of *Ascarophis* Van Beneden, 1871: *A. brasiliensis* n. sp. (Nematoda, Ascarophidinae) and *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pereirai* Annereaux, 1946 (Nematoda, Procamallaninae) in South America. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v.79, p.491-494, 1984.

ROMERA, S.A. *Proleptus acutus* (Nematoda: Physalopteridae), a parasite from an argentinian skate, *Sympterygia bonapartei* (Pisces: Rajidae). **Journal of Parasitology**, v.79, p.620-623, 1993.

SANTOS, C. P., CÁRDENAS, M. Q., LENT, H. Studies on *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pererai* Annereaux, 1946 (Nematoda: Camallanidae), with new host records and new morphological data on the larval stages. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v.94, p.635-640, 1999.

SILVA, R.J., BALDASSIN, P., GONZÁLEZ, G.K., SAKIYAMA, D.T.P., LAVOR, U.L., WERNECK, M.R., GALLO, H. *Proleptus acutus* Dujardin, 1845 (nematode, Physalopteridae) parasite of rays *Zapteryx brevirostris* Muller & Henlle, 1841 (*Rhinobatiformes*, *Rhinobatidae*) in Brazil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.60 (6), p. 1573-1575, 2008.

SOGANDARES-BERNAL, F. Some helminth parasites of fresh and brackish water fishes from Louisiana and Panama. **J Parasitol**, v.41, p.587-594, 1955.

SOOD, M. L. **Fish Nematodes from South Asia**, Kalyani Publishers, New Delhi, 704 p, 1989.

SPECIAN, R.D.; UBELAKER, J.E.; DAILEY, M.D. *Neoleptus* gen. n. and revision of the genus *Proleptus* Dujardin 1845. **Proceedings of Helminthology Society of Washington**, v.42, p.14-21, 1975.

TORRES, P.; GRANDJEAN, M. *Proleptus niedmanni* sp. n. Nematoda:Spiruroidea from a shark, *Schoroederichthys chilensis* Guichenot, in southern Chile. **J. of Parasitology**, v.69(2), p.413-415, 1983.

VICENTE, J. J., RODRIGUES, H. O., GOMES, D. C. Nematóides do Brasil. 1a. Parte: Nematóides de peixes. **Atas Soc Biol Rio de Janeiro**, v.25, p.1-88, 1985.

YIN, W. Z. On some nematodes from marine fishes in Hainan Island, China. **Acta Zool Sin**, v.8, p.225-228, 1983.

CAPITULO 5. NOVAS OCORRÊNCIAS DE CESTOIDES EM RAIAS MARINHAS NO BRASIL

Silvia Roselli Napoleão^a, Alberto Ferreira Amorim^c, Ricardo Massato Takemoto^{a,b}.

a Universidade Estadual Paulista, Unesp, Depto. de Patologia Animal, Jaboticabal, SP, Brasil.

b Universidade Estadual de Maringá, UEM, Nupélia, Maringá, PR, Brasil.

c Instituto de Pesca de São Paulo – APTA/SAA, Santos, SP, Brasil.

Resumo

Este trabalho tem como objetivo relatar a ocorrência de seis espécies de cestóides, ainda não registrados, encontrados em raias marinhas. Os peixes foram provenientes da pesca de arrasto-de-parelha e de arrasto de fundo duplo de pequeno e médio porte - pesca do camarão sete-barbas (*Xiphopenaeus kroyeri*) e pesca do camarão-rosa (*Penaeus brasiliensis*) respectivamente, e desembarcados nas cidades de Santos e Guarujá - SP, Brasil, entre abril de 2012 e maio de 2013. Foram encontrados e descritos os cestóides: *Rhodobothrium* sp., Cestoda gen. sp. 1, *Cairaeanthum* sp., *Tiarabothrium* sp., *Uncibilocularis* sp. e Cestoda gen. sp. 2.

Palavras-chave: elasmobrânquios, parasitos, fauna-acompanhante, Brasil.

Introdução

Entre abril de 2012 e maio de 2013 foram coletados 38 exemplares de raias: 7 espécimes de *Rhinoptera brasiliensis*, 21 espécimes de *Rhinobatos percellens*, 3 espécimes de *Dasyatis hypostigma*, 3 espécimes de *Gymnura altavela* e 4 espécimes de *Narcine brasiliensis*. Os animais foram capturados pela pesca de arrasto-de-parelha e de arrasto de fundo duplo de pequeno e médio porte - pesca do camarão sete-barbas (*Xiphopenaeus kroyeri*) e pesca do camarão-rosa (*Penaeus brasiliensis*)

respectivamente, desembarcados nas cidades de Santos e Guarujá, estado de São Paulo, provenientes do litoral sudeste e sul do Brasil. Estavam conservados em gelo e posteriormente foram congelados até a realização da necropsia. A identificação dos peixes foi realizada pelo Dr. Alberto Ferreira de Amorim.

As necropsias foram realizadas no Instituto de Pesca - SP, na cidade de Santos, SP, onde foram removidos para avaliação brânquias, coração, baço, fígado, intestino e estômago de cada exemplar. Os órgãos foram triados em busca de parasitos nos laboratórios do campus Experimental da Universidade Estadual Paulista (Unesp) em São Vicente, SP, com utilização de lupa Zeiss® e de acordo com as recomendações de Eiras et al. (2006). A identificação dos cestóides seguiu as orientações de Benz; Bullard (2004) e Caira; Healy (2004). Posteriormente, os parasitos foram depositados na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, RJ.

A prevalência e intensidade média foram calculadas de acordo com Bush et al. (1997). A preparação das laminas e identificação dos parasitos foi realizada no Laboratório de Ictioparasitologia da Universidade Estadual de Maringá – UEM, Maringá, PR.

Resultados e Discussão

Foram encontrados seis diferentes espécies de cestóides, ainda não registrados. Duas das espécies encontradas (Cestoda gen. sp. 1 e Cestoda gen. sp. 2) pertencem a gêneros ainda não descritos em literatura. Os demais cestóides foram identificados apenas em nível de gênero (*Rhodobothrium* sp., *Cairaeanthum* sp., *Tiarabothrium* sp e *Uncibilocularis* sp.), pois não se caracterizam nas espécies já descritas dos mesmos.

Na Tabela 1, estão listadas as espécies de raias pesquisadas, os parasitos encontrados, prevalência e intensidade média dos mesmos.

Tabela 1- Cestóides encontrados em cinco diferentes espécies de raias, provenientes da pesca acompanhante no litoral sul e sudeste do Brasil, entre abril de 2012 e maio de 2013.

Espécime de Parasito	Hospedeiro (quantidade de exemplares)	Local de parasitismo	Prevalência	Intensidade Média
1) <i>Rhodobothrium</i> sp.	<i>Rhinoptera brasiliensis</i> (7)	Intestino	42%	1,5
2) Cestoda gen. sp. 1	<i>Dasyatis hipostigma</i> (3)	Intestino	66%	4,5
	<i>Gymnura altavela</i> (3)	Intestino	33%	2
3) <i>Cairaeanthum</i> sp.	<i>Rhinoptera brasiliensis</i> (7)	Intestino	14%	1
4) <i>Tiarabothrium</i> sp.	<i>Rhinoptera brasiliensis</i> (7)	Intestino	14%	4
5) <i>Uncibilocularis</i> sp.	<i>Rhinobatos percellens</i> (21)	Intestino	19%	1,25
	<i>Dasyatis hipostigma</i> (3)	Intestino	33%	3
	<i>Narcine brasiliensis</i> (4)	Intestino	15%	4
6) Cestoda gen. sp. 2	<i>Rhinobatos percellens</i> (21)	Intestino	4%	1

1) *Rhodobothrium* sp.

Syn. Sphaerobothrium (Euzet, 1959), *Inermiphyllidium* (Riser, 1955) e *Proboscidosaccus* (Gallien, 1959).

Medidas baseadas em três espécimes: Comprimento total 11,25-24,12 (16,12)mm, Comprimento do pedúnculo 1,12-2,25 (1,7)mm, Escólex (ilustrado na Figura 1): Comprimento médio 3,76-4,5 (3,4)mm, Largura média 2,12-2,87 (2,5)mm, Pescoço: 4,3-5,0 (4,65)mm.

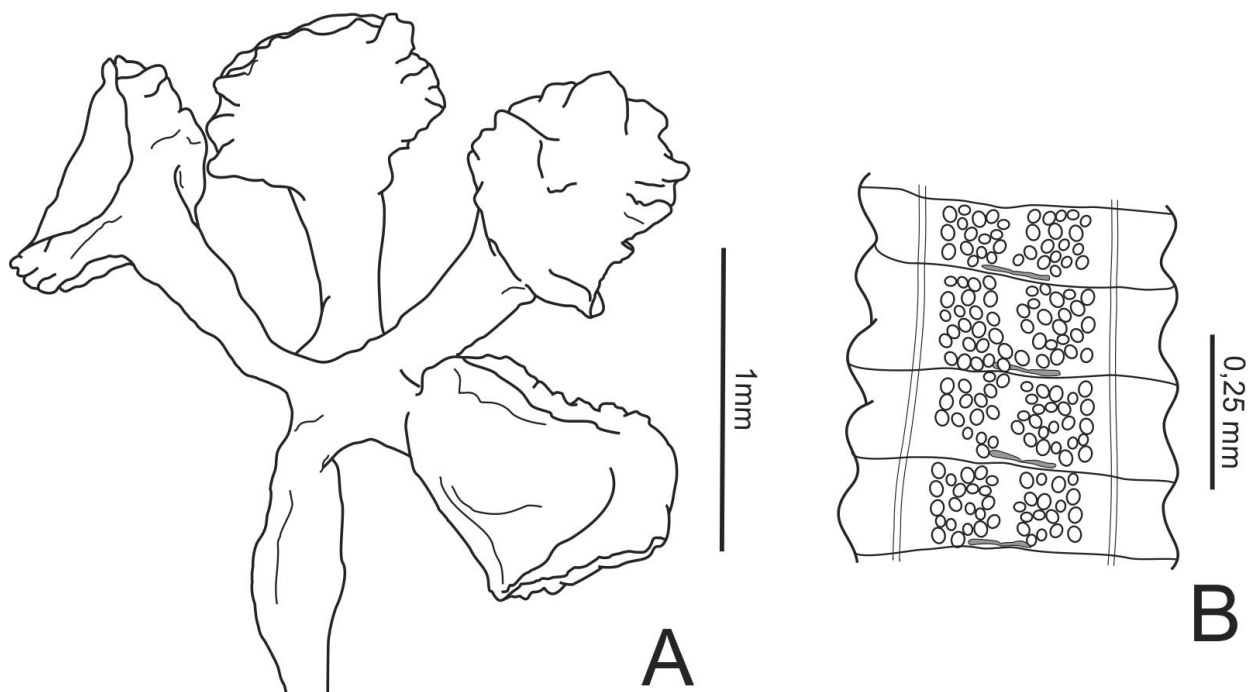


Figura 1: A- *Rhodobothrium* sp., encontrado em *Rhinoptera brasiliensis*, no Brasil (escala 1,0mm). B- proglotes de *Rhodobothrium* sp. (escala 0,25mm).

Hospedeiro: *Rhinoptera brasiliensis*.

O gênero foi descrito com a espécie *Rhodobothrium pulvinatum* (Linton, 1889). Já descrita ocorrência no Chile nos elasmobrânquios *Myliobatis chilensis* (*Rhodobothrium mesodesmatum*) e em *Dasyatis centroura* e *Dasyatis americana* (*Rhodobothrium pulvinatum*). *Rhodobothrium pulvinatum* tem como syn. *Antobothrium pulvinatum* (CAMPBELL; CARVAJAL, 1979).

2) Cestoda gen. sp. 1

Medidas baseadas em nove espécimes: Comprimento total 22,25- 106,75 (73,04)mm, Largura média 0,32-0,67 (0,42)mm, Escólex (ilustrado na Figura 2): Comprimento médio 0,5-1,75 (0,86)mm, Largura média 0,35-2,25 (1,14)mm, Pescoço: 0,9-1,95 (1,32)mm.

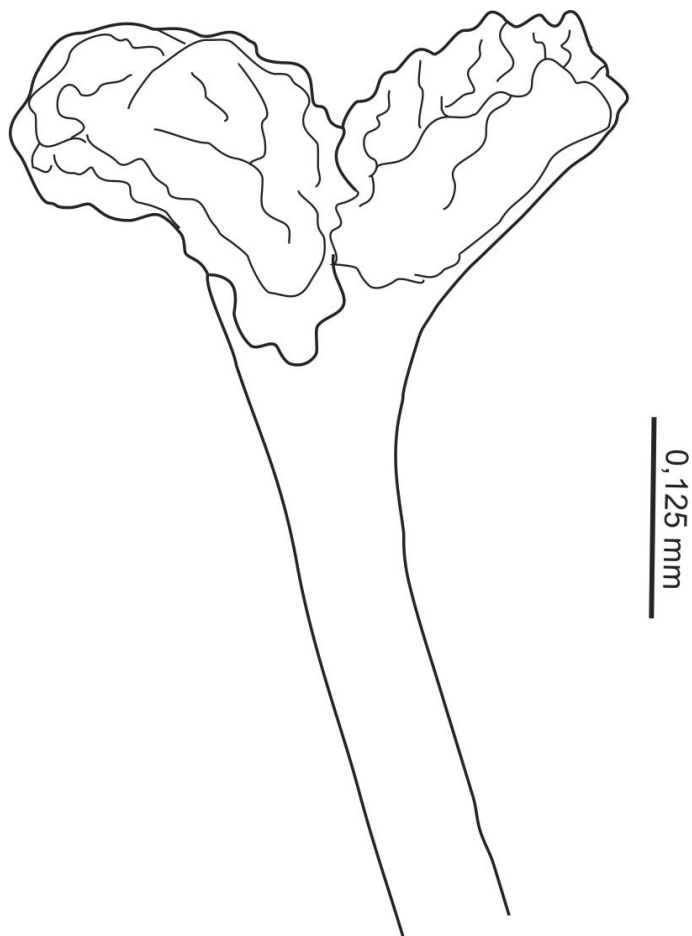


Figura 2: Escólex de Cestóide gen. sp. 1 (escala 0,125mm).

Hospedeiros: *Dasyatis hypostigma* e *Gymnura altavela*.

Seu escolex assemelha-se ao *Rhabdobothrium sp.*, que possui quatro botrios pedunculados, subdivididas em lóculos por um septo transversal e um septo médio longitudinal, porem em sua descrição seu pescoço seria ausente ou muito pequeno, o que não foi observado nos espécimes encontrados. Também assemelha-se ao *Rhodobothrium sp.*, que possui escólex com quatro botrios subesfericos suportadas por um pedúnculo. Botrios quando relaxadas apresentam uma aderência transversa da superfície com numerosas ondulações, formando uma superfície irregular. Não há presença de ventosa, porem suas proglotes são triangulares, diferentes dos espécimes encontrados que são retangulares. Baseada na literatura (Euzet, 1994) e no Global Cestode Database (2013), os espécimes encontrados não se encaixam em gêneros ou espécies já descritas.

3) *Cairaeanthus* sp.

Ilustrado na Figura 3. Medidas baseadas em um espécime: Comprimento total 15,12 mm, Largura 0,625 mm, Largura total do escolex: 0,625 mm, Comprimento do escolex: 0,675mm.

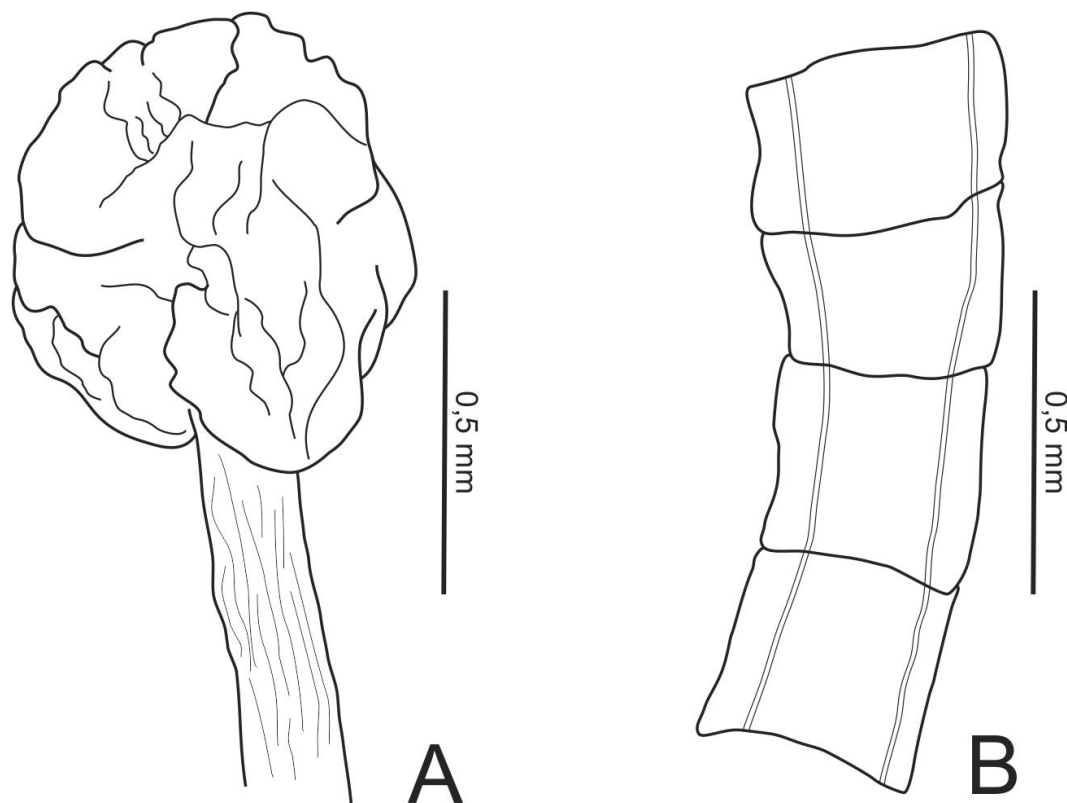


Figura 3: A- Escolex de *Cairaeanthus* sp. (escala 0,5mm). B- Proglotes de *Cairaeanthus* sp. (escala 0,5mm).

Hospedeiro e local de parasitismo: *Rhinoptera brasiliensis*.

Cairaeanthus é um gênero descrito recentemente, parasito de *Dasyatis pastinaca* no Mar Negro e Mar Azov. *Cairaeanthus ruhnei* e *Cairaeanthus healyae* são os únicos espécimes descritos até o momento para este gênero (KORNYUSHIN;POLYAKOVA, 2012).

A morfologia do gênero corresponde às de *Phyllobothrium lactucavan* (Beneden, 1850) e *P. gracilis* (Wedl, 1855), entretanto, algumas características morfológicas destes cestoides (como o lóculo marginal na bótria pedunculada, pedúnculo cefálico, ventosa apical ausente, testículos pós-porais) correspondem à

diagnose de Rhinebothriidea. *Cairaeanthus* difere de *Anthocephalum* (Linton, 1890) pela ausência de ventosa apical, bóttria posterior bífida e campos vitelínicos até o ovário (não se estendendo ao final posterior da proglote). Pode ser diferenciado de *Rhinebothrium* sp., *Echeneibothium* sp., *Rhabdotobothrium* sp., *Rhinebothroides* sp., *Scalithrium* sp., pela ausência de lóculo facial na bóttria e pelos numerosos folículos vitelínicos, até a margem anterior do ovário; diferencia-se de *Rhodobothrium* sp., pela ausência de testículos pós-porais, e de *Spongiobothrium* sp. pelos numerosos folículos vitelínicos até a altura do ovário (KORNYUSHIN;POLYAKOVA, 2012).

4) *Tiarabothrium* sp.

Medidas baseadas em quatro espécimes: Comprimento total 7,22-10,24 (8,81)mm, Escólex (Figura 4): Comprimento médio 0,37-0,5 (0,44)mm, Largura média 0,3-0,5 (0,42)mm, Pescoço: 2,0-3,75 (2,90)mm.

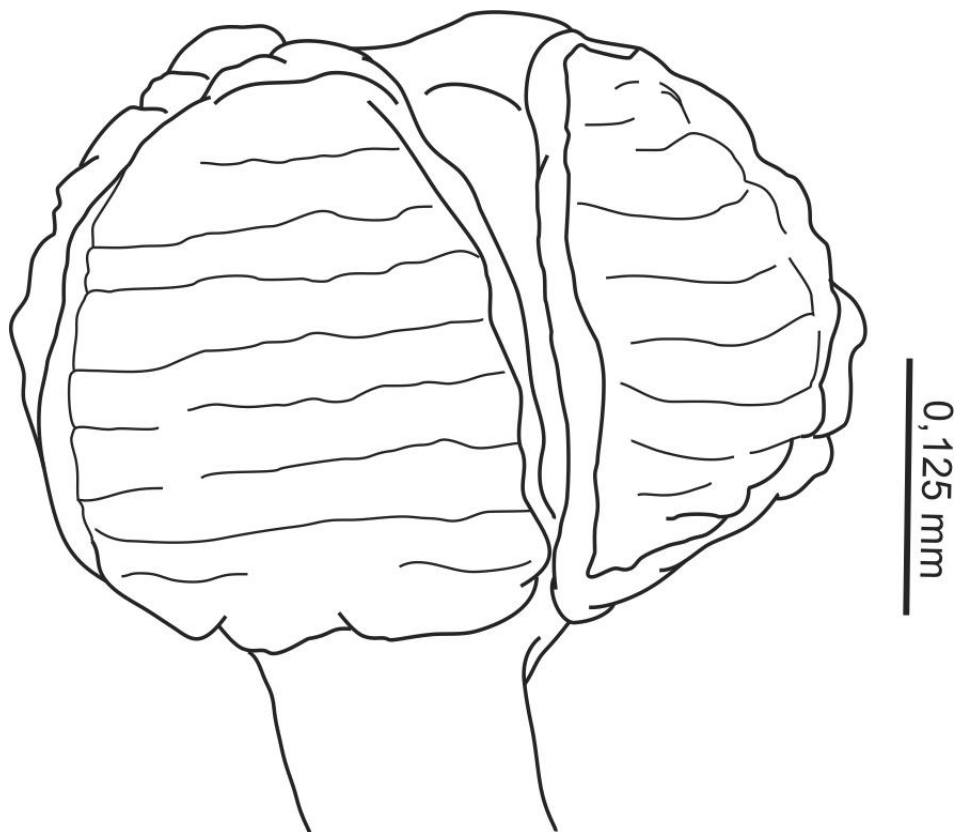


Figura 4: Escólex de *Tiarabothrium* sp.(escala 0,125mm).

Hospedeiro: *Rhinoptera brasiliensis*.

O gênero *Tiarabothrium* foi descrito em 1906 por Sympley & Hornell, com a descrição de *Tiarabothrium javanicum* ocorrendo em *Rhinoptera javanica*. É a única espécie do gênero descrito até o momento (GLOBAL CESTODE DATABASE, 2013). Possui quatro bótrias sésseis, cada uma dividida em doze aréolas transversais. Cada botridea é oval, e diferem-se no tamanho. Dois músculos robustos entram lateralmente na “cabeça”, formando quatro músculos de cada lado. Pescoço bem definido, provido de colar (SYMPLEY; HORNELL, 1906).

Southwell (1925) considerou que o gênero *Tiarabothrium* seja um sinônimo do gênero *Echeneibothrium*, porém, este costuma ocorrer em raias do gênero *Dasyatis*. Por esta diferença de hospedeiro, Euzet (1994), considera que deveria ser reclassificado junto à sub-família Rhinebothrinae, porém, até o momento, este é considerado um gênero *inquerendum*.

5) Cestoda gen. sp. 2

Encontrado apenas um espécime. Medidas: 12,02 comprimento, 0,55 largura, 1,85 comprimento do escólex, 1,2 largura do escólex, 0,9 comprimento da bóttria, 0,5 largura da bóttria, 0,096 largura do par de ganchos, 0,096 altura do par de ganchos, 0,096 altura do primeiro gancho, 0,072 altura do segundo gancho, 0,048 largura do primeiro gancho, 0,0456 largura do segundo gancho.

Hospedeiro: *Rhinobatos percellens*.

Seu escólex (Figura 5) assemelha-se ao *Tritaphros* sp., que apresenta escólex com um pequeno myzorrinco apical e quatro bótrios sésseis, porém, neste gênero os bótrios são divididas em três lóculos, diferenciando-os, além de não apresentarem ganchos, como no espécime encontrado.

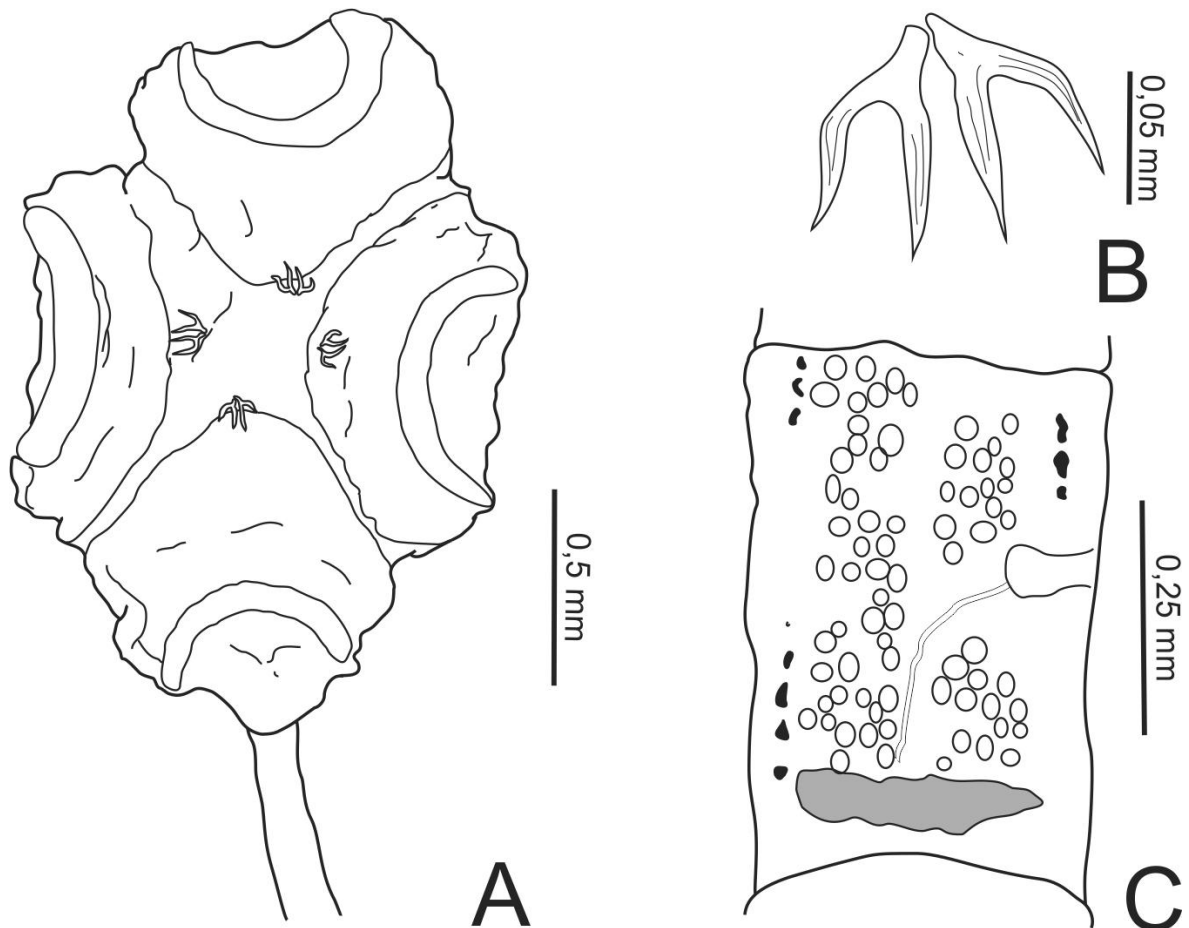


Figura 5. A- Escólex de Cestóide gen. sp. 2. (escala 0,5mm). B- Par de ganchos presentes em cada um dos bótrios do escólex (escala 0,05mm). C-Proglotes de Cestóide gen. sp. 2. (escala 0,25mm).

Outro gênero semelhante é o *Clistobothrium* sp., porém este apresenta bótrios em forma de crucifixo e também não possui espinhos.

Baseada na literatura (Euzet, 1994) e no Global Cestode Database (2013), o espécime encontrado não se encaixa em gêneros ou espécies existentes.

6) *Uncibilocularis* sp.

Syn. Megalonchos sp. (Baer e Euzet, 1962).

Medidas baseadas em três espécimes: Comprimento total 21,75-32,3 (26,43) mm, Largura 0,35-0,87 (0,65)mm, Largura média total do escólex: 0,4-0,75 (0,54)mm, Comprimento médio do escólex (Figura 6): 0,4-0,72 (0,51)mm, Largura média total dos ganchos: 0,168-0,170 (0,160)mm, Altura média total dos ganchos: 0,08-0,17 (0,12)mm, Comprimento médio dos ganchos maiores: 0,16-0,65 (0,32)mm, Comprimento médio dos ganchos menores: 0,10-0,13 (0,11)mm, Comprimento médio da estrutura que reveste os ganchos: 0,108-0,110 (0,109)mm.

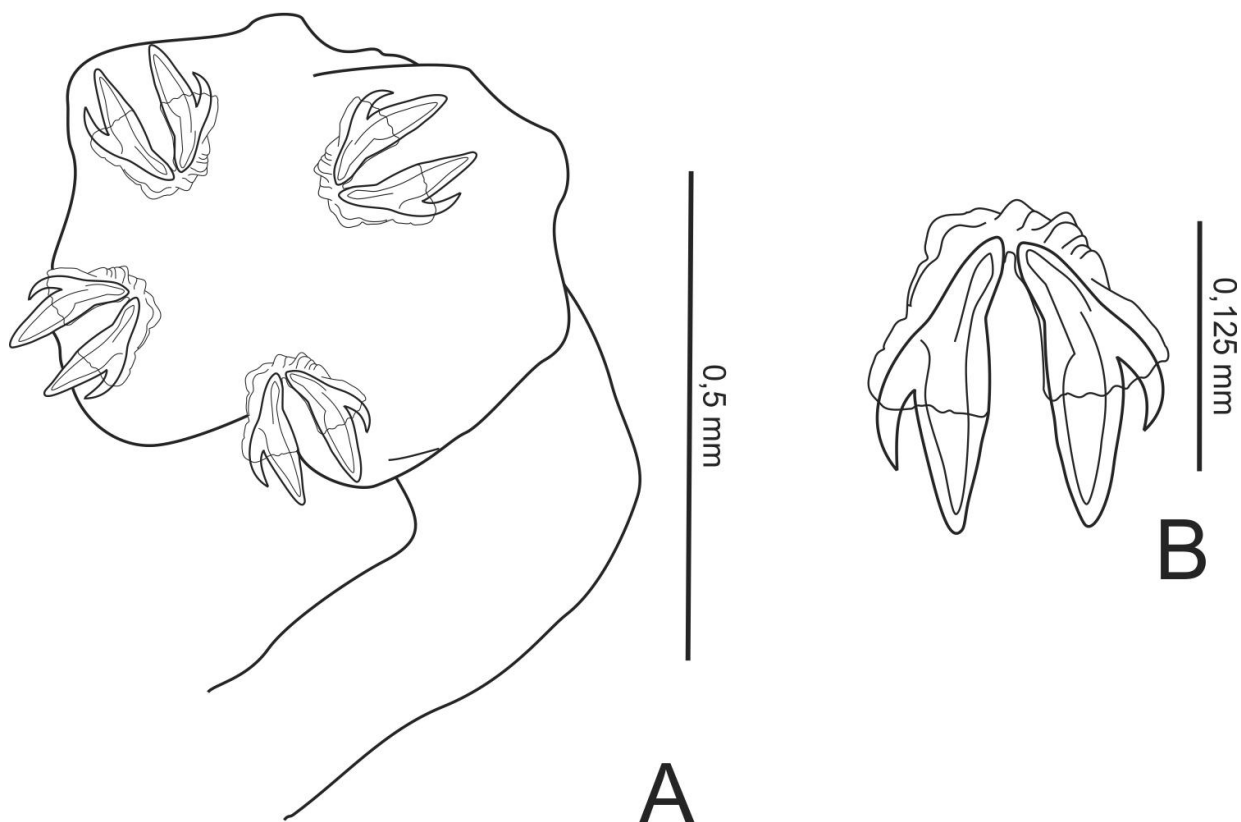


Figura 6: A- Escólex de *Uncibilocularis* sp.(escala 0,5mm). B- Ganchos presentes no escólex de *Uncibilocularis* sp.(escala 0,125mm).

Hospedeiros: *Dasyatis hypostigma*, *Rhinobatos percellens*, *Narcine brasiliensis*.

O gênero *Uncibilocularis* foi estabelecido por Southwell (1925), com o espécime *Uncibilocularis trygonis*, parasitando *Trygon sephen*. Sua caracterização é de uma cabeça armada com cada bótrio dividida por um septo simples em dois lóculos. Atualmente, foi redefinido para apenas os parasitos biloculados que possuem um único par de ganchos bifurcados por bótrio (EUZET, 1994). O gênero *Acanthobothrium* também possui ganchos bifurcados, entretanto, os ganchos dos *Acanthobothrium* são baseados (suportados) em bótria triculada (JENSEN; CAIRA, 2008).

O gênero possui dezessete espécies válidas, de ocorrência na Índia, Madagascar, Sri Lanka (Ceylon) e Austrália (GLOBAL CESTODE DATABASE, 2013).

Conclusão

Os cestóides encontrados descritos nesta pesquisa são quatro novas espécies de gêneros conhecidos, e dois novos gêneros. O fato de não existirem trabalhos relacionados à icitiofauna parasitológica das raias marinhas no litoral brasileiro mostra que ainda há muito a ser descoberto e identificado e, portanto, novas pesquisas devem ser realizadas para um maior conhecimento e esclarecimento sobre o tema.

REFERENCIAS

BAER, J. G.; EUZET, L. Revision critique dès cestodes tetraphyllides décrits par T. Southwell (1repartie). **Bulletin de la Société Neuchateloise dès Sciences Naturelles**, v.85, p.143–172, 1962.

BUSH, A.O.; LAFFERTY, K.D.; LOTZ, J. et al. Parasitology meets ecology in its own terms: Margolis et al. revisited. **Journal of Parasitology**, v.83, p.575-583, 1997.

BENZ, G. W.; BULLARD S. A. Metazoan parasites and associates of chondrichthyans with emphasis on taxa harmful to captive hosts. In: SMITH, M. D., THONEY, W. D., HUETER, R. **The elasmobranch husbandry manual: captive care of sharks, rays and their relatives**. Columbus: Ohio Biological Survey, 2004.

CAIRA, J. N.; HEALY, C. J. Elasmobranchs as hosts of metazoan parasites. In: CARRIER, J. C.; MUSICK, J. A.; HEITHAUS, M. R. **Biology of sharks and their relatives**. CRC Press, 2012.

CAMPBELL, R.; CARVAJAL, J. Synonymy of the Phyllobotriid genera *Rhodobothrium* Linton, 1889, *Inermiphyllidium* Riser, 1955, and *Sphaerobothrium* Euzet, 1959 (Cestoda: Tetraphyllidea). **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, v.46, p.88- 97, 1979.

EUZET, L. Order Tetraphyllidae Carus, 1863. Chapter 8. In: KHALIL, L.F.; JONES, A.; BRAY, R.A. **Keys to the Cestode parasites of vertebrates**. CAB International, Wallingford, 1994.

EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M.; PAVANELLI, G.C. **Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes**. 2. ed. Maringá: Eduem, 199p, 2006.

GLOBAL CESTODE DATABASE. <http://tapewormdb.uconn.edu>. Acesso em 29/12/2013.

JENSEN, K.; CAIRA, J.N. A Revision of *Uncibilocularis* Southwell, 1925 (Tetraphyllidea: Onchobothriidae) with the Description of Four New Species. **Comparative Parasitology**, v.75(2), p.157-173, 2008.

KORNYUSHIN, V.; POLYAKOVA, T. *Cairaeanthus* gen. n. (Cestoda, Rhinebothriidea), with the Description of Two New Species from *Dasyatis pastinaca* in the Black Sea and the Sea of Azov. **Vestnik Zoologii**, v.46(4), p.1-18, 2012.

LINTON, E. Notes on cestoid Entozoa of marine fishes. **American Journal of Science and Arts**. 3rd Series. v.37, p.239-240, 1889.

SHYMPLEY, A. E.; HORNELL, J. Report on the cestode and nematode parasites from the marine fishes of Ceylon. Report to the Government of Ceylon on the Pearl Oyster Fisheries of the Gulf of Manaar (Herdman), Part 5 5: 43-96, 1906.

SOUTHWELL, T. A monograph on the Tetraphyllidae, Liverpool School of Tropical Medicine. Memoir n°2, Liverpool University Press, 368p., 1925.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

- Considerando todos os peixes analisados, não foram encontrados parasitos nos seguintes órgãos: baço, fígado e coração.
- Mesmo com a pesca predatória e a notória diminuição dos recursos de peixes cartilaginosos no litoral brasileiro, não existem incentivos às pesquisas em conservação e ecologia de elasmobrânquios.
- Faltam pesquisas a respeito da biologia dos elasmobrânquios que demonstrem com qual idade/tamanho os animais atingem maturação sexual, demarcação de quais locais são as “áreas berçário” onde as fêmeas escolhem para parir seus filhotes no litoral brasileiro, assim como faltam dados simples da biologia dos animais como locais de ocorrência e tipo de alimentação.
- Faltam projetos de pesca sustentável, que aliem o uso dos recursos naturais destinados a alimentação humana à capacidade de renovação destes recursos.
- Se faz necessária uma fiscalização mais eficiente da legislação na pesca nacional, em que se respeite medidas mínimas para a pesca de determinadas espécies de tubarões e exista uma real fiscalização sobre a pratica do “finning”.
- Como existem poucos estudos com enfoque em endoparasitos até o momento, a maioria dos parasitos encontrados nesta pesquisa não são conhecidos. Desta forma, as próximas pesquisas a serem realizadas quanto a parasitos de elasmobrânquios provavelmente trarão informações como novos registros de ocorrência de parasitos, novas localidades e até mesmo novas espécies descritas.