



VIVIANE GULARTE TAVARES DOS SANTOS

HELMINTOS PARASITOS DE *RHINELLA FERNANDEZAE* (GALLARDO, 1957) (ANURA, BUFONIDAE) DO MUNICÍPIO DE IMBÉ, RIO GRANDE DO SUL, BRASIL.

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Instituto de Biociências da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Biologia Animal.

Área de concentração: Biodiversidade
Orientadora: Prof^a Dr^a Suzana B. Amato

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL

PORTO ALEGRE

2008

**Helmintos parasitos de *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1957) (Anura, Bufonidae)
do município de Imbé, Rio Grande do Sul, Brasil.**

Viviane Gularte Tavares dos Santos

Aprovada em ___/___/_____

Dr^a Marília de Carvalho Brasil Sato

Dr^a Cláudia Calegari-Marques

Dr Márcio Borges Martins

SUMÁRIO

Página

AGRADECIMENTOS	v
LISTA DE TABELAS	viii
LISTA DE FIGURAS	x
RESUMO	xii
1. INTRODUÇÃO	1
1.1. A biodiversidade e o parasitismo	1
1.2. A ordem Anura	2
1.3. A família Bufonidae	3
1.4. <i>Rhinella fernandezae</i> - sapinho-de-jardim	3
1.5. Helmintofauna de anuros no Brasil	5
1.5.1. Digenéticos	5
1.5.2. Cestóides	6
1.5.3. Acantocéfalos	6
1.5.4. Nematóides	6
2. OBJETIVOS	12
3. JUSTIFICATIVAS	13
4. MATERIAL E MÉTODOS	14
4.1. Coleta dos hospedeiros	14
4.2. Necropsia dos anuros e coleta dos helmintos	17
4.3. Fixação dos helmintos	17
4.4. Processamento dos helmintos	18
4.4.1. Microscopia óptica	18
4.4.2. Microscopia eletrônica de varredura (MEV)	19
4.4.3. Histologia	19

4.5. Classificação e determinação das espécies	20
4.6. Fotomicrografias	20
4.7. Desenhos	20
4.8. Pranchas	20
4.9. Medidas	21
4.10. Comentários	21
4.11. Depósito dos espécimes representativos	21
4.12. “Forebody” e “Hindbody”	21
4.13. Termos ecológicos	22
4.14. Análise estatística	22
5. RESULTADOS	24
5.1. Taxonomia, descrição e resenha taxonômica dos helmintos	24
5.1.1. Digenéticos	24
<i>Catadiscus</i> sp.	24
<i>Gorgoderina festoni</i>	30
<i>Gorgoderina</i> sp.	37
Metacercária de Diplostomidae	42
5.1.2. Cestóides	47
<i>Cylindrotaenia americana</i>	47
Plerocercóide de Proteocephalidea	54
5.1.3. Acantocéfalos	58
<i>Acanthocephalus lutzi</i>	58
<i>Centrorhynchus</i> sp.(cistacantos)	64
5.1.4. Nematóides	71
<i>Cosmocerca parva</i>	71

<i>Aplectana meridionalis</i>	78
<i>Strongyloides carinii</i>	85
<i>Rhabdias fuelleborni</i>	90
<i>Oswaldocruzia</i> sp.....	96
5.2. Análise da estrutura da comunidade de helmintos de <i>Rhinella</i>	
<i>fernandezae</i>	101
5.2.1. Comunidade componente de helmintos	101
5.2.2. Estrutura da comunidade componente de helmintos	109
5.3. Análise da possível influência do sexo e do comprimento e do peso dos	
hospedeiros na prevalência, na abundância dos helmintos parasitos e riqueza	
parasitária	110
6. Discussão	115
6.1. Comunidade componente e estrutura da comunidade componente	115
7. Referências citadas	122

ANEXOS

Anexo 1. Ficha de necropsia.

Anexo 2. Lista dos hospedeiros depositados no Museu de Ciências e Tecnologia da Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul.

Anexo 3. Normas da Revista Brasileira de Zoologia.

AGRADECIMENTOS

À minha orientadora Dr^a Suzana B. Amato pela confiança que me recebeste no laboratório no ano de 2004 e pela oportunidade. E por me ensinar a ver a parasitologia por um outro ângulo, contribuindo para uma visão mais biológica do que médica.

Ao professor Dr. José Felipe Amato pelos ensinamentos valiosos. Muito obrigada por todas as vezes que sentou ao meu lado e se dispôs a me ensinar.

Em especial, com muito carinho e eterna admiração, ao Prof. Dr. Marcos Di Bernardo (*in memorian*) pelo auxílio sobre a anatomia do hospedeiro e toda atenção dada no início desta jornada.

À curadora do Museu de Ciências e Tecnologia da PUCRS Dr^a Gláucia Pontes pela simpatia e disposição com que me recebeu todas as vezes que levei os “sapitos” para depósito e pelo envio imediato dos números que receberam na Coleção de Anfíbios do MCT-PUCRS.

Ao Prof. Dr. Carlos Graeff-Teixeira por ter me mostrado a Parasitologia Humana nos meus primeiros passos acadêmicos e científicos no Laboratório de Parasitologia Molecular e Biologia Parasitária da PUCRS.

Ao biólogo e técnico do Laboratório de Biologia Parasitária da PUCRS Juliano Romanzini pelo auxílio em algumas imagens fotográficas dos helmintos.

Ao Prof. Dr. Márcio Borges Martins pelas sugestões dadas relacionadas ao hospedeiro.

Ao Prof. Dr. Gervásio Carvalho pela amizade.

Ao laboratório de Histologia Vegetal da UFRGS, onde aprendi técnicas de histologia com o Prof. Dr. Jorge Mariah e a técnica Juliana, que me recebeu com simpatia e disposição.

Ao IBAMA por conceder a licença de captura dos anuros.

Ao CNPq pela bolsa concedida nos últimos 12 meses.

Com muito carinho e gratidão, agradeço com toda a sinceridade a essas pessoas, com as quais tive o privilégio de conviver e conhecer, e mais do que isso, construir uma bela amizade: Adriane Bartmann, Cassandra Monteiro, Cláudia Calegari-Marques, Eliane Fraga Silveira, Laura Utz, Luiz Carlos Daudt e Samantha Seixas. Com vocês tudo se tornou mais fácil.

Aos meus amigos biólogos que estiveram do meu lado desde a graduação, que foram essenciais para esta conquista: Ana Maria Liedke, Anderson dos Reis (Ander), Augusto Leiphitz (Guto), Andressa Paladini (Andri), Caroline Andrade (Carol), Carlos Hiroshi (Japa), Carolina Franco (Carol), Felipe Rossoni (Vacaria), Isabel Cirne Lima (Belzita), Mariana Panichi (Mari), Roberta Barboza (Betinha) e Roberta Eckert (Beta). Em especial, Isabel Ely (Bel), Roberta Mattos (Beta) e Tiago Silveira (Tchuí) que foram meus ouvintes e críticos nestes últimos meses.

Aquelas amigas que me conhecem há mais de uma década (do tempo de escola): Juliana Souza (Juli), Natália de Oliveira (Nati), Sandra Chemale (Sasá) e Yael Borba (Ya). Vocês estão sempre no meu coração.

Ao meu amor João Paulo Campos, que foi meu incentivador diário, obrigada pelo amor, dedicação, paciência e companheirismo. E por me levar a Imbé e viajar com sapos!

À família Campos pelo incentivo de ontem, hoje e sempre. De coração o meu muito obrigada!

À minha querida irmã Thiele Gularte Tavares dos Santos que me levou à Biologia sem perceber.

À minha afilhada Isabelle Tavares dos Santos, que me deu mais ânimo neste último ano, deixando a vida mais colorida.

À minha vó Alzira e ao meu tio Marcos que sempre compreenderam a minha correria e sempre me incentivaram em mais esta etapa.

E enfim, as pessoas mais importantes da minha vida, pois houve momentos em que me assustei e eles estavam sempre ao meu lado, mesmo com 140 Km de distância: meus queridos pais Luiz Carlos Tavares dos Santos e Regina Helena Gularte dos Santos. Sem vocês, eu não realizaria esse objetivo; abdicaram mais uma vez dos seus sonhos em favor dos meus. Você pai, me ensinou a nunca desistir; que o difícil é mais prazeroso no final. E você mãe, sem palavras, sempre disposta a mais um dia de coleta (muitas vezes até mais do que eu!), aprendeu a coletar sapos como ninguém, o olho ficou clínico; encontrava uma toca a metros de distância e, óbvio, as palavras de carinho. A vocês, o meu muito OBRIGADA.

E aqueles que foram imprescindíveis...

Obrigada sapinhos-de-jardim!

LISTA DE TABELAS

	<i>Página</i>
Tabela I. Digenéticos registrados em espécies de <i>Rhinella</i> no Brasil.	9
Tabela II. Nematóides registrados em espécies de <i>Rhinella</i> no Brasil.	10
Tabela III. Para os diferentes grupos de helmintos, e para os helmintos em geral, são apresentados dados referentes à intensidade média para hospedeiros agrupados de acordo com o sexo e não agrupados.	103
Tabela IV. Prevalência, amplitude da intensidade de infecção, intensidade média, abundância média dos helmintos parasitos de 90 sapinhos-de-jardim, <i>Rhinella fernandezae</i> , no município de Imbé, RS.	107
Tabela V. Prevalência, amplitude da intensidade de infecção, intensidade média, abundância média dos helmintos parasitos de 90 sapinhos-de-jardim, <i>Rhinella fernandezae</i> , no município de Imbé, RS, agrupados de acordo com o sexo.	108
Tabela VI. Valores do teste “U” de Mann-Whitney, para avaliar a influência do sexo de <i>Rhinella fernandezae</i> sobre a abundância dos helmintos parasitos, no município de Imbé, RS.	111
Tabela VII. Valores do teste qui-quadrado, para avaliar a influência do sexo de <i>Rhinella fernandezae</i> sobre a abundância dos helmintos parasitos, no município de Imbé, RS.	112
Tabela VIII. Valores do coeficiente de correlação por postos de Spearman (“r _s ”), para avaliar a influência do comprimento de <i>Rhinella fernandezae</i> sobre a abundância dos helmintos parasitos, no município de Imbé, RS.	113

Tabela IX. Valores do coeficiente de correlação de Pearson, para avaliar a influência do comprimento de *Rhinella fernandezae* sobre a prevalência dos helmintos parasitos, no município de Imbé, RS. 114

Tabela X. Riqueza de espécies de nematóides em bufonídeos da América do Norte e América do Sul. 118

LISTA DE FIGURAS

	<i>Página</i>
Figura 1. Espécime de sapinho-de-jardim, <i>Rhinella fernandezae</i>	8
Figura 2. Amplexo	8
Figura 3. Ovos em cordões gelatinosos	8
Figura 4. Espécime macho de sapinho-de-jardim, <i>Rhinella fernandezae</i>	8
Figura 5. Vista por satélite da divisa dos municípios de Tramandaí-Imbé	16
Figura 6. Vista aérea da divisa dos municípios de Tramandaí-Imbé	16
Figura 7. Ruas do município de Imbé, RS, mostrando a caracterização dos locais de Coleta.....	17
Figura 8. <i>Catadiscus</i> sp., fotomicrografia	28
Figura 9. <i>Catadiscus</i> sp., diagrama	29
Figuras 10-12. <i>Gorgoderina festoni</i> , fotomicrografias	33
Figuras 13-15. <i>Gorgoderina festoni</i> , fotomicrografias	34
Figura 16. <i>Gorgoderina festoni</i> , diagrama	35
Figuras 17-20. <i>Gorgoderina</i> sp., fotomicrografias	39
Figura 21. <i>Gorgoderina</i> sp., diagrama	40
Figuras 22. Metacercária de diplostomídeo, fotomicrografia	44
Figuras 23-24. Metacercária de diplostomídeo, fotomicrografias	45
Figura 25. <i>Cylindrotaenia americana</i> , diagrama	50
Figuras 26-29. <i>Cylindrotaenia americana</i> , fotomicrografias	51
Figuras 30-34. <i>Cylindrotaenia americana</i> , fotomicrografias	52
Figuras 35-38. Plerocercóide de Proteocephalidea, fotomicrografias	56
Figura 39. <i>Acanthocephalus lutzi</i> , diagramas	61
Figuras 40-44. <i>Acanthocephalus lutzi</i> , fotomicrografias	62

Figura 45. <i>Centrorhynchus</i> sp., diagrama	67
Figuras 46-49. <i>Centrorhynchus</i> sp., fotomicrografias	68
Figuras 50-51. <i>Centrorhynchus</i> sp., fotomicrografias	69
Figuras 52-59. <i>Cosmocerca parva</i> , fotomicrografias	75
Figura 60. <i>Cosmocerca parva</i> , diagrama	76
Figuras 61-68. <i>Aplectana meridionalis</i> , fotomicrografias	82
Figuras 69-71. <i>Aplectana meridionalis</i> , diagramas	83
Figuras 72-75. <i>Strongyloides carinii</i> , fotomicrografias	87
Figura 76. <i>Strongyloides carinii</i> , diagrama	88
Figuras 77-81. <i>Rhabdias fuelleborni</i> , fotomicrografias	93
Figuras 82-83. <i>Rhabdias fuelleborni</i> , diagramas	94
Figuras 84-85. <i>Oswaldocruzia</i> sp., diagramas	97
Figuras 86-87. <i>Oswaldocruzia</i> sp., fotomicrografias	98
Figura 88. Contribuição de cada um dos grupos de helmintos coletados de sapinhos-de-jardim, <i>Rhinella fernandezae</i>	100
Figura 89. Contribuição de cada um dos grupos de helmintos na riqueza parasitária de <i>Rhinella fernandezae</i>	102
Figura 90. Contribuição de cada um dos grupos de helmintos na riqueza parasitária das fêmeas de <i>Rhinella fernandezae</i>	103
Figura 91. Contribuição de cada um dos grupos de helmintos na riqueza parasitária dos machos de <i>Rhinella fernandezae</i>	104

RESUMO

Os anuros são os anfíbios mais conhecidos no mundo, com aproximadamente 5.067 espécies identificadas. O Brasil abriga a maior riqueza de anuros do planeta. Os sapinhos-de-jardim, *Rhinella fernandezae*, são incluídos na família Bufonidae, para qual tem aumentado anualmente o número de espécies conhecidas. Para o Rio Grande do Sul existem registros de 17 espécies de anuros bufonídeos. Mesmo o Brasil abrigando a maior riqueza de anuros, estudos sobre a helmintofauna destes ainda são escassos. Espécimes de *Rhinella fernandezae* foram capturados, manualmente, com auxílio de pá-de-jardim em Imbé, RS. Os sapos foram transportados em recipientes plásticos para o Laboratório de Helminologia do Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, onde foram mantidos em terrário contendo substrato umidificado do local. Foram mortos com lidocaína e foram necropsiados. Todos foram identificados e depositados na Coleção de Anfíbios do Museu de Ciências e Tecnologia da Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul. Os órgãos internos foram individualizados em placas de petri para exame e coleta dos helmintos. Os helmintos foram processados, corados e/ou diafanizados de acordo com o grupo. Foram encontradas 13 espécies de helmintos: quatro digenéticos (*Catadiscus* sp., *Gorgoderina festoni*, *Gorgoderina* sp. e metacercárias de diplostomídeo), dois cestóides (*Cylindrotaenia americana* e plerocercóides de Proteocefalidea), dois acantocéfalos (*Acanthocephalus lutzi* e cistacantos de *Centrorhynchus* sp.) e cinco nematóides (*Cosmocerca parva*, *Aplecatana meridionalis*, *Strongyloides carinii*, *Rhabdias fuelleborni* e *Oswaldocruzia* sp.). Sendo que 10 espécies foram encontradas em forma adulta e três em forma larval (metacercária, plerocercóide e cistacanto). A intensidade média de infecção foi de 26,73 helmintos/hospedeiro. Os nematóides apresentaram maior representatividade, com 80%

dos helmintos coletados e com 39% do total de espécies encontradas em *R. fernandezae*. Os digenéticos representaram 31% do total de espécies encontradas. O maior número de espécies e a alta representatividade de nematóides devem estar associados ao hábito terrestre da espécie hospedeira. A abundância e a prevalência de helmintos não foram afetadas pelo sexo do hospedeiro. A riqueza parasitária não foi influenciada pelo tamanho (comprimento e peso) do hospedeiro. A correlação entre comprimento dos hospedeiros e abundância de helmintos apresentou resultados significativos para duas espécies (*Aplectana meridionalis* e *Centrorhynchus* sp.). A correlação entre comprimento dos hospedeiros e a prevalência de helmintos também apresentou resultados significativos para uma espécie (*Aplectana meridionalis*). A comunidade parasitária do sapinho-de-jardim do município de Imbé, RS, apresenta a segunda maior riqueza parasitária para bufonídeos já registrada no mundo e se caracteriza como uma comunidade parasitária do tipo isolacionista.

INTRODUÇÃO

1.1. A biodiversidade e o parasitismo.

O termo biodiversidade parece ser usado, praticamente, apenas para organismos de vida livre, animais e plantas. Os parasitos são ignorados ou atribuídos como ameaça à conservação de espécies em extinção. Entretanto, parasitos são os mais diversos de todos os organismos, sendo uma parte integral da natureza e merecem ser atribuídos como tal (WINDSOR 1995). De acordo com POULIN & MORAND (2004), apenas uma pequena parcela dos parasitos existentes é conhecida, aquela onde se incluem os parasitos com importância médica e veterinária; a outra parcela que integra todos os ecossistemas, geralmente, é ignorada. Apesar do número total de espécies de parasitas ser até o momento desconhecido, alguns autores, como PRICE (1980) & WINDSOR (1998), sugerem que 30% a 50% das espécies de animais conhecidas podem ser classificadas como parasitas, sob uma ampla definição de parasitismo, onde são incluídos desde insetos que se alimentam de plantas a aves que colocam seus ovos em ninhos de outras espécies. A definição estrita e convencional de parasitismo inclui todos os parasitos (ectoparasitos e endoparasitos), que passam um período significativo de suas vidas associado a um hospedeiro com os quais mantêm dependência metabólica e que por serem muitas vezes crípticos, diminuem a estimativa de biodiversidade (POULIN & MORAND 2004). Provavelmente, o número total de espécies de parasitas é alto, porque praticamente todas as espécies de metazoários abrigam no mínimo uma espécie de parasito. Entretanto, é impossível obter um número preciso de espécies de parasitas

existentes, até porque, nem todas as espécies de hospedeiros foram identificadas (POULIN & MORAND 2004).

Os parasitos nos informam sobre a ecologia do hospedeiro, comportamento e suas interações tróficas. Como os complexos ciclos de vida estão integrados a intrincadas teias alimentares, os parasitos podem ser valiosos indicadores das relações tróficas, da estrutura das teias alimentares, preferências alimentares e o modo de forrageamento do hospedeiro (HOBERG 1996 *apud* BROOKS & HOBERG 2000). Além disso, os parasitos podem fazer um controle populacional dos hospedeiros, invertebrados e vertebrados, e ter um papel central na manutenção da diversidade genética e na estrutura da comunidade de invertebrados e vertebrados (WINDSOR 1995; 1996).

1.2. A ordem Anura (Rafinesque, 1815).

Os anuros são os anfíbios mais conhecidos no mundo, com um total de 5.067 espécies identificadas (BAILLIE *et al.* 2004 *apud* MACHADO & MALTCHIK 2007), sendo a maior riqueza encontrada na região Neotropical (DUELLMAN 1994). O Brasil abriga a maior riqueza de anuros do planeta, com 789 espécies registradas até o momento (SBH 2007). O Rio Grande do Sul abriga 84 espécies nativas de anuros, correspondendo a 11,3% da fauna brasileira de anuros (MACHADO & MALTCHIK 2007). GARCIA & VINCIPROVA (2003) estimam que, com o aumento das pesquisas no Estado do Rio Grande do Sul, o número de espécies seja elevado para um pouco mais de 100 espécies.

No Rio Grande do Sul, ocorrem 10 famílias da ordem Anura: Brachycephalidae Günther, 1858, Bufonidae Gray, 1825, Centrolenidae Taylor, 1951, Ceratophryidae Tschudi, 1838, Cycloramphidae Bonaparte, 1850, Hylidae Rafinisque, 1815, Hylodidae

Günther, 1858, Leiuperidae Bonaparte, 1850, Leptodactylidae Werner, 1896 e Microhylidae Günther, 1858 (MACHADO & MALTCHIK 2007).

1.3. A família Bufonidae.

A família Bufonidae contém 486 espécies e este número tem aumentado anualmente, sugerindo que muito da diversidade de anuros permanece desconhecida (CHAPARRO *et al.* 2007). Esta família apresenta ampla distribuição geográfica, com espécies nativas para a maioria das regiões do mundo, exceto Austrália, Nova Guiné, Madagascar e Antártica (PRAMUK *et al.* 2007). Os bufonídeos compreendem anuros pequenos a grandes, variando em tamanho entre 20 a 250 mm. São, usualmente, identificados pelo crânio extensivamente ossificado, pupila vertical e pele glandular e espessa, com numerosas verrugas. Muitas espécies têm grandes glândulas paratóides capazes de secretar veneno. Geralmente, os sapos vivem no solo, entretanto muitas espécies têm hábitos fossórios e escavadores. Durante o período de acasalamento, grandes cordões, com numerosos ovos, são depositados em corpos d'água permanentes ou temporários (KWET & DI-BERNARDO 1999).

No Rio Grande do Sul, ocorrem 17 espécies de bufonídeos incluídas em três gêneros, *Rhinella* Fitzinger, 1828, *Dendrophryniscus* Jiménez de la Espada, 1871 e *Melanophryniscus* Gallardo, 1961. Destas 17 espécies, oito espécies pertencem ao gênero *Rhinella*: *Rhinella icterica* (Spix, 1824); *Rhinella dorbignyi* (Duméril & Bibron, 1841); *Rhinella arenarum* (Hensel, 1867); *Rhinella schneideri* (Werner, 1894); *Rhinella henseli* (Lutz, 1934); *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1957); *Rhinella achavali* (Maneyro, Arrieta & De Sá, 2004) e *Rhinella abei* (Baldissera, Caramaschi & Haddad, 2004)(MACHADO & MALTCHIK 2007).

1.4. *Rhinella fernandezae* – o sapinho-de-jardim.

Os sapinhos-de-jardim ou sapinhos-da-horta (Figs. 1 e 2), até o início de 2006, eram incluídos no gênero *Bufo* (Laurenti, 1768). FROST *et al.* (2006) publicaram uma extensa revisão sistemática sobre os anfíbios onde propuseram uma nova combinação para as espécies neotropicais de *Bufo*, incluíndo-as no gênero *Chaunus* Wagler, 1828. No ano seguinte, CHAPARRO *et al.* (2007) publicaram um artigo propondo a inclusão da maioria das espécies sul-americanas de sapos, que antigamente eram atribuídas ao gênero *Bufo*, no gênero *Rhinella* (exceto *Rhaebo* Cope, 1862 e *Nannophryne* Günther, 1870). Atualmente, o gênero *Rhinella* compreende 70 espécies distribuídas pela América do Sul (FROST 2007).

Em 1957, GALLARDO descreveu *Bufo granulatus fernandezae* coletado em Bella Vista, Província de Buenos Aires, Argentina. Segundo o autor, essa forma vinha passando despercebida há muito tempo, devido à sua grande semelhança com *B. dorbignyi* Duméril & Bibron, 1841 (= *R. dorbignyi*). As diferenças entre as espécies foram discutidas no mesmo trabalho (“Las subespecies argentinas de *Bufo granulatus* Spix”). Estas diferenças, também foram estudadas por NARVAES (2003) e a autora ressaltou as cristas cefálicas como caracteres importantes para a diferenciação entre *R. fernandezae* e *R. dorbignyi*.

Rhinella fernandezae tem sua distribuição geográfica atingindo parte da Argentina, do Paraguai, do Uruguai e Rio Grande do Sul (NARVAES 2003). Segundo LANGONE (1994) essa espécie constrói tocas, usando as patas posteriores e aproveitando o barro produzido pela chuva ou as gretas causadas pela seca. Só abandona as tocas para se alimentar e se reproduzir, e consegue se orientar para voltar à toca quando é levada para longe da mesma. Segundo NARVAES (2003), esse comportamento de construção de tocas pode representar uma adaptação contra a perda d'água, mais acentuada em ambientes abertos.

O período reprodutivo de *R. fernandezae* inicia-se em meados de outubro, podendo se estender até março, logo após chuvas fortes (LANGONE 1994). Colocam milhares de ovos em cordões gelatinosos (Fig. 3) no fundo das poças temporárias, entre a vegetação submersa, a uma pequena profundidade (ACHAVAL & OLMOS 2003). As fêmeas são maiores que os machos (Figs. 2 e 4) e apresentam a região gular da mesma cor que a região ventral; já nos machos, essa região é escura (GALLARDO 1957). Sua dieta é diversificada, podendo ser considerada espécie generalista, apesar de apresentar uma preferência por formigas (DURÉ & KEHR 1999).

1.5. Helmintofauna de anuros no Brasil.

Mesmo o Brasil abrigando a maior riqueza de anuros, os estudos ainda são escassos em relação a helmintofauna e análise da estrutura das comunidades de parasitos deste grupo em nosso país. O trabalho recente de LUQUE *et al.* (2005) sobre estrutura de comunidade de *Bufo ictericus* Spix, 1824 (= *R. icterica*), realizado na cidade de Miguel Pereira, RJ, revelou uma helmintofauna rica, com aproximadamente 15 espécies de helmintos.

1.5.1 Trematódeos digenéticos.

Para a região brasileira existem alguns registros de digenéticos parasitando anuros: TRAVASSOS (1924a; 1924b); TRAVASSOS & DARRIBA (1930); FREITAS & LENT (1938a); FREITAS (1941a; 1941b; 1943); RUIZ (1949); FREITAS & DOBBIN (1956); DOBBIN (1957); FREITAS (1960); TRAVASSOS *et al.*(1969); FARIA (1978); RODRIGUES *et al.* (1978); DE FABIO (1982) e LUQUE *et al.* (2005). Muitos destes registros são relativos a espécies agora alocadas no gênero *Rhinella* (Tabela I), porém, não existe ainda nenhum registro de

digenético parasitando *R. fernandezae* no Brasil e nas demais regiões de ocorrência deste anuro.

1.5.2. Cestóides.

Há registro de uma única espécie de cestóide parasitando anuros no Brasil, *Cylindrotaenia americana* Jewel, 1916 encontrado em *B. ictericus* (= *R. icterica*) em Curitiba, PR (STUMPF 1980 *apud* STUMPF 1981-1982).

1.5.3. Acantocéfalos.

Para o Brasil existem alguns registros de acantocéfalos parasitando anfíbios como: TRAVASSOS (1920, 1926a), MACHADO-FILHO (1947; 1968; 1970), HARTWICH (1956), STUMPF (1981/1982), RODRIGUES (1986), RODRIGUES *et al.* (1990), AZEVEDO-RAMOS *et al.* (1998), BURSEY *et al.* (2006) e SMALES (2007). Apenas uma espécie foi registrada parasitando *C. fernandezae* (= *R. fernandezae*), *Acanthocephalus caspanensis* Fernandez & Ibarra, 1990 em “Estância Laguna General Díaz”, Paraguai (SMALES 2007). No mesmo trabalho, o autor indica *R. fernandezae* como hospedeiro paratênico de *Centrorhynchus* sp. para a mesma região paraguaia.

1.5.4. Nematóides.

Os primeiros trabalhos sobre nematóides de anfíbios realizados no Brasil datam da primeira metade do século XIX e foram desenvolvidos, em sua maioria, por cientistas estrangeiros, principalmente por Natterer. Dentre os pesquisadores brasileiros, Lauro Travassos foi o primeiro a divulgar dados referentes a este grupo de parasitos, em 1917 (VICENTE *et al.* 1991). Para a região brasileira os registros de nematóides parasitando

anuros são: TRAVASSOS (1917; 1925; 1926b; 1929; 1935); FREITAS & LENT (1938b; 1941); TRAVASSOS & FREITAS (1960); PINTO *et al.* (1970); KLOSS (1971); VICENTE & SANTOS (1976); DE FABIO (1971); GUIMARÃES *et al.* (1976); VICENTE & JARDIM (1980); DE FABIO (1981; 1982); VICENTE *et al.* (1991); LUQUE *et al.* (2005) e MARTINS & DE FABIO (2005). Muitos destes registros foram feitos em espécies hoje alocadas no gênero *Rhinella* (Tabela II).

Existem duas espécies de nematóides registradas para *R. fernandezae*, *Cosmocerca podicipinus* Baker & Vaucher, 1984 e *C. parva* Travassos, 1925, em Corrientes, Argentina (GONZÁLEZ & HAMANN 2007). No mesmo trabalho, larvas de *Ortleppascaris sp.* e *Physaloptera sp.* foram também encontradas, e *R. fernandezae* foi apontado como hospedeiro intermediário para esses nematóides.

Figuras 1-4. *Rhinella fernandezae*. (1) espécime adulto; (2) amplexo; (3) ovos em cordões gelatinosos; (4) macho vocalizando.



MATERIAL E MÉTODOS

4.1. Coleta dos hospedeiros.

Noventa espécimes de *R. fernandezae* (Figs. 1, 2, 4), de ambos os sexos (49 fêmeas e 41 machos), foram coletados com licença do IBAMA (licença n° 026/2006), entre agosto de 2006 e abril de 2007, no município de Imbé (Figs. 5 e 6) (29°58'31"S e 50°07'41"W) localizado na região costeira do Rio Grande do Sul.

Os anuros foram capturados manualmente com auxílio de pá-de-jardim e transportados ao laboratório em recipientes plásticos. No laboratório foram mantidos em terrários contendo substrato do local de coleta.

Os sapos foram mortos com lidocaína Geyer[®] 2% (anestésico local) (Di Bernardo, comunicação pessoal) que foi passada sobre o ventre do animal e absorvida pela pele. Posteriormente foram necropsiados, sendo esse procedimento realizado no laboratório de Helminologia, Departamento de Zoologia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Os dados de cada hospedeiro, como: data da coleta, data do exame, peso, tamanho e sexo, foram anotados em fichas de necropsia (Anexo 1). Foram pesados em balança digital, medidos com paquímetro (comprimento rostro-cloacal –CRC) e sexados a partir da identificação das gônadas e pela coloração da região gular (machos com essa região escura).

Todos os espécimes necropsiados foram identificados pela Dr^a Gláucia Pontes curadora da Coleção de Anfíbios do Museu de Ciências e Tecnologia da Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul (MCT-PUCRS), Porto Alegre, RS, onde os espécimes foram depositados (Anexo 2).

Figuras 5-6. Município de Imbé, RS. (5) vista por satélite da divisa entre os municípios Tramandaí-Imbé; (6) vista aérea da divisa entre os municípios Tramandaí-Imbé. Seta vermelha = Imbé.

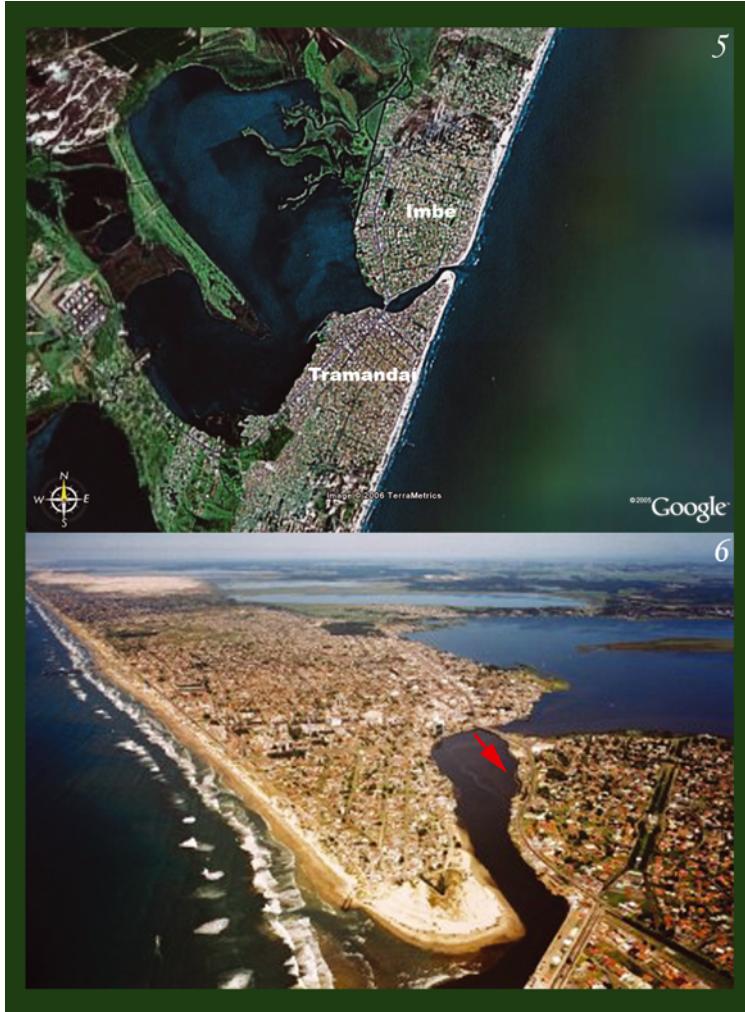


Figura 7. Ruas do município de Imbé, RS. (A) Rua Pelotas; (B) Rua São Sebastião do Caí; (C) Rua São Sebastião; (D) Rua Santana, onde foram feitas coletas dos sapinhos-de-jardim.



a



b



c



d

4.2. Necropsia dos anuros e coleta dos helmintos.

Durante a necropsia, os órgãos internos foram individualizados em placas de petri, com solução salina fisiológica (s.s.f.) 0,65%, e mantidos na geladeira até o momento do exame para a preservação dos helmintos. Foram examinados os seguintes órgãos: olhos, esôfago, estômago, intestino, rins, baço, gônadas, pulmão, fígado, vesícula biliar, pâncreas, coração e bexiga urinária.

Cada órgão foi examinado separadamente. Nos olhos foi passado pincel fino. Os órgãos que fazem parte do sistema digestivo foram abertos em placa de petri com s.s.f. 0,65% e examinados com microscópio estereoscópico. Todos os helmintos encontrados foram coletados, transferidos para placas de petri contendo s.s.f. 0,65% e separados por infrapopulações (todos os indivíduos de uma espécie de parasito, presentes em um mesmo indivíduo hospedeiro em um determinado momento (BUSH *et al.* 1997)). As infrapopulações foram numeradas de acordo com AMATO *et al.*(1991).

4.3. Fixação dos helmintos.

Os digenéticos e nematóides foram limpos em solução de limpeza (1:250, detergente e água da torneira). Os cestóides foram mantidos em s.s.f. 0,65% e levados para a geladeira para morrerem com a musculatura relaxada. Os acantocéfalos foram colocados em água destilada e levados à geladeira para que ocorresse a eversão da probóscide.

Seguindo a metodologia de AMATO *et al.* (1991) os digenéticos e acantocéfalos foram mortos sob compressão e fixados com A.F.A (álcool etílico, formalina, ácido acético) temperatura ambiente. Os cestóides foram comprimidos e fixados com formalina 10% em temperatura ambiente. Os nematóides foram fixados com A.F.A 65°C para que não houvesse contração da musculatura.

Todos os helmintos permaneceram, aproximadamente, 48h no fixador e posteriormente foram conservados em etanol 70°GL.

4.4. Processamento dos helmintos.

4.4.1. Para microscopia óptica.

Os digenéticos, cestóides e acantocéfalos fixados foram corados. A coloração foi feita com hematoxilina de Delafield (HUMASON 1972), que sendo um corante nuclear, oferece a vantagem de evidenciar as estruturas internas muito delicadas (AMATO *et al.* 1991). O processo de coloração utilizado foi o regressivo, sendo o helminto corado em excesso e a diferenciação das estruturas feita com solução de etanol 70°GL e 0,5% ácido clorídrico. Os digenéticos, os cistacantos de acantocéfalos e cestóides foram clarificados em óleo de cedro. Os acantocéfalos adultos foram clarificados em creosoto de faia. Todos os helmintos foram montados em lâminas permanentes com bálsamo do Canadá.

Os nematóides foram clarificados em lactofenol (HUMASON 1972) e montados em lâminas temporárias para a observação das diversas estruturas internas com auxílio de microscópio. Posteriormente, foram recolocados em etanol 70°GL e armazenados. Alguns nematóides foram corados com rosa de bengala (um corante vital derivado do tetraclorado e tetraiodado da fluoresceína sódica ($C_{20}H_2Cl_4I_4O_5$), corando em rosa células degeneradas, células mortas e muco (WILSON & RONCADA 1985)) diluído em etanol 70°GL, quando houve dificuldade na visualização de estruturas internas, devido ao tamanho diminuto de alguns espécimes de nematóides.

4.4.2. Microscopia eletrônica de varredura (MEV).

- **Desidratação.**

Após a fixação os digenéticos, nematóides e acantocéfalos foram desidratados em uma bateria gradual de etanol (etanol 70°GL a etanol absoluto) e posteriormente colocados em dimetoxipropano. No Centro de Microscopia Eletrônica (CME) da UFRGS, os espécimes em dimetoxipropano foram submetidos à dessecação no aparelho de ponto crítico (Critical Point Dryer da Bal-Tec-CPD030). Após a dessecação os espécimes foram colocados sobre “stubs”, utilizando pincel e estereomicroscópio para posicioná-los

- **Metalização.**

Os espécimes foram metalizados com carbono e ouro em Sputter Coater da Bal-Tec (SCD050). As amostras metalizadas foram armazenadas em dessecador com sílica e fechado a vácuo até o momento de serem examinados ao microscópio eletrônico de varredura (Jeol – JSM- 5800).

4.4.3. Histologia.

Espécimes de *Cylindrotaenia americana* precisaram ser seccionados para que fosse possível a identificação em nível de espécie. Os espécimes utilizados para o procedimento histológico foram fixados em Dubosc Brasil modificado (Etanol 80°GL, formalina 37% e ácido acético glacial) frio e foram submetidos à desidratação, antes de serem incluídos em blocos de parafina. Cortes com 0,7 µm de espessura, foram feitos em micrótomo Leica RM 2145 e corados com hematoxilina de Delafield-eosina.

4.5. Classificação e determinação das espécies.

Na determinação dos espécimes até gênero foram utilizadas as seguintes chaves dicotômicas: YAMAGUTI (1958; 1971), GIBSON *et al.* (2002) e JONES *et al.* (2005) para os trematódeos digenéticos; KHALIL *et al.* (1994) para os cestóides; YAMAGUTI (1963) e PETROCHENKO (1971) para os acantocéfalos; e YAMAGUTI (1961) e as chaves do C.A.B (ANDERSON *et al.* 1974a, b) para nematóides. A determinação específica foi efetuada através da comparação com descrições e redescrições já publicadas e também, quando disponíveis, através de chaves para espécies.

4.6. Fotomicrografias.

Os helmintos foram fotografados com câmera digital acoplada ao estereomicroscópio Zeiss Stemi SV6 e com microscópio óptico Zeiss Axiolab equipado com câmara fotográfica, sendo utilizado filme negativo Kodak Gold, ISO 100.

4.7. Desenhos.

Durante o trabalho de determinação, os helmintos foram desenhados com auxílio de tubo de desenho acoplado aos microscópios ópticos Hund e Nikon E200 e escaniados em alta resolução.

4.8. Pranchas.

Para a confecção das pranchas compostas com as imagens obtidas em fotomicroscópio, MEV e desenhos foi utilizado o programa Adobe Photoshop CS3.

4.9. Medidas.

Os espécimes foram medidos em microscópio óptico Axiolab Zeiss ou Leitz Dialux 20 EB. Digenéticos, cestóides e acantocéfalos foram medidos em lâminas permanentes, e os nematóides em montagens temporárias com lactofenol.

Nas descrições das espécies, os dados morfométricos são informados em micrometros (μm), exceto em alguns casos onde a unidade métrica é indicada. Para cada medida foi informado o valor mínimo e máximo de cada carácter, seguindo entre parênteses, a média, o número de espécimes medidos para o carácter e o desvio padrão.

4.10. Comentários.

Os hospedeiros foram citados conforme foram publicados nos artigos originais, seguindo entre parênteses o nome específico válido no presente momento. Foi utilizado o site <http://research.amnh.org/herpetology/amphibia/index.php>, para a atualização dos nomes específicos dos anuros.

4.11. Depósito dos espécimes representativos.

Os espécimes representativos dos helmintos serão depositados na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC), Rio de Janeiro, RJ, e na Coleção Helminológica do Departamento de Zoologia (CHDZ), Porto Alegre, RS.

4.12. “Forebody” e “Hindbody”.

Os termos “forebody” e “hindbody” usados com relação aos digenéticos não parafistomídeos seguem YAMAGUTI (1971):

- **“Forebody”** é a distância da extremidade anterior até o equador do acetábulo.

- “**Hindbody**” é a distância do equador do acetábulo até a extremidade posterior.

4.13. Termos ecológicos.

Os termos ecológicos seguem BUSH *et al.* (1997) e são definidos como:

- **Prevalência** - o número de hospedeiros infectados com uma espécie de parasito, dividido pelo número de hospedeiros examinados.
- **Intensidade** - o número de indivíduos de uma espécie de parasito em particular em um único hospedeiro.
- **Intensidade Média** - o número total de uma espécie de parasito em particular encontrado em uma amostra, dividida pelo número de hospedeiros infectados com este parasito.
- **Abundância** - o número de indivíduos de uma espécie de parasito em particular em todos hospedeiros, tanto os infectados como os não-infectados.
- **Abundância média** - o número total de uma espécie de parasito em particular encontrado em uma amostra, dividida pelo número de hospedeiros infectados e os não-infectados.
- **Infrapopulação** - inclui todos os indivíduos de uma espécie de parasito presente em um mesmo hospedeiro em um determinado órgão.

4.14. Análise estatística.

As análises incluíram apenas as espécies que apresentaram prevalência maior do que 10%. Foram seis as espécies com prevalência maior que 10%: *Cylindrotaenia americana*, *Cosmocerca parva*, *Aplectana meridionalis*, *Strongyloides carinii*, *Rhabdias fuelleborni* e *Centrorhynchus* sp. (cistacanto).

- **Influência do sexo dos hospedeiros sobre a helmintofauna.**

O sexo dos hospedeiros pode ser determinante na abundância de helmintos parasitos, por isto a sua influência sobre a abundância foi testada. A influência do sexo do hospedeiro sobre as abundâncias de cada espécie de helmintos foi testada através do teste “*U*” de **Mann-Whitney**. Também, foi analisada a influência do sexo sobre a prevalência de cada espécie de helminto, testada através do teste **Qui-quadrado (X^2)**. O nível de significância utilizado foi $\alpha \leq 0,05$, e o valor da probabilidade (*p*) foi indicado (CALLEGARI-JACQUES 2003).

- **Influência do tamanho (comprimento e peso) dos hospedeiros sobre a helmintofauna.**

O tamanho (comprimento e peso) dos hospedeiros podem ser determinantes na riqueza das infrapopulações de helmintos parasitos. A comparação entre a média do comprimento padrão e do peso, entre machos e fêmeas, mostrou que os diferentes valores encontrados não são significativos. Para determinar a correlação entre o tamanho (comprimento e o peso) dos hospedeiros e a riqueza das espécies de helmintos foi usado o **coeficiente de correlação de Pearson (*r*)**. Também, foi analisada a influência do comprimento dos hospedeiros sobre a abundância das espécies de helmintos e a influência do comprimento dos hospedeiros sobre a prevalência das espécies de helmintos, para isso tanto foram utilizados o **coeficiente de correlação de Spearman (r_s)** e o **coeficiente de correlação de Pearson (*r*)**, respectivamente. O nível de significância utilizado foi $\alpha \leq 0,05$, e o valor da probabilidade (*p*) foi indicado (CALLEGARI-JACQUES 2003; ZAR 1996).

Para analisar a influência do comprimento sobre a prevalência, foi necessário transformar as prevalências (transformação arcseno) (ZAR 1996) e separar os hospedeiros por classes de tamanho, os intervalos foram de 0,44 cm.

RESULTADOS

5.1. Taxonomia, descrição e resenha taxonômica dos helmintos

5.1.1. Digenéticos

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1985

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

Superfamília Paramphistomoidea Fiscoeder, 1901

Família Diplodiscidae Cohn, 1904

Catadiscus sp.

Figuras 8 - 9

Descrição. Baseada em um espécime montado *in toto*. Diplodiscidae. Corpo sub-piriforme, com 1,303 mm de comprimento por 520 mm de largura. Tegumento liso. Ventosa oral (Fig. 8 - VO) com a boca de rebordo levemente ondulado, terminal, provida de divertículos grandes (Figs. 8, 9 - D), quase do comprimento da pré-faringe. Ventosa oral medindo 120 de comprimento sem os divertículos e 210 com eles. A largura medida ao nível dos divertículos é de 350. Pré-faringe delgada, com 140 de comprimento. Faringe musculosa (Fig. 8 - F), com 110 de comprimento e 90 de largura. Esôfago ausente. Cecos intestinais (Fig. 8 - CI) relativamente curtos, largos, terminam acima do equador do corpo. Acetábulo

sub-terminal (Fig. 8 - A), com 500 de comprimento e 450 de largura, apresentando um estrangulamento transversal mediano, não muito evidente. Testículo único (Fig. 8 - T), mediano, situado logo abaixo da zona cecal, medindo 50 de comprimento e 50 de largura. Bolsa do cirro não visualizada. Ovário (Fig. 8 - O), situado quase no mesmo campo do testículo, de forma arredondada, medindo 70 de comprimento e 90 de largura. Glândula de Mehlis no mesmo campo do ovário, porém em zona distinta. Vitelário (Fig. 8 - V) constituído por folículos, não muito volumosos, situado lateralmente e atingindo a zona cecal, alcançando a zona acetabular. Ovos não observados.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1954)

Local de infecção: intestino grosso

Localidade: Imbé, RS, Brasil

Prevalência: 1,11%

Intensidade média de infecção: 1 helminto/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,01 helminto/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 1 helminto/hospedeiro

Espécime depositado. CHDZ n° _____.

Comentários

O gênero *Catadiscus* Cohn, 1904 era inserido na Família Paramphistomidae Fiscoeder, 1901 e na subfamília Diplodiscinae Cohn, 1904, juntamente, com os gêneros *Diplodiscus* Diesing, 1836 e *Opisthodiscus* Cohn, 1904. YAMAGUTI em 1971, retirou *Catadiscus* de Diplodiscinae criando a subfamília Catadiscinae, monotípica. SEY (1991

apud JONES 2005) recusou as subfamílias de Paramphistomidae e as colocou em duas famílias, sendo uma delas Diplodiscidae com espécies, predominantemente, de anfíbios, algumas de répteis e um gênero de peixes. JONES (2005) reuniu todos os gêneros onde as espécies tinham um só testículo em Diplodiscidae e sem reconhecimento de subfamílias, já que para ele não existiam caracteres significantes para a separação em subfamílias.

No território brasileiro, foram registradas seis espécies do gênero *Catadiscus*: *C. cohni* Travassos, 1924; *C. inopinatus* Freitas, 1941; *C. eldoradiensis* Perez & Artigas, 1964; *C. freitaslenti* Ruiz, 1943; *C. marinholutzi* Freitas & Lent, 1938; *C. mirandai* Freitas, 1943 e *C. propinquus* Freitas & Dobbin, 1956. As espécies deste gênero são comumente encontradas parasitando anfíbios, porém só existe um registro para o gênero *Bufo* (= *Rhinella*) para o Brasil, *C. cohni* foi encontrada em *B. marinus* (= *Rhinella marina*) (TRAVASSOS 1924).

Segundo KEHR & HAMANN (2003), os anfíbios são hospedeiros definitivos para espécies de *Catadiscus*. A infecção depende diretamente do comportamento alimentar dos girinos, porque a transmissão se dá pela ingestão da metacercária, que encista na vegetação. KEHR & HAMANN (2003) realizaram um estudo sobre aspectos ecológicos do parasitismo nos girinos de *Pseudis paradoxa* (Linnaeus, 1758), coletados em Corrientes, Argentina. Destes girinos, 84,61% estavam parasitados com formas jovens de *Catadiscus* sp.. Eles observaram que o local onde os girinos foram coletados possuía uma alta abundância de planorbídeos, os quais são hospedeiros intermediários para espécies de *Catadiscus*. Segundo os autores, o ciclo de espécies de *Catadiscus* pode ser considerado autogênico, porque eles completam seus ciclos dentro de uma lagoa e os hospedeiros definitivos vivem quase, permanentemente, restritos a este local.

Nos sapinhos-de-jardim de Imbé, RS, foi encontrado apenas um espécime de *Catadiscus* sp., no qual não foi possível visualizar caracteres de valores diagnóstico para a identificação da espécie. Este é o primeiro registro de infecção por um trematódeo digenético deste gênero em uma espécie do gênero *Rhinella* no Estado do Rio Grande do Sul.

Figura 8. *Catadiscus* sp., parasito de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografia: aspecto geral, barra = 250 μ m. VO - ventosa oral; D - divertículos; F - faringe; CI – cecos intestinais; T - testículo; V - vitelário; O - ovário; A - acetábulo.

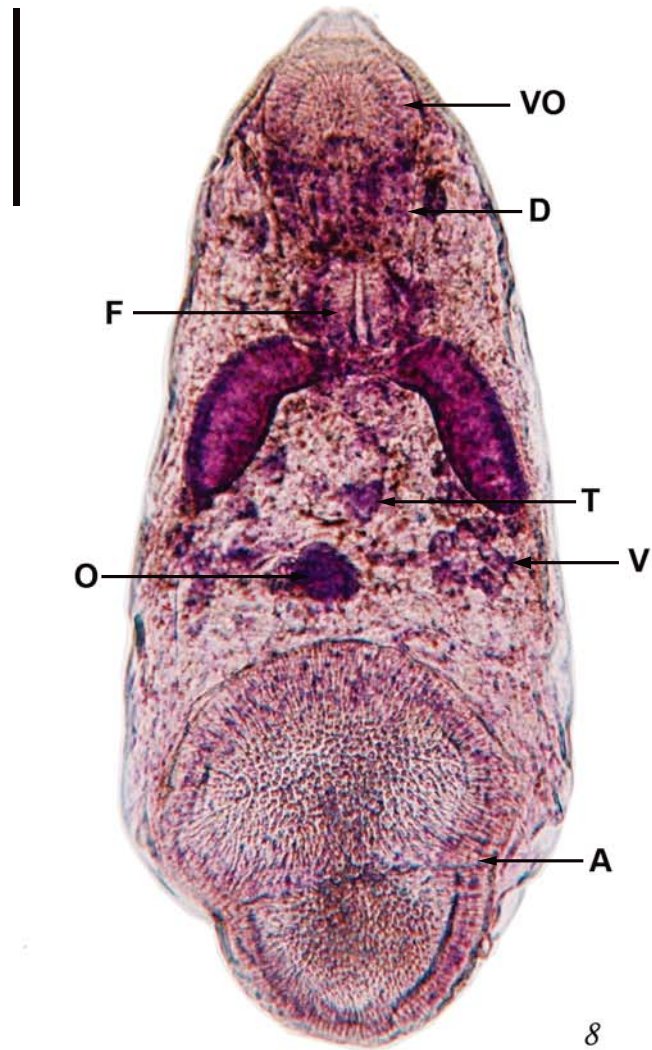
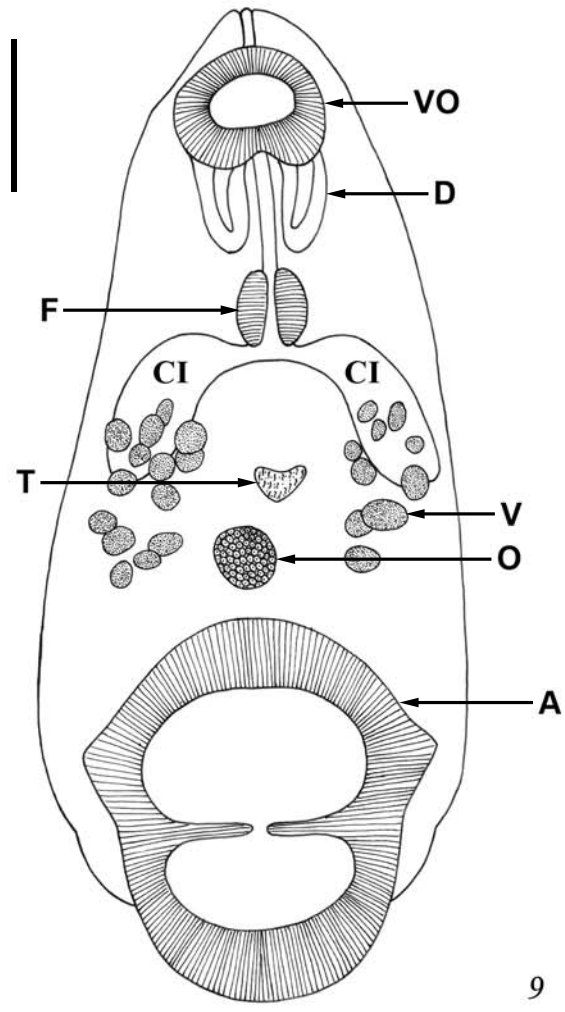


Figura 9. *Catadiscus* sp., parasito de *Rhinella fernandezae*, diagrama incompleto: aspecto geral, barra = 250 μm . VO - ventosa oral; D - divertículos; F - faringe; CI - cecos intestinais; T - testículo; V - vitelário; O - ovário; A - acetábulo.



Família Gorgoderidae Looss, 1901

Subfamília Gorgoderinae Looss, 1899

Gorgoderina festoni Mata-López & Leon-Règagnon, 2005

Figuras 10-16

Descrição. Baseada em dois espécimes montados *in toto* e um espécime em MEV. Gorgoderinae. Corpo delgado; quando vivo de cor branca, 4,64 e 4,72 mm (4,690; 2; 0,085) de comprimento, 740 e 820 (780; 2; 56,6) de largura. “Forebody” 1,100 e 1,200 mm (1,115; 2; 0,07) de comprimento. “Hindbody” 3,440 e 3,620 mm (3,530; 2; 0,14) de comprimento. Ventosa oral sub-terminal (Figs. 10, 11, 13, 14, 16 - VO) com 460 e 500 (480; 2; 28,3) de comprimento, 380 e 400 (390; 2; 14) de largura. Faringe ausente. Esôfago curto (Figs. 10, 11, 16 - E), 100 e 150 (125; 2; 35,4) de comprimento. Cecos intestinais longos estendendo-se até a extremidade posterior. Acetábulo redondo, festonado (Figs. 10, 11, 13, 15, 16 - A), 480 (480; 2; 0) de comprimento, 550 e 580 (565; 2; 21,2) de largura. Relação ventosa oral/acetábulo 1:1,36 e 1:1,53 (1:1,44). Testículos (Figs. 10, 16 - T) com borda regular, intercecais, pós-equatoriais, localizados no mesmo campo, em zonas diferentes, testículo anterior com 350 e 450 (400; 2; 70,7) de comprimento, 150 e 460 (305; 2; 219,2) de largura; testículo posterior com 400 e 450 (425; 2; 35,4) de comprimento, 150 e 200 (175; 2; 35,4) de largura. Vesícula seminal dorsal (Fig. 11 - VS) e anterior ao acetábulo, abrindo num poro genital. Poro genital (Fig. 11 - PG) anterior ao acetábulo, pós-bifurcal. Ovário piriforme (Figs. 10, 16 - O), posterior ao vitelário, com 270 e 280 (275; 2; 7) de comprimento, com 140 e 220 (180; 2; 56,6) de largura. Vitelário com 6 lobos, não muito profundos (Fig. 12 - V). Glândula de Mehlis situada logo abaixo do ovário. Canal de Laurer não observado. Alças uterinas preenchendo o “hindbody”. Metratermo abrindo no

poro genital. Ovos medindo 25 e 27 (26; 2; 1,8) de comprimento, com 17,5 e 21 (19; 2; 2,5) de largura.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1954)

Local de infecção: bexiga urinária

Localidade: Imbé, RS, Brasil

Prevalência: 1,11%

Intensidade média de infecção: 4 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,044 helmintos/hospedeiro

Amplitude das intensidades de infecção: 4 helmintos/hospedeiro

Espécimes depositados. CHIOC n° _____.

CHDZ n° _____.

Comentários

O gênero *Gorgoderina* Looss, 1902, compreende 53 espécies descritas, sendo todas parasitas de bexiga urinária de anuros e salamandras, com ampla distribuição geográfica. Aproximadamente metade delas está distribuída entre a América do Norte e a América do Sul (MATA-LÓPEZ *et al.*, 2005). PEREIRA & CUOCOLO (1940) dividiram o gênero *Gorgoderina* em dois subgêneros, *Gorgoderina* (*Gorgoderina*) Looss, 1902, com vitelário em ácidos e *Gorgoderina* (*Neogorgoderina*) Pereira & Cuocolo, 1940, com vitelário compacto ou superficialmente lobado. Segundo os autores, a conformação do vitelário comportava uma fragmentação do gênero. PIGULEVSKY (1953 *apud* FERNANDES 1958) dividiu o gênero em dois subgêneros; *Gorgoderina* (*Gorgoderina*) e *Gorgoderina* (*Gorgorimma*) Pigulevsky, 1953, tendo como base a distância do vitelário em relação ao

acetábulo. FERNANDES (1958) não considerou válidos os subgêneros propostos por PEREIRA & CUOCOLO (1940), em virtude de um erro cometido pelos autores, quando eles citaram erroneamente a espécie-tipo do gênero e também considerou inválido o critério adotado por FIGULEVSKY (1953 *apud* FERNANDES 1958), já que as distâncias entre vitelário e o acetábulo, variam numa mesma espécie. FERNANDES (1958) propôs com base na estrutura do vitelário três subgêneros: *Gorgoderina* (*Gorgoderina*), *Gorgoderina* (*Gorgorimma*) e *Gorgoderina* (*Metagorgoderina*) Fernandes, 1958. YAMAGUTI em 1971 suprimiu os subgêneros, por considerar a forma do vitelário como carácter específico e não subgenérico.

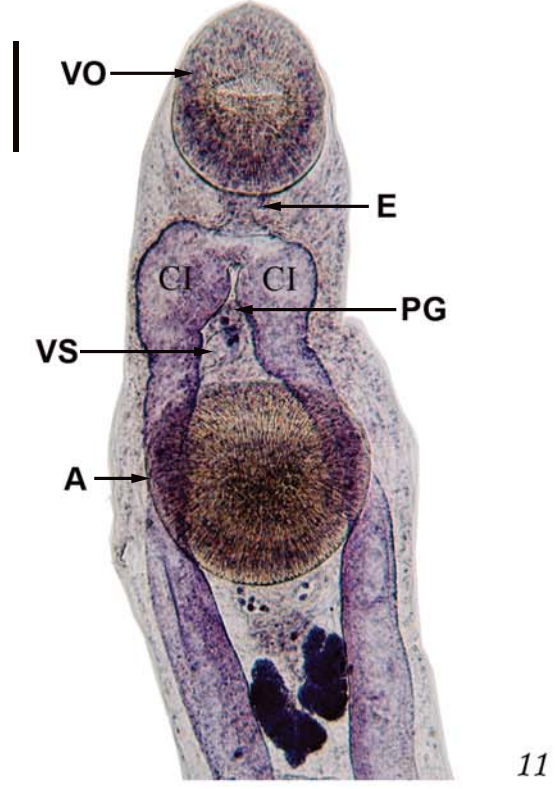
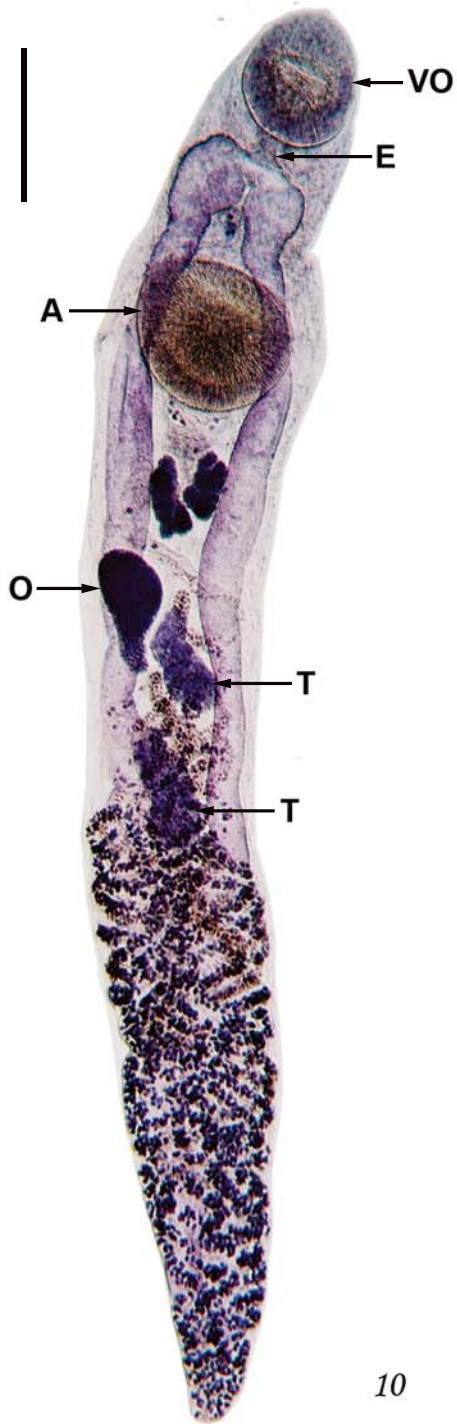
Apenas seis espécies de *Gorgoderina* foram registradas no Brasil: *G. parvicava* Travassos, 1922; *G. cedroi* Travassos, 1924; *G. cryptorchis* Travassos, 1924; *G. rochalimai* Pereira & Cuocolo, 1940; *G. carioca* Fernandes, 1958 e *G. pigulevskyi* Fernandes, 1958 (MATA-LÓPEZ *et al.* 2005). Destas seis espécies, apenas o ciclo de *G. rochalimai* é conhecido. JOURDANE & THERON (1975) encontraram esporocistos de *G. rochalimai* em bivalves *Eupera viridans* (Prime, 1865). As cercárias foram ingeridas por náides de libélulas do gênero *Tramea* Hagen, onde ocorreu o encistamento. Estas libélulas, quando adultas, foram ingeridas por *B. marinus* (= *R. marina*).

Gorgoderina festoni foi descrita, recentemente, por MATA-LÓPEZ & LEON-RÈGAGNON (2005) tendo como hospedeiro tipo *Gastrophryne usta* (Cope, 1866) e localidade tipo Laguna El Zacatal, Los Tuxtlas, Veracruz, México. Neste mesmo trabalho, *G. festoni* foi registrada em três hospedeiros: *Leptodactylus labialis* (Cope, 1877), *L. melanonotus* (Hallowell, 1860) e *B. marinus* (= *R. marina*). *Gorgoderina festoni* se diferencia de todas as outras espécies do gênero *Gorgoderina* por possuir um acetábulo festonado, um carácter autapomórfico para a espécie (MATA-LÓPEZ & LEON-RÈGAGNON,

2005), característica observada (Figs.12-13) na microscopia eletrônica de varredura nos espécimes encontrados no sapinho-de-jardim de Imbé, RS.

Este é o primeiro registro desta espécie para o Brasil.

Figuras 10-12. *Gorgoderina festoni*, parasito de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias: (10) aspecto geral, barra = 200 μm ; (11) região anterior, barra = 250 μm ; (12) detalhe do vitelário, barra = 125 μm . VO - ventosa oral; E - esôfago; CI - cecos intestinais; PG - poro genital; VS - vesícula seminal; A - acetábulo; V - vitelário; O - ovário; T - testículo.



10

11

12

Figuras 13-15. *Gorgoderina festoni*, parasito de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias, microscopia eletrônica de varredura: (13) região anterior, barra = 100 μm ; (14) ventosa oral, barra = 50 μm ; (15) acetábulo festonado, barra = 25 μm . Cabeça de Seta - acetábulo festonado.

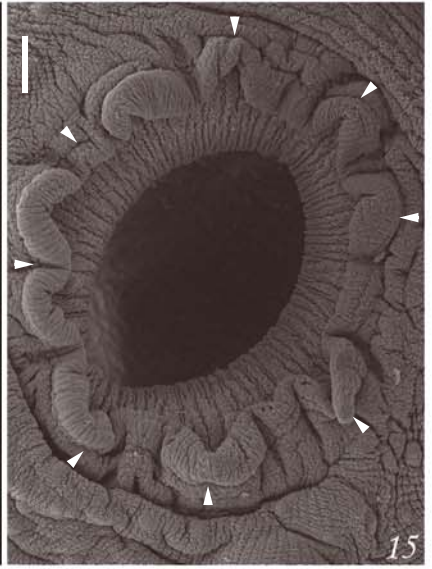
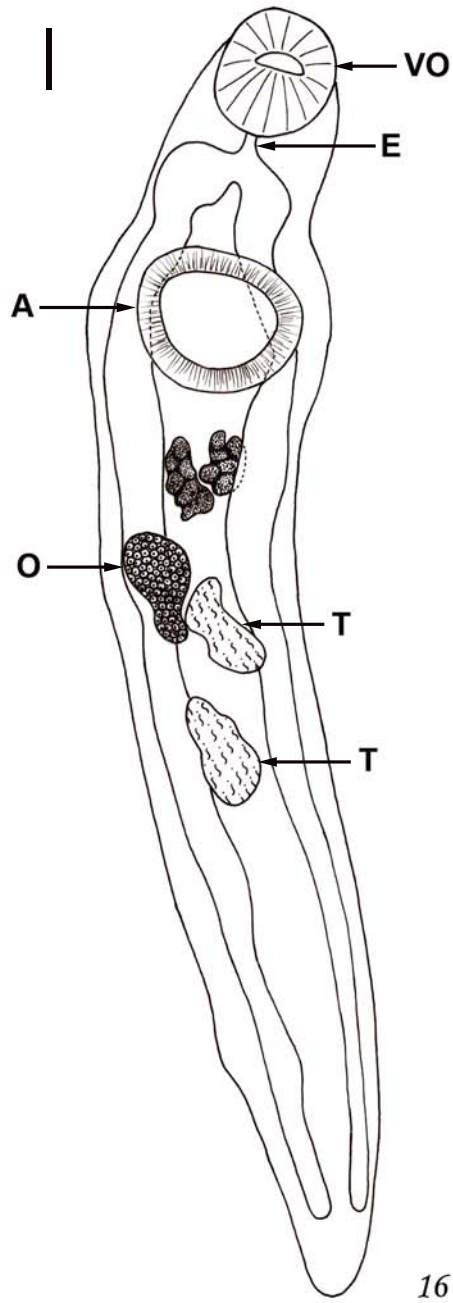


Figura 16. *Gorgoderina festoni*, parasito de *Rhinella fernandezae*, diagrama incompleto, barra = 200 μm . VO - ventosa oral; E - esôfago; A - acetábulo; V - vitelário; O - ovário; T - testículo.



Gorgoderina sp.

Figuras 17-21

Descrição. Baseada em 10 espécimes montados *in toto*. Gorgoderinae. Corpo delgado; 1,718 a 3,580 mm (2,571; 10; 0,52) de comprimento, 410 a 680 (580; 10; 88,6) de largura. “Forebody” 0,711 a 1,380 mm (0,951; 10; 0,227) de comprimento. “Hindbody” 1,017 a 2,200 (1,620; 10; 0,250) de comprimento. Ventosa oral sub-terminal (Figs. 17, 21 - VO), com 320 a 430 (372; 10; 33,4) de comprimento, 290 a 490 (366; 10; 56) de largura. Faringe ausente. Esôfago longo (Figs. 17, 18, 21 - E), com 100 a 190 (150; 6; 30,3) de comprimento. Cecos intestinais longos, com borda irregular (Fig. 18 - CI), estendendo-se até a extremidade posterior. Acetábulo redondo (Figs. 17, 21 - A), com 410 a 570 (448; 10; 53) de comprimento, 370 a 500 (439; 10; 46,5) de largura. Relação ventosa oral/acetábulo 1:1,11-1,32 (1:1,28). Testículos (Figs. 17, 20, 21 - T) com borda regular, intercecais, pós-equatoriais, localizados no mesmo campo, em zonas diferentes, testículo anterior com 150 a 360 (238; 7; 71,3) de comprimento, 90 a 260 (150; 7; 59) de largura; testículo posterior com 170 a 390 (262; 7; 82,7) de comprimento, 110 a 230 (160; 7; 41,6) de largura. Vesícula seminal (Fig. 19 - VS) dorsal e anterior ao acetábulo, abrindo num poro genital (Fig. 19 - PG). Poro genital anterior ao acetábulo, pós-bifurcal. Ovário reniforme (Figs. 17, 20, 21 - O), posterior ao vitelário, com 240 a 380 (312; 10; 45,4) de comprimento, 120 a 190 (159; 10; 21,3) de largura. Vitelário (Fig. 20 - V) com 4-6 lobos, não muito profundos. Glândula de Mehlis e canal de Laurer não observados. Alças uterinas preenchendo o “hindbody”. Metratermo abrindo no poro genital, próximo a bifurcação cecal. Ovos com 20 a 27,5 (24,7; 10; 2,18) de comprimento, 15 a 17,5 (16; 10; 1,29) de largura.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1954)

Local de infecção: bexiga urinária

Localidade: Imbé, RS, Brasil

Prevalência: 1,11%

Intensidade média de infecção: 20 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,22 helmintos/hospedeiro

Amplitude das intensidades de infecção: 20 helmintos/hospedeiro

Espécimes depositados. CHIOC n° _____.

CHDZ n° _____.

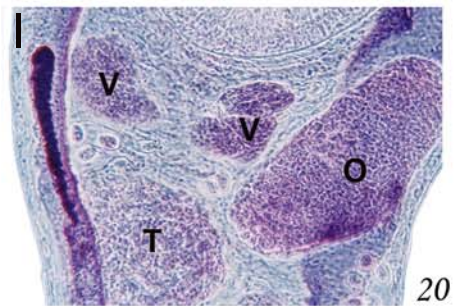
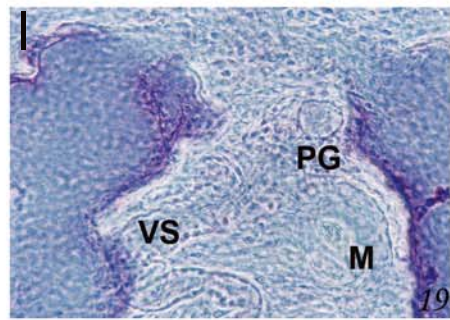
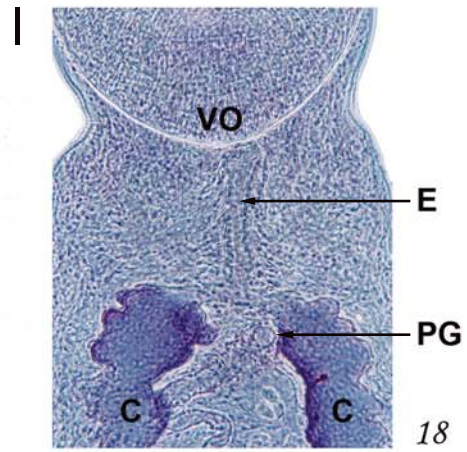
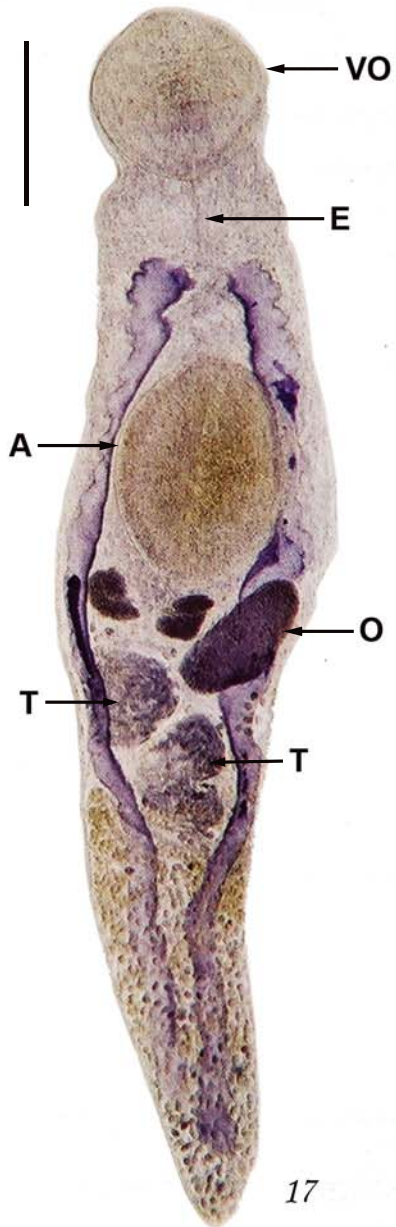
Comentários

A espécie de *Gorgoderina* sp. encontrada no sapinho-de-jardim de Imbé, pode ser diferenciada da maioria das espécies do gênero por ter o vitelário lobado, junto com o tamanho do corpo e a relação das ventosas (ver tabela 1, MATA-LÓPEZ *et al.* 2005). A espécie encontrada em *R. fernandezae* compartilha estas três características com *G. bilobata* Rankin, 1937; *G. schistorchis* Steelman, 1938; *G. tenua* Rankin, 1937; *G. vitelliloba* (Olsson, 1876); *G. festoni* e *G. cryptorchis*. Porém, difere das quatro primeiras por possuir gônadas com margens regulares e por ter o vitelário com um número maior de lobos. Difere da quinta espécie por não possuir o acetábulo festonado, sendo este carácter autopomórfico para *G. festoni*. A espécie em questão está mais relacionada com a *G. cryptorchis* por possuírem tamanho corporal e relação das ventosas similares, vitelário lobado e gônadas com margens regulares. Entretanto, *Gorgoderina* sp. difere de *G. cryptorchis* por possuir um esôfago longo, sem células glandulares ao redor e possuir cecos intestinais com a borda irregular, sendo essas as maiores diferenças entre as duas.

Das seis espécies registradas para o Brasil, a espécie *G. parvicava* difere da espécie encontrada no município de Imbé, RS, por ser maior e por apresentar um vitelário compacto, não lobado e por ter o acetábulo menor que a ventosa oral (1:0,5). *Gorgoderina cedroi* também apresenta vitelário compacto e o acetábulo bem maior que a ventosa oral (1:1,6). *Gorgoderina rochalimai*, *G. pigulevsky* e *G. carioca* são maiores e apresentam o vitelário em ácidos (forma de cachos). E difere também de *G. cryptorchis*, as diferenças já foram mencionadas acima.

Será necessário estudar um número maior de espécimes para se que possa ter certeza sobre a identificação desta espécie.

Figuras 17-20. *Gorgoderina* sp., parasito de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias: (17) aspecto geral, barra = 500 μm ; (18) região anterior, barra = 50 μm ; (19) detalhe do poro genital, metratermo e vesícula seminal, barra = 50 μm ; (20) detalhe das gônadas, barra = 50 μm . VO - ventosa oral; E - esôfago; A- acetábulo; PG - poro genital; CI - cecos intestinais; VS - vesícula seminal; M - metratermo; V - vitelário; O – ovário; T - testículo.



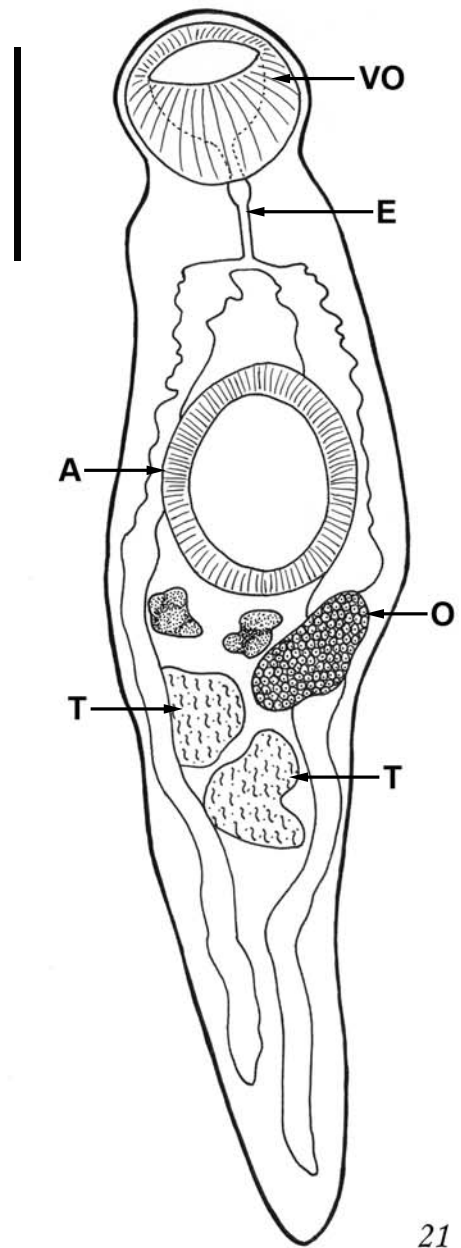
17

18

19

20

Figura 21. *Gorgoderina* sp., parasito de *Rhinella fernandezae*, aspecto geral, diagrama incompleto, barra = 50 μ m. VO - ventosa oral; E - esôfago; A - acetábulo; O - ovário; T - testículo.



Superfamília Diplostomoidea Poirier, 1886

Família Diplostomidae Poirier, 1886

Metacercária (larva)

“Diplostomulum”

Figuras 22-24

Descrição. Baseada em 11 espécimes *in toto*. Diplostomidae. Corpo oval ou elíptico quando não comprimido. Porção posterior não desenvolvida; com 250 a 380 (319; 11; 47,56) de comprimento total e 150 a 260 mm (195; 11; 31,45) de largura. Ventosa oral sub-terminal (Figs. 22, 23 - VO), com 30 a 50 (41,05; 11; 6,13) de comprimento e 25 a 40 (34; 11; 5,31) de largura. Sem ventosas acessórias. Faringe presente com 25 a 45 (46,5; 10; 6,57) de comprimento e 23 a 40 (26,9; 10; 4,84) de largura. Esôfago presente. Acetábulo redondo (Figs. 23, 24 - A), na linha mediana do corpo, com 18 a 40 (28,63; 10; 7,74) de comprimento e com 26 a 43 (36,60; 10; 5,84) de largura. Órgão tribocítico (Figs. 22, 24 - OT) com 91 a 153 (124,5; 10; 23,09) de comprimento e 31 a 75 (47,7; 10; 12,35) de largura, pós-acetabular, elíptico, com uma fenda longitudinal. Vesícula excretora em forma de V (Figs. 22, 24); bem visível quando cheia.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1954)

Local de infecção: rim

Localidade: Imbé, RS, Brasil

Prevalência: 3,33%

Intensidade média de infecção: 8,66 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,28 helmintos/hospedeiro

Amplitude das intensidades de infecção: 2-21 helmintos/hospedeiro

Espécimes depositados. CHIOC n° _____.

CHDZ n° _____.

Comentários

A superfamília Diplostomoidea compreende indivíduos que são distintamente diferentes de outros grupos de digenéticos, por possuir o órgão tribocítico. Este órgão é uma estrutura bilobada, situada na superfície ventral do corpo, posterior ao acetábulo, fazendo ambos os papéis de adesão e digestão. Espécies desta superfamília ocorrem em mamíferos, aves e répteis (NIEWIADOMSKA 2002).

A superfamília Diplostomoidea contém seis famílias: Brauninidae Bosma, 1931; Bolbocephalodidae Strand, 1935; Cyathocotylidae Mühling, 1898; Strigeidae Railliet, 1919; Diplostomidae e Proterodiplostomidae Dubois, 1936 (NIEWIADOMSKA 2002).

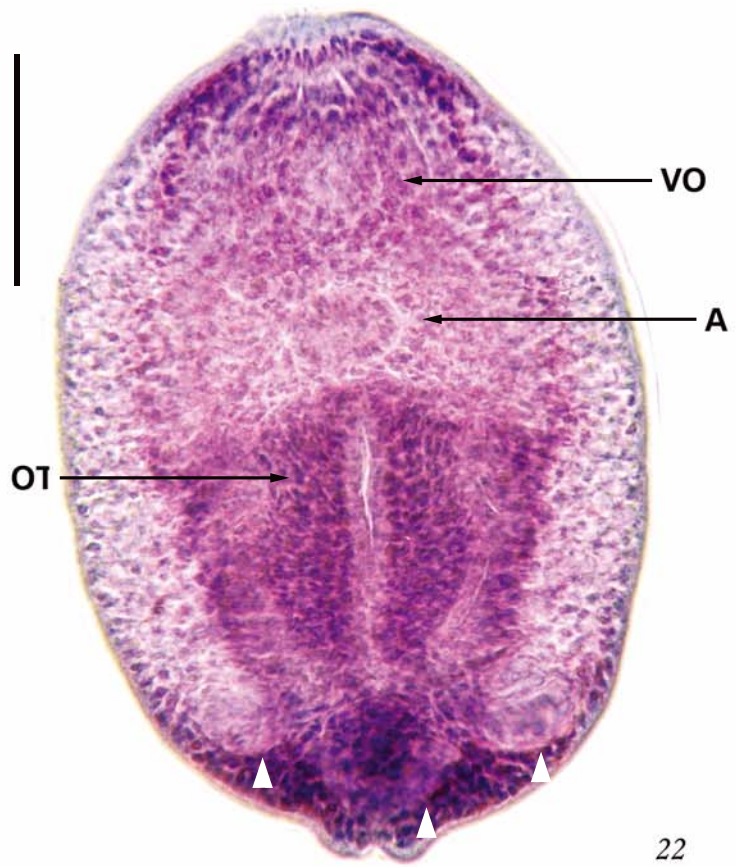
Para muitas espécies pertencentes das famílias Cyathocotylidae, Strigeidae e Diplostomidae os ciclos de vida e a morfologia das cercárias e metacercárias são bem conhecidos. A morfologia das metacercárias é similar entre espécies de gêneros relacionados. Porém, as formas diferem, especialmente, em relação ao sistema excretor, sendo divididas em quatro tipos: “diplostomulum”, “neascus”, “prohemistomulum” e “tetracotyle”. O sistema excretor mais simples é característico das metacercárias do tipo “diplostomulum”, que apresenta três canais longitudinais (dois laterais com ramificações direcionadas posteriormente e uma mediana) conectando-se anteriormente (posterior à faringe) e posteriormente (anterior ao acetábulo) com um sistema de ramificações no fim, onde se encontram bolsas dilatadas, redondas ou corpos excretores ovais. As metacercárias

que apresentam as características mencionadas acima são encontradas em três gêneros: *Diplostomum* von Nordmann, 1832, *Neodiplostomum* Railliet, 1919 e *Alaria* Schrank, 1788, todos são incluídos na família Diplostomidae (NIEWIADOMSKA 2002).

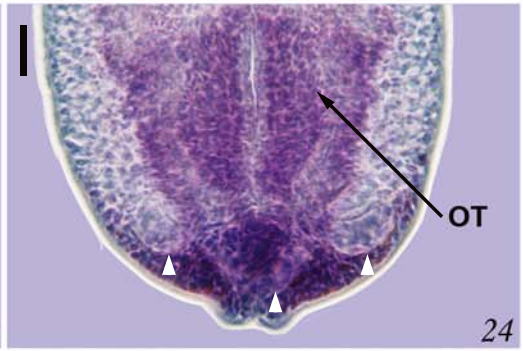
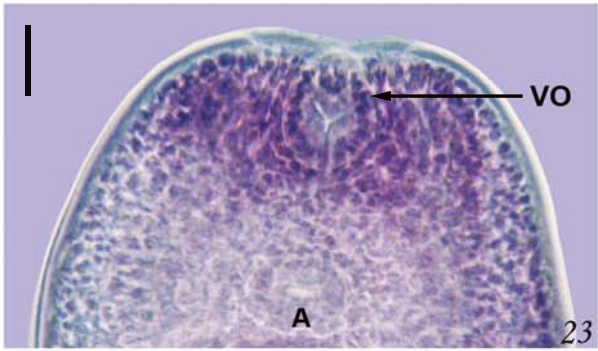
Provavelmente, as metacercárias coletadas nos sapinhos-de-jardim pertencem ao gênero *Neodiplostomum*, que são encontradas em anfíbios, os quais fazem o papel de segundo hospedeiro intermediário e tem aves como hospedeiro definitivo, principalmente, Falconiformes e Strigiformes. Já, as espécies de *Diplostomum* têm peixes como segundo hospedeiro intermediário e as espécies de *Alaria* possuem uma distribuição restrita a Ásia, Europa e América do Norte (NIEWIADOMSKA 2002). Assim, fica excluída a possibilidade das metacercárias dos sapinhos-de-jardim de Imbé, RS, pertencerem a espécies destes dois gêneros. Entretanto, seria necessária uma infecção experimental para obtenção da forma adulta para se ter confirmação do gênero e da espécie.

Este é o primeiro registro de metacercárias de diplostomídeos em anuros no Estado do Rio Grande do Sul.

Figura 22. Metacercária de diplostomídeo, parasito de *Rhinella fernandezae*, aspecto geral, fotomicrografia, barra = 100 µm. VO – ventosa oral; A – acetábulo; OT – órgão tribocítico; cabeça de seta – vesícula excretora.



Figuras 23-24. Metacercária de diplostomídeo, parasito de sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias: (23) região anterior, barra = 25 µm; (24) região posterior, barra = 25 µm. VO- ventosa oral; A- acetábulo; OT- órgão tribocítico; cabeça de seta preta-vesícula excretora.



5.1.2. Cestóides

Superclasse Neodermata Ehlers, 1985

Classe Cercomeromorphae Bychowsky, 1937

Subclasse Cestodaria Monticelle, 1891

Superordem Eucestoda Southwell, 1930

Ordem Cyclophillidea van Beneden *in* Braun, 1900

Família Nematotaenidae Lühe, 1910

Cylindrotaenia americana Jewell, 1916

Figuras 25-34

Descrição. Baseada em 11 espécimes (10 montados *in toto*, um espécime em corte histológico). Nematotaeniidae.

Geral. Estróbilo com 18 mm a 38 mm (27,6; 5; 7,80). Escólece (Figs. 25, 24) emerge imperceptivelmente do colo, quatro ventosas com 50 a 92,5 (64,85; 9; 13,47) de diâmetro, sem rostelo. Colo com 110 a 260 (203,33; 6; 53,17) de diâmetro. Canais excretores ventrais com 10 de diâmetro (Figs. 30-33 – CE). Canais dorsais não observados. Proglótides acraspédotas, retangulares aumentando em comprimento ao longo do estróbilo. Estróbilo é dividido em: proglótides imaturas (Fig. 30), proglótides maduras (Fig. 27), proglótides pré-grávidas (Figs. 28, 31, 33, 34) e proglótides grávidas (Figs. 29, 32). As proglótides maduras são mais largas do que compridas, 47,5 a 62,5 (55,63; 4; 8) de comprimento e 280 a 370 (335; 4; 38, 73) de largura. Bolsa do cirro (Figs. 31, 33 - BC) com 30 de comprimento. Cirro liso (Fig. 34 - C). Proglótides pré-grávidas mais largas do que compridas, 47,5 a 67,5 (52,14; 7; 9,94) de comprimento e 230 a 290 (258,75; 7; 21,67) de largura. Órgãos

paruterinos (Fig. 27- OP) com 55 a 110 (84,17; 3; 27,65) de comprimento. Proglótides grávidas mais compridas do que largas, 150 a 220 (172,22; 9; 25,87) de comprimento e 90 a 170 (132,22; 9; 28,19) de largura. Duas cápsulas paruterinas (Figs. 28, 29- CP) com 47,5 a 100 (64,72; 9; 16,27) de diâmetro. Oncosfera com 17,5 a 30 (23,57; 7; 3,78) de comprimento e 7,5 a 17,5 (13,93; 7; 3,18) de largura. Com 0 a 8 oncosferas (Fig. 29 - O) por cápsula e 0 a 16 por proglótide.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1954)

Local de infecção: intestino delgado

Localidade: Imbé, RS, Brasil

Prevalência: 38%

Intensidade média de infecção: 2,38 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,90 helmintos/hospedeiro

Amplitude das intensidades de infecção: 1-12 helmintos/hospedeiro

Espécimes depositados. CHIOC n° _____.

CHDZ n° _____.

Comentários

A família Nematotaeniidae foi revisada por JONES (1987), onde o autor reconhece quatro gêneros: *Bitegmen* Jones, 1987; *Cylindrotaenia* Jewell, 1916; *Distoichometra* Dickey, 1921 e *Nematotaenia* Lühe, 1899. Os nematoteinídeos adultos são encontrados em anfíbios e répteis no mundo todo (JONES 1987).

Até o momento da revisão realizada por JONES (1987), o gênero *Baerietta* Hsü, 1935, era o que agrupava o maior número de espécies dentro da família Nematotaeniidae,

onde estavam as espécies que apresentavam dois testículos por proglótides, distinguindo-se de *Cylindrotaenia*. Porém, JONES (1987) re-examinou espécimes-tipos de *Baerietta* e *Cylindrotaenia*, observando que este carácter era inválido, pois ambos apresentavam dois testículos por proglótide. Na ausência de outro carácter que os distinguissem, *Baerietta* tornou-se sinônimo júnior para *Cylindrotaenia*.

Os espécimes coletados no intestino delgado dos sapinhos-de-jardim foram identificados como pertencendo à espécie *Cylindrotaenia americana* de acordo com a chave proposta por JONES (1987), por apresentar cápsulas paruterinas em posição dorso-ventral e cirro sem microtríquios ou espinhos, sendo esta última característica observada em corte histológico de um espécime (Fig. 34) do presente estudo.

Cylindrotaenia americana foi descrita originalmente por JEWELL em 1916, coletada do intestino delgado de *Acris gryllus* (Le Conte, 1825) em Urbana, Illinois, Estados Unidos.

O ciclo de vida desta espécie foi estudado por STUMPF (1982), através de infecções experimentais em girinos e adultos de *Bufo ictericus* (= *R. icterica*) e também em possíveis hospedeiros intermediários: *Musca domestica* Linnaeus 1758, *Tenebrio molitor* Linnaeus, 1775 e *Periplaneta americana* Linnaeus, 1785. A autora afirma que este helminto possui ciclo direto, evoluindo sob a forma de larva tetratrídio na mucosa do intestino delgado do hospedeiro definitivo. Os possíveis hospedeiros intermediários foram negativos à infecção experimental.

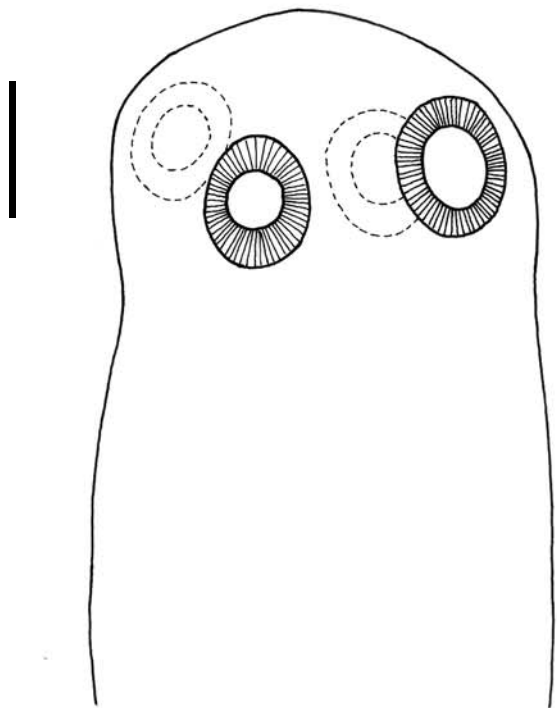
Cylindrotaenia americana foi pela primeira vez registrada para o Brasil em *L. ocellatus* (SAVAZZINI 1929). Posteriormente, STUMPF (1982a, 1982b) registrou esta espécie em *B. ictericus* (= *R. icterica*) no Estado do Paraná.

Na América do Sul existem alguns registros de ocorrência deste helminto: em *B. marinus* (= *R. marina*) para a Colômbia e para o Equador (BROOKS 1976; DYER 1986); em

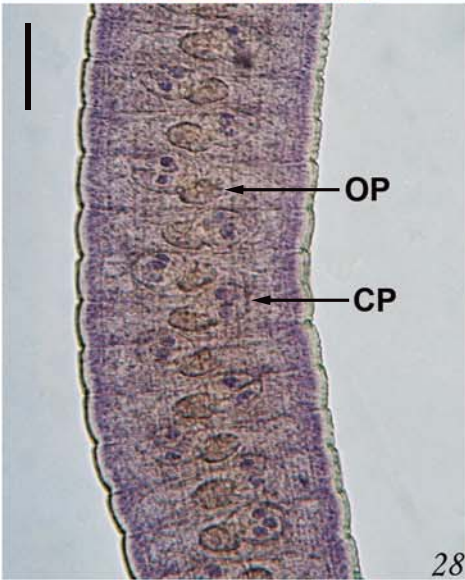
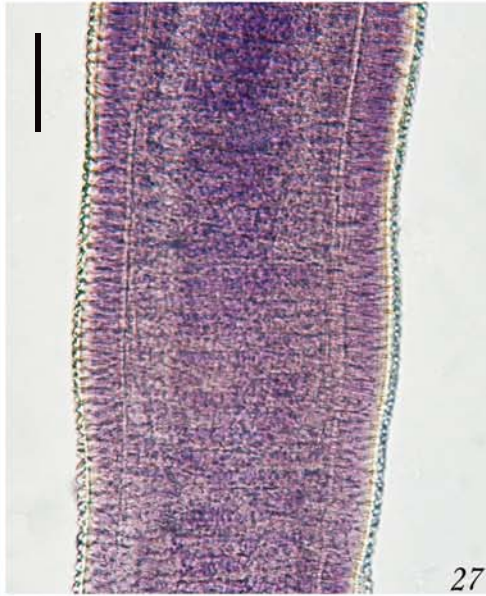
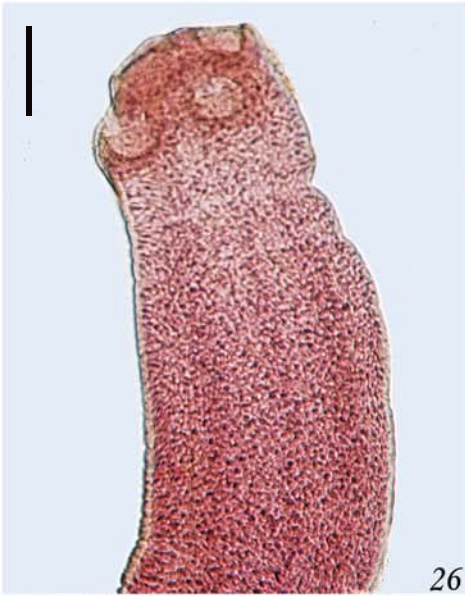
Scinax pedromedinai (Henle, 1991), *Atelopus bomolochus* Peters, 1973 e em *Telmatobius jelskii* (Peters, 1873) para o Peru (BURSEY *et al.* 2001; IANNACONE 2003a, 2003b) e em *Melanophryniscus stelzneri* (Weyenbergh, 1875) para o Uruguai (MAÑE-GARZÓN & GONZÁLEZ 1978).

Neste estudo, apresenta-se o primeiro registro de ocorrência de *Cylindrotaenia americana* no Estado do Rio Grande do Sul e o primeiro registro em *R. fernandezae*

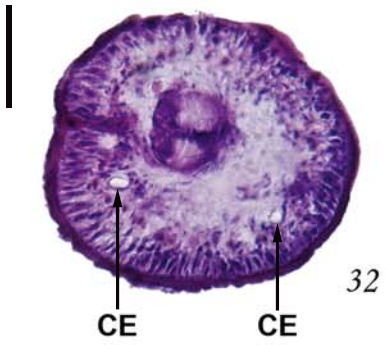
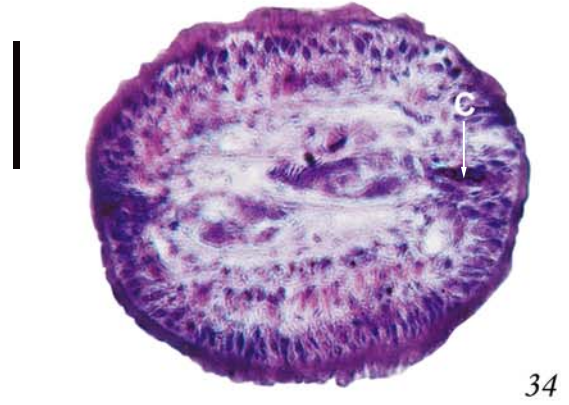
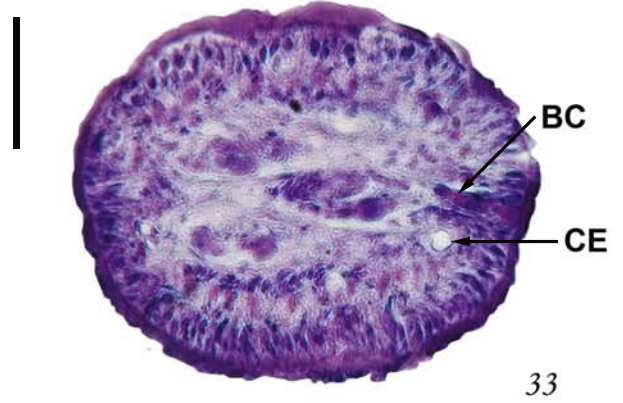
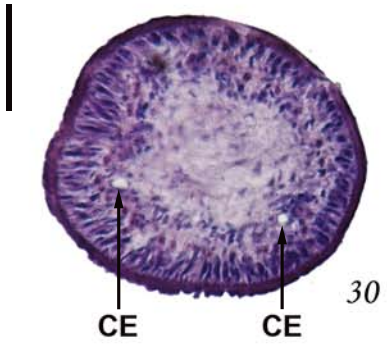
Figura 25. *Cylindrotaenia americana*, parasito de *Rhinella fernandezae*, escólece, diagrama incompleto, barra = 100 μm .



Figuras 26-29. *Cylindrotaenia americana*, parasito de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias: (26) região anterior com escólece, barra = 100 μm ; (27) região do colo, barra = 100 μm ; (28) proglótides pré-grávidas, barra = 100 μm ; (29) proglótides grávidas, barra = 100 μm . OP - órgão paruterino; CP - cápsula paruterina; E - embrióforo; O - oncosfera; cabeça de seta - cápsulas paruterinas.



Figuras 30-34. *Cylindrotaenia americana*, parasito de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias de cortes transversais: (30) região do colo, barra = 50 μm ; (31) proglótide pré-grávida, barra = 50 μm ; (32) proglótide grávida, barra = 50 μm ; (33) proglótide pré-grávida, detalhe da bolsa do cirro, barra = 50 μm ; (34) proglótide pré-grávida, detalhe do cirro, barra = 50 μm . CE – canal excretor; BC - bolsa do cirro; C - cirro.



Proteocephalidea Mola, 1928

Plerocercóide (larva)

Figuras 35-34

Descrição. Baseada em dois espécimes *in toto* e um espécime *in vivo* fotografado. Proteocephalidae. Corpo longo (Figs. 36, 37), esbranquiçado, com corpúsculos calcáreos evidentes (Fig. 36); 0,412 e 0,555 mm (0,483; 2; 0,101) de comprimento, 250 e 290 (270; 2; 28) de largura na porção anterior (ao nível das ventosas) e 150 e 350 (250; 2; 0,141) de largura na porção posterior. Com quatro ventosas (Figs. 37, 38), 60 a 117,50 (88,75; 2; 26,25) de comprimento e 62,5 a 95 (77,81; 2; 11,45) de largura.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1954)

Local de infecção: cavidade celomática

Localidade: Imbé, RS, Brasil

Prevalência: 2%

Intensidade média de infecção: 1,50 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,03 helmintos/hospedeiro

Amplitude das intensidades de infecção: 1-3 helmintos/hospedeiro

Espécimes depositados. CHIOC n_____.

CHDZ n_____.

Comentários

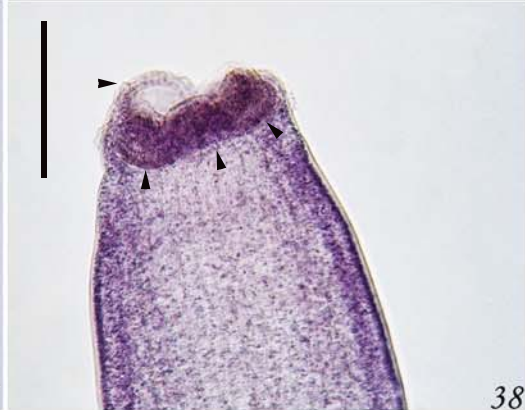
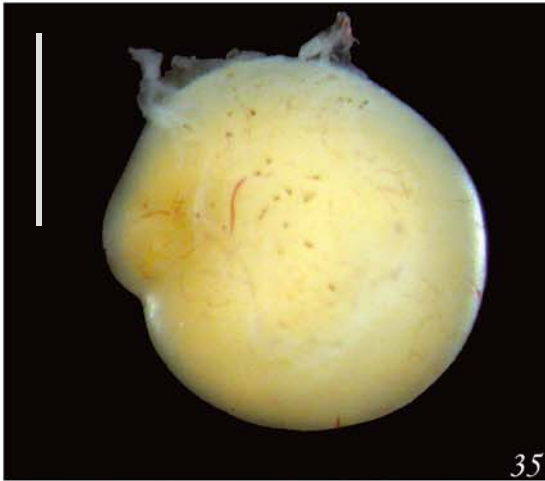
Os membros da ordem Proteocephalidae são encontrados, geralmente, em peixes de água doce, também podendo aparecer em anfíbios e répteis. A maioria dos gêneros e espécies ocorre em hospedeiros das regiões tropicais; poucos são encontrados em regiões temperadas, e peixes de água doce são encontrados parasitados nos rios de áreas circumpolares (REGO 1995).

No curso de seu desenvolvimento os proteocefalídeos passam através dos seguintes estágios: larva hexacanto, procercóide e plerocercóide. No estágio de larva hexacanto (oncosfera), a larva se desenvolve dentro do ovo e torna-se livre para infectar o hospedeiro intermediário; o estágio de procercóide, é biologicamente caracterizado pelo parasitismo na cavidade corporal do hospedeiro intermediário. Durante este estágio de procercóide, o crescimento e o desenvolvimento da larva não cessam; a larva adquire uma forma alongada, diferindo entre extremidade anterior e posterior. Na extremidade anterior, ventosas e órgãos apicais começam a se desenvolver e na extremidade posterior, o cercômero se desenvolve. Adicionado a todo este processo, corpúsculos calcáreos são arranjados em uma ordem determinada no corpo. Neste estágio de desenvolvimento, os proteocefalídeos são, usualmente, específicos a um limitado círculo de hospedeiros definitivos; o estágio de plerocercóide, os proteocefalídeos infectam o intestino, tecidos de vários órgãos ou a cavidade celomática de seu hospedeiro definitivo ou hospedeiro paratênico. Este último é infectado quando a larva procercóide madura encontra um hospedeiro não-específico; essa então atravessa a parede intestinal do hospedeiro e se encista no mesentério e em tecidos de órgãos internos, ou permanecem livres na cavidade celomática (FREEZE 1969).

Para identificação em nível de gênero ou espécie, seria necessária a infecção experimental em um vertebrado para uma possível obtenção da forma adulta do cestóide, para então, possibilitar a identificação mais específica deste helminto.

Este é o primeiro registro de uma larva plerocercóide em *R. fernandezae*, registrando este anuro como hospedeiro paratênico para cestóides da ordem Proteocephalidea.

Figuras 35-38. Plerocercóide de Proteocephalidea, parasito de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias: (35) larva encistada, retirada do mesentério, barra = 1 mm; (36) aspecto geral, *in vivo*, barra = 350 μm (fotos Prof. J.F.R. Amato); (37) aspecto geral, montagem *in toto*, barra = 500 μm ; (38) região anterior, barra = 200 μm . Cabeça de seta branca-ventosa.



5.1.3. Acanhocéfalos

Filo Acanthocephala Rudolphi, 1808

Classe Palaeacanthocephala Meyer, 1931

Ordem Echinorhynchida Southwell & Macfie, 1925

Família Echinorhynchidae Cobbold, 1879

Subfamília Echinorhynchinae Travassos, 1920

Acanthocephalus lutzi (Hammann, 1891)

Figuras 39-44

Descrição. Baseada em quatro espécimes fêmeas montadas *in toto* (duas jovens e duas adultas).

Fêmeas jovens. Tronco cilíndrico e liso, de cor branca; 6,122 e 7,702 mm (6,912; 2; 1,117) de comprimento e 948 e 1027 (987,5; 2; 55,86) de largura. Probóscide cilíndrica, contendo 14 fileiras com seis ganchos. Ganchos apicais com 75 (75; 2; 0) de comprimento; ganchos basais com 80 e 90 (85; 2; 7) de comprimento. Colo curto, 70 e 100 (85; 2; 21) de comprimento. Receptáculo da probóscide com parede dupla, 550 e 660 (605; 2; 77) de comprimento e 230 e 260 (0,245; 2; 0,021) de largura. Lemniscos com 620 e 980 (254, 2, 800) de comprimento. Sino uterino (Figs. 43, 44 - SU) distando da vulva (Figs. 43, 44 - V) 310 e 340 (325; 2; 21,21) e distando da extremidade posterior 450 e 570 (510; 2; 84). Tronco com muitas bolas ovarianas (Fig. 43 - BO). Sem ovos.

Fêmeas adultas. Tronco cilíndrico e liso, 10,021 e 11,455 mm (10,735; 2; 1,011) de comprimento e 1382,5 e 1461,5 (1422; 2; 55,86) de largura. Probóscide cilíndrica (Figs. 39,

40 - P), 560 de comprimento e 250 de largura, contendo 14 fileiras com seis ganchos. Ganchos apicais com 75 e 87 (81; 2; 8,48) de comprimento; ganchos basais com 90 e 95 (0,092; 2; 3,53) de comprimento. Colo curto, 100 (100; 2; 0) de comprimento. Receptáculo da probóscide (Fig. 41 - RP) com parede dupla, 660 e 950 (805; 2; 205) de comprimento e 230 e 320 (275; 2; 63,63) de largura. Lemniscos (Fig. 41 - L) com 750 e 1010 (0,880, 2, 183,84) de comprimento. Sino uterino distando da vulva (Fig. 42- V) 410 e 480 (445; 2; 49,50) e distando da extremidade posterior 870 e 995 (932,5; 2; 88,28). Com muitos ovos (Fig. 42- O), elípticos, 62,5 e 67,5 (65; 2; 3,53) de comprimento e 25 e 27 (26; 2; 1,41) de largura.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1954)

Local de infecção: intestino delgado

Localidade: Imbé, RS, Brasil

Prevalência: 1,11%

Intensidade média de infecção: 4 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,04 helmintos/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 4 helmintos/hospedeiro

Espécimes depositados. CHIOC n° _____.

CHDZ n° _____.

Comentários

Na América do Sul, os acantocéfalos de anfíbios e répteis não são muito conhecidos (SMALES 2007). Para o Brasil, existem alguns registros de acantocéfalos parasitando anuros: TRAVASSOS (1920, 1926), MACHADO-FILHO (1947, 1968, 1970), HARTWICH (1956), STUMPF (1983), RODRIGUES (1986), RODRIGUES *et al.* (1990), AZEVEDO-RAMOS *et al.* (1998), BURSEY *et al.* (2006) e SMALES (2007).

Acanthocephalus lutzi foi registrado no Brasil em *Bufo agua* Latreille, 1801 (= *R. marina*) por HARTWICH (1956), sendo também registrado em outros países da América Latina: Uruguai (CORDERO 1933; HARTWICH 1956), Peru (TANTALÉAN 1976), Argentina (LAJMANOVICH & FERRATO 1995) e Paraguai (SMALES 2007).

Espécimes machos não foram encontrados, mas isso não prejudicou a identificação em nível de espécie, já que o número de ganchos e de fileiras difere entre a maioria das espécies conhecidas: *A. acutispinus* Machado-Filho, 1968; *A. correalimai* Machado-Filho, 1970; *A. ula* Lent & Santos, 1989; *A. caspanensis* Fernandez & Ibarra, 1990; *A. saurius* Bursey & Goldberg, 2003 e *A. saopaulensis* Smales, 2007 (SMALES 2007). Porém, *A. acutispinus* possui 12-14 fileiras com cinco a oito ganchos compartilhando essa característica com *A. lutzi*. Esta espécie apresenta 12-14 fileiras de seis a sete ganchos e difere no tamanho dos lemniscos, onde *A. acutispinus* apresenta lemniscos com o dobro do comprimento do receptáculo da probóscide (MACHADO-FILHO 1968), diferente de *A. lutzi*, onde os lemniscos e o receptáculo da probóscide apresentam comprimentos semelhantes. Porém, existem contradições quanto à designação genérica de *A. lutzi*, segundo HARTWICH (1956) os machos desta espécie apresentam quatro glândulas de cimento. GOLVAN (1994 *apud* SMALES 2007) acredita não ser uma espécie de *Acanthocephalus*, pois, as espécies do gênero *Acanthocephalus* apresentam seis glândulas de cimento. Apesar disso, existe registros recentes de *A. lutzi* em anuros da América Latina (LAJMANOVICH & FERRATO 1995 e SMALES 2007). Esta questão ainda precisa ser elucidada. O novo gênero e a nova espécie proposta por BURSEY *et al.* (2006), *Anuracanthorhynchus tritaxisentis* Bursey, Vrcibradic, Hatano & Rocha, 2006, se diferencia de *A. lutzi* por apresentar 14 fileiras de ganchos com três ganchos cada.

Apenas uma espécie foi registrada parasitando *C. fernandezae* (= *R. fernandezae*), *Acanthocephalus caspanensis* Fernandez & Ibarra, 1990 em “Estância Laguna General Díaz”, Paraguai (SMALES 2007).

Os espécimes encontrados no sapinho-de-jardim apresentaram o mesmo número de ganchos, de fileiras e de medidas de *A. lutzii* comparados com os dados da tabela de medidas das sete espécies do gênero *Acanthocephalus*, apresentada por SMALES (2007).

Este é o primeiro registro de um acantocéfalo deste gênero no Estado do Rio Grande do Sul.

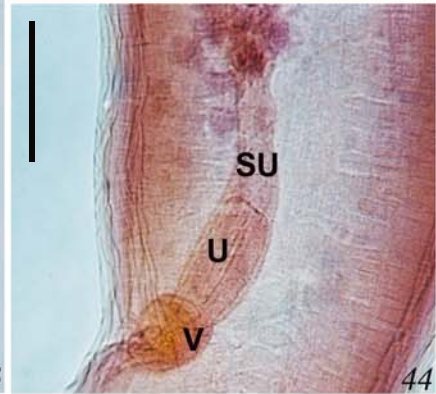
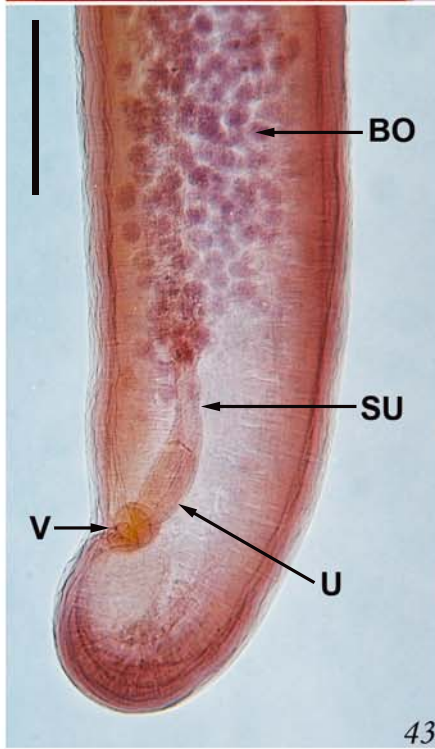
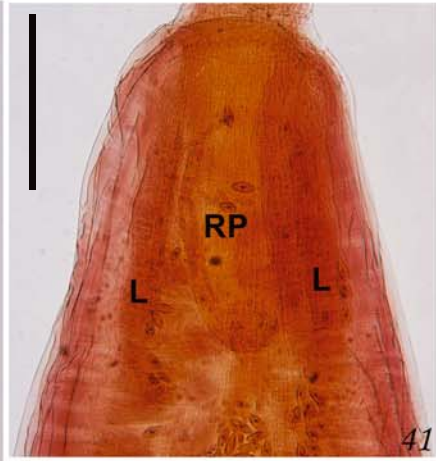
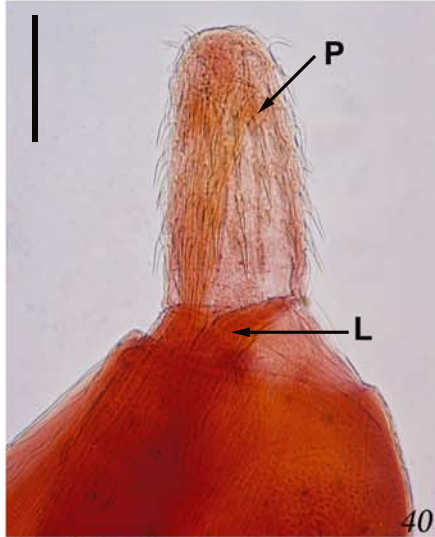
Figura 39. *Acanthocephalus lutzi*, parasito de *Rhinella fernandezae*, probóscide, diagrama incompleto, barra = 100 μm .



Figuras 40-44. *Acanthocephalus lutzii*, parasito de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias:

Fêmea adulta: (40) probóscide, barra = 500 μm ; (41) região anterior, detalhe dos lemniscos e do receptáculo da probóscide, barra = 500 μm ; (42) ovos, barra = 250 μm . Fêmea jovem:

(43) bolas ovarianas, barra = 500 μm ; (44) vagina, útero e sino uterino, barra = 250 μm . P - probóscide; L – lemniscos; RP - receptáculo da probóscide; BO - bolas ovarianas; O - ovo; SU - sino uterino; U- útero.



Ordem Polymorphida Petrochenko, 1956

Família Centrorhynchidae Van Cleave, 1916

Centrorhynchus sp.

(cistacantos)

Figuras 45-51

Descrição. Baseada em 15 espécimes montados *in toto* (10 fêmeas e 5 machos).

Fêmeas. Tronco cilíndrico e liso, de cor branca; 1,836 a 4,019 mm (2,535; 10; 0,678) de comprimento e 474 a 693 (549,77; 10; 77,51) de largura. Probóscide (Figs. 45, 46) contendo 28 a 30 fileiras com 20 a 23 ganchos, 8 a 11 ganchos com raízes e 10 a 13 ganchos sem raízes. Probóscide com 0,865 a 1,227 mm (1,00; 10; 0,143) de comprimento; 159,20 a 278,60 (195,47; 10; 37,09) de largura na extremidade anterior, 189,05 a 398 (261,99; 10; 68,17) de largura na porção inflada, 150 a 348,25 (212,39; 10; 64,08) de largura na porção da inserção do receptáculo da probóscide e 220 a 388,05 (284,23; 10; 57,83) de largura na base da probóscide. Ganchos apicais com 40 a 60 (46,94; 9; 5,35) de comprimento e com raízes 35 a 47,5 (40; 9; 3,54) de comprimento; espinhos com 30 a 42,5 (37,22; 9; 4,04) de comprimento. Receptáculo da probóscide com parede dupla, 467,65 a 800 (657,49; 10; 102,44) de comprimento e 150 a 328,35 (216,03; 10; 54,20) de largura. Lemniscos com 490 a 766,15 (636,26; 10; 76,31) de comprimento. Vulva com quatro esfíncteres, útero e sino uterino bem visíveis (Fig. 50 - SU, U, V).

Machos. Tronco cilíndrico e liso, de cor branca; 2,613 a 3,762 mm (3,168; 5; 0,490) de comprimento e 455,40 a 633,60 (542,52; 5; 66,56) de largura. Probóscide contendo 28 fileiras com 20 a 21 ganchos, 9 ganchos com raízes e 11 e 12 ganchos sem raízes.

Probóscide com de 0,885 a 1,346 (1,036; 5; 0,188) de comprimento; 137,5 a 200 (166; 5; 27,31) de largura na extremidade anterior, 210 a 315 (263,57; 4; 51,54) de largura na porção inflada, 142,5 a 275 (209,38; 4; 57,82) de largura na porção da inserção do receptáculo da probóscide e 230 a 357,5 (295; 4; 57,12) de largura na base da probóscide. Ganchos apicais com 42,5 a 50 (47; 5; 3,26) de comprimento e com raízes 40 a 50 (45; 4; 4,56) de comprimento; espinhos com 37,50 a 40 (38,75; 5; 1,44) de comprimento. Receptáculo da probóscide com parede dupla, 0,547 a 1,188 mm (0,809; 5; 0,272) de comprimento e 189,05 a 297 (223,75; 5; 49,51) de largura. Lemniscos com 567,15 a 796 (713,08; 3; 312,34) de comprimento. Dois testículos (Fig. 51 - T), com 95 a 150 (121,25; 5; 19,93) de comprimento. Bolsa copuladora visível (Fig. 51 - BC)

Resenha taxonômica

Hospedeiro: sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1954)

Local de infecção: cavidade celomática

Localidade: Imbé, RS, Brasil

Prevalência: 84%

Intensidade média de infecção: 4,79 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 4,04 helmintos/hospedeiro

Amplitude das intensidades de infecção: 1-36 helmintos/hospedeiro

Espécimes depositados. CHIOC n° _____.

CHDZ n° _____.

Comentários

Os helmintos encontrados encistados na cavidade celomática foram identificados como sendo cistacantos do gênero *Centrorhynchus* Lühe, 1911, de acordo com a chave de PETROCHENKO (1971). Apresentam uma probóscide típica do gênero, com três porções:

porção anterior, porção inflada e porção da inserção do receptáculo da probóscide (Figs. 46-49).

O gênero *Centrorhynchus* compreende 75 espécies. A maioria destes parasitos quando adultos, ocorrem em aves das ordens Falconiformes e Strigiformes e, raramente, em mamíferos (AMIN 1985).

TRAVASSOS (1926), revisando Centrorhynchinae listou as seguintes espécies para o território brasileiro: *C. tumidulus* (Rudolphi, 1819); *C. opimus* Travassos, 1919 e *C. polymorphus* Travassos, 1925. Nesta revisão, o autor indicou os hospedeiros paratênicos, anfíbios e répteis, que fazem parte do ciclo de vida destas espécies; porém, não mencionou nenhum hospedeiro intermediário. SCHMIDT (1985), indicou apenas um hospedeiro intermediário para espécies do gênero *Centrorhynchus*, um ortóptero da superfamília Acridoidea (MacLeay, 1819) Burmeister, 1839. Pouco se conhece do ciclo das espécies de *Centrorhynchus*, necessitando de estudos com o objetivo de descobrir prováveis hospedeiros paratênicos para estas espécies.

Recentemente, AMATO *et al.* (2003) fizeram o primeiro registro de distrofia pigmentar em isópodos terrestres, *Atlantoscia floridana* (van Name), ocasionada pela presença de cistacantos e o primeiro registro de uma espécie de *Centrorhynchus* em isópodos terrestre, *A. floridana*. Estes crustáceos terrestres são possíveis hospedeiros intermediários para acantocéfalos do gênero *Centrorhynchus*.

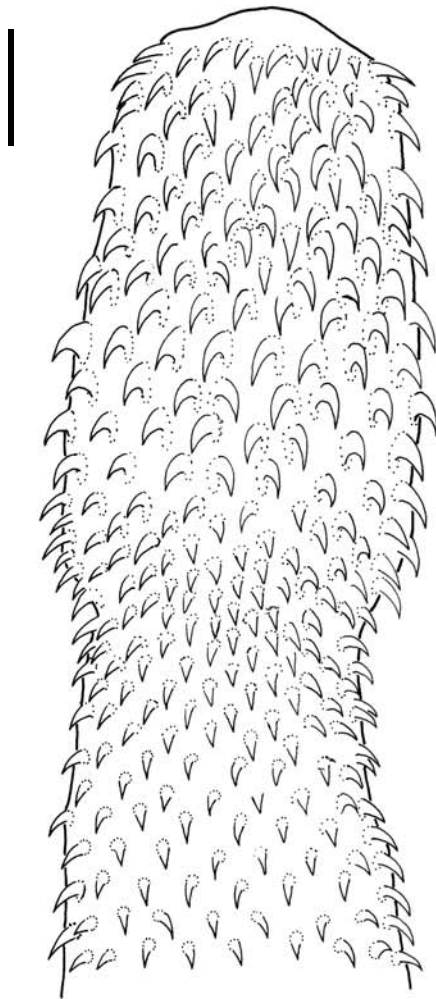
RODRIGUES (1970) registrou cistacantos de espécies não determinadas de *Centrorhynchus*, numa lagartixa comum, *Hemidactylus mabouia* (Moreau de Jonnès, 1818) para a cidade do Rio de Janeiro, RJ; já DE FABIO (1982) registrou cistacantos de *Centrorhynchus* sp. em seis espécies de leptodactílídeos em uma área rural da cidade do Rio de Janeiro, RJ.

SMALES (2007) registrou, pela primeira vez, *C. fernandezae* (= *R. fernandezae*), como hospedeiro paratênico de espécies não determinadas de *Centrorhynchus* no Paraguai.

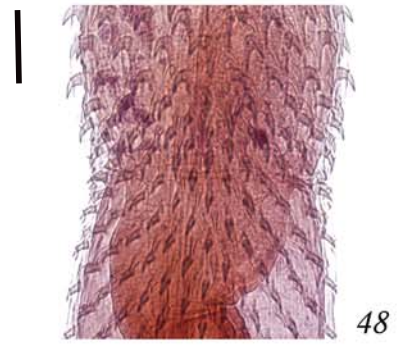
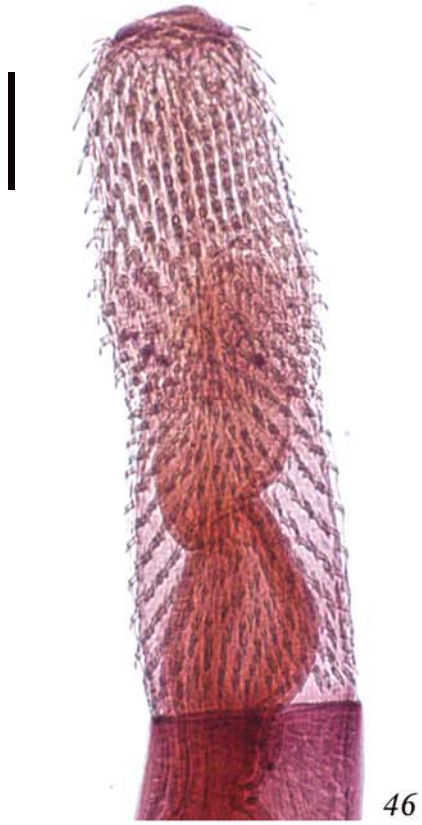
O presente encontro de cistacantos de *Centrorhynchus* sp., com uma alta prevalência (84%) em *R. fernandezae*, representa uma contribuição importante para o conhecimento da biologia de espécies de *Centrorhynchus*.

Neste estudo, estamos registrando, pela primeira vez no Brasil, *R. fernandezae* como hospedeiro paratênico de uma espécie de *Centrorhynchus* sp.

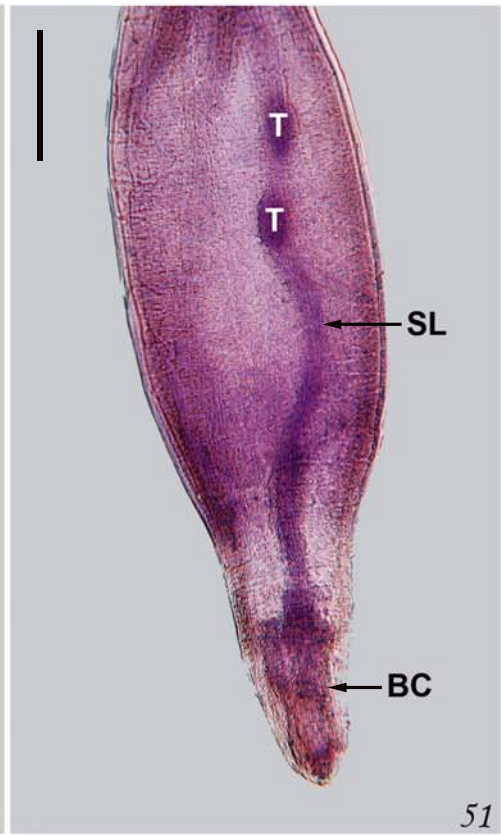
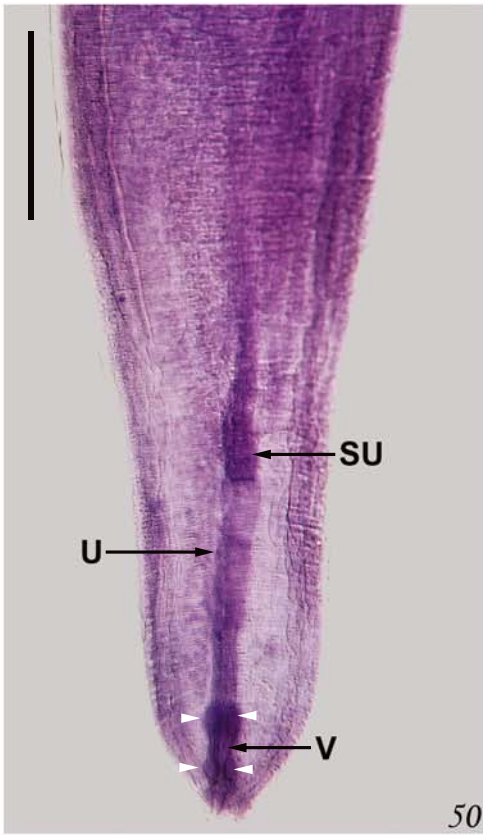
Figura 45. *Centrorhynchus* sp. (cistacanto), parasito de *Rhinella fernandezae*; probóscide, diagrama incompleto, barra = 100 μm .



Figuras 46-49. *Centrorhynchus* sp. (cistacanto), parasito de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias: (46) probóscide, barra = 200 μm ; (47) região apical da probóscide, barra = 100 μm ; (48) região inflada (mediana), barra = 100 μm ; (49) região basal, barra = 100 μm .



Figuras 50-51. *Centrorhynchus* sp. (cistacanto), parasito de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias: (50) fêmea, barra = 250 μm ; (51) macho, barra = 250 μm . SU - sino uterino; U - útero; V - vagina; T - testículo; BC - bolsa copuladora; cabeças de seta - esfíncter da vagina.



5.1.4. Nematóides

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Classe Chromadorea Inglis, 1983

Ordem Rhabditida Chitwood, 1933

Infraordem Ascaridomorpha Ley & Blaxter *in* Lee, 2002

Superfamília Cosmocercoidea Skrjabin & Schikhobalova, 1951

Família Cosmocercidae Railliet, 1916

Cosmocerca parva Travassos, 1925

Figuras 52-60

Descrição: Baseada em 20 espécimes (10 machos e 10 fêmeas) montados em lactofenol. Cosmocercidae.

Geral: Nematóides pequenos, com a cutícula estriada transversalmente. Corpo robusto, afinando na porção posterior, formando uma cauda. Apresentam asas laterais ao longo de todo o corpo. Esôfago constituído de “*corpus*” cilíndrico (Fig. 57 - CC), istmo (Fig. 57 - I) e um bulbo glandular valvulado (Figs. 52, 57 - B). Poro excretor pré-bulbar. Anel nervoso na porção mediana do esôfago. Machos menores que as fêmeas.

Macho: Corpo com 1,485 a 2,772 mm (2,174; 10; 0,386) de comprimento, 140 a 336,6 (203,51; 10; 54,80) de largura. Cavidade bucal com 7 a 12 (9,30; 10; 1,58) de comprimento. Porção anterior do esôfago com 20 a 35 (29,50; 10; 4,97) de comprimento; porção posterior do esôfago com 308,45 a 420 (347,63; 10; 44,17) de comprimento; istmo com 248,75 a 340 (279,91; 10; 29,09) de comprimento; bulbo esofagiano com 65 a 87,50

(75,89; 10; 7,79) de comprimento e 70 a 120 (90,62; 10; 14,09) de largura. Esôfago (Fig. 52) com 328,45 a 455 (377,13; 10; 47,63) de comprimento total. Anel nervoso e poro excretor distando da extremidade anterior 179,10 a 248,75 (203,54; 7; 23,48) e 248,75 a 340 (282,89; 10; 26,94), respectivamente. Espículos (Figs. 54, 60 - E) pouco esclerotinizados, de fácil visualização, subiguais, 112,5 a 145 (130,50; 10; 13,32) de comprimento. Gubernáculo (Fig. 53, 54, 60 - G) muito esclerotinado, em forma de Y, com 102,5 a 140 (117; 10; 12,46) de comprimento e 42,5 a 62,5 (51,5; 5; 7,62) de largura. Apresentando 5-7 pares de plectanas pré-cloacais (Figs. 55, 56, 60). Cloaca distando 119,40 a 268,65 (197,22; 10; 46,21) da extremidade posterior.

Fêmea: Corpo com 2,200 a 5 mm (3,610; 10; 0,795) de comprimento, 240 a 540 (376; 10; 86,31) de largura. Cavidade bucal com 5 a 11 (8,75; 8; 2,12) de comprimento. Porção anterior do esôfago com 30 a 50 (40; 9; 5) de comprimento; porção posterior do esôfago com 420 a 600 (524,44; 9; 62,47) de comprimento; istmo com 310 a 480 (400; 9; 52,68) de comprimento; bulbo esofágico com 110 a 180 (134; 10; 24,59) de comprimento e 120 a 200 (158; 10; 21,50) de largura. Esôfago (Fig. 57) com 460 a 640 (564,44; 9; 64,44) de comprimento total. Anel nervoso e poro excretor distando da extremidade anterior 200 a 260 (224; 5; 28,81) e 240 a 400 (341,11; 9; 57,98), respectivamente. Vulva na forma de uma fenda transversal (Fig. 58 - V), distando 1,440 a 2,140 mm (1,794; 7; 0,215) da extremidade anterior; distando 1,160 a 2,100 mm (1,517; 7; 0,304) da extremidade posterior. Anfidélficas. Poucos ovos, 60 a 90 (76; 10; 10,75) de comprimento e 50 a 70 (58; 10; 10,35) de largura. Ânus (Fig. 59 - A) distando 300 a 490 (429; 10; 65,57) da extremidade posterior.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1954)

Local de infecção: intestino grosso

Localidade: Imbé, RS, Brasil

Prevalência: 40%

Intensidade média de infecção: 7,36 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 2,94 helmintos/hospedeiro

Amplitude das intensidades de infecção: 1-39 helmintos/hospedeiro

Espécimes depositados. CHIOC n° _____.

CHDZ n° _____.

Comentários

Os nematóides coletados no intestino dos sapinhos-de-jardim foram identificados como pertencendo ao gênero *Cosmocerca* Diesing, 1861 de acordo com a chave proposta por CHABAUD (1978). O gênero agrupa as espécies que apresentam papilas em plectanas. *Cosmocerca*, juntamente, com *Aplectana* Railliet & Henry, 1916, *Raillietnema* Travassos, 1927 e *Oxysomatium* Railliet & Henry, 1913 compõem a família Cosmocercidae (VICENTE *et al.* 1991). Estes parasitos têm ampla distribuição geográfica e são, comumente, encontrados na helmintofauna de anfíbios (NAVARRO *et al.* 1988).

Ainda não se conhece completamente a biologia destes helmintos. Segundo ANDERSON (2000 *apud* GOLDBERG & BURSEY 2002a), nas espécies de *Cosmocerca* o desenvolvimento larval até o estágio infectante que é a L₃ ocorre no ambiente externo. Os anfíbios podem se infectar através da ingestão, ou por penetração cutânea da L₃. Independentemente do modo de infecção, as larvas alcançam o intestino do hospedeiro, onde atingem a maturidade sexual.

MARTINEZ & MAGGENTI (1989) publicaram uma lista de 25 espécies válidas para o gênero *Cosmocerca*, mas nos últimos anos esta lista foi ampliada, com adição de mais três

espécies descritas (MORAVEC & BARUS 1990, MORAVEC & KAISER 1994 e BURSEY & GOLDBERG 2004). Das atuais 28 espécies, 12 têm distribuição neotropical: *C. brasilienses* Travassos, 1925; *C. parva* Travassos, 1925; *C. chilensis* Lent & Freitas, 1948; *C. uruguayensis* Freitas & Lent, 1948; *C. rara* Freitas & Vicente, 1966; *C. cruzi* Rodrigues & Fabio, 1970; *C. travassosi* Rodrigues & Fabio, 1970; *C. podicipinus* Baker & Vaucher, 1984; *C. panamaensis* Martinez & Maggenti, 1989; *C. longispicula* Moravec & Kaiser, 1994; *C. paraguayensis* Moravec & Kaiser, 1994 e *C. vrcibradici* Bursey & Goldberg, 2004. Todas são parasitas de anuros, exceto *C. vrcibradici* que foi descrita parasitando lagartos do Brasil e do Equador (BURSEY & GOLDBERG 2004). Sete espécies destas 12 apresentam o espículo maior que o gubernáculo: *C. brasilienses*, *C. longispicula*, *C. parva*, *C. podicipinus*, *C. travassosi*, *C. uruguayensis* e *C. vrcibradici* (BURSEY & GOLDBERG 2004).

O número de pares de plectanas é importante na identificação das espécies, sendo um carácter diagnóstico. *Cosmocerca brasiliensis* apresenta oito pares de plectanas; *C. podicipinus* e *C. travassosi* apresentam cinco pares cada; *C. parva* de cinco a sete pares; *C. longispicula*, *C. uruguayensis* e *C. vrcibradici* apresentam sete pares cada. Além do número de pares de plectanas, *Cosmocerca longispicula*, *C. parva* e *C. uruguayensis* apresentam espaços entre as plectanas (BURSEY & GOLDBERG 2004).

TRAVASSOS (1925) descreveu *C. parva* com espécimes coletados do intestino grosso de *Elosia nasus* Günther, 1866 (= *Hylodes nasus* (Lichtenstein, 1823) de Angra dos Reis, RJ. DE FABIO (1981) analisou as séries tipo de *C. parva*, *C. freitasi* Silva, 1954 e *Aplectana lopesi*. A autora observou que as fêmeas de *C. freitasi* diferem em muitos aspectos das outras fêmeas de *Cosmocerca* e que são indistinguíveis das fêmeas de *A. lopesi* Silva, 1954. Os machos de *C. freitasi* são idênticos aos machos de *C. parva*, concluindo que *C. freitasi* é

sinônimo júnior de *C. parva*. DE FABIO (1982) registrou *C. parva* em *Leptodactylus ocellatus* (Linnaeus, 1758), *L. sinbilatrix* Fitzinger, 1826 (= *L. fuscus* (Schneider, 1799)), *L. mystaceus* (Spix, 1824), *Adenomera marmorata* Steindachner, 1867 (= *L. marmoratus* (Steindachner, 1867)), *Physalaemus signiferus* Cochran, 1955 (= *P. signifer* (Girard, 1853)) e *L. soaresi* Izecksohn, 1965. Recentemente, HOLMES *et al.* (2008) encontraram uma espécie não identificada de *Cosmocerca* em *Hypsiboas albopunctatus* (Spix, 1824) de Brasília, GO.

Na América do Sul, *C. parva* foi registrada em *Hyla fuscovaria* Lichtenstein, 1823 (= *Hy. nasus*), *Bufo paracnemis* (= *Rhinella schneideri*), *Leptodactylus sp.*, *L. chaquensis* Ceí, 1950 e *L. elenae* Heyer, 1978 no Paraguai (MASI-PALARES & MACIEL 1974; BAKER & VAUCHER 1984); em *B. granulatus major* Müller & Hellmich, 1936 (= *R. granulosa*), *L. chaquensis*, *L. latinasus* Jiménez de la Espada 1875 e em *Chaunus fernandezae* (= *R. fernandezae*) na Argentina (MORDEGLIA & DIGIANI 1998; GONZÁLEZ & HAMANN 2006; HAMANN *et al.* 2006a; HAMANN *et al.* 2006b; GONZÁLEZ & HAMANN 2007); em *B. glaberrimus* Günther, 1869 (= *Rhaebo glaberrimus* (Günther, 1869), *B. marinus* (= *R. marina*), *B. typhoni* Laurenti, 1768 (= *R. margaritifera*), *Epipedobates pictus* (Myers, 1987) (= *Ameerega picta* (Bibron *In* Tschudi, 1838), *Hyla fasciata* Gunther, 1859, *Phyllomedusa atelopoides* Duellman, Cadle & Cannatella, 1988, *Scarthyla ostinodactyla* Duellman & de Sá, 1988 (= *S. goinorum* Bokermann, 1962), *Scinax garbei* (Miranda-Ribeiro, 1926), *Sc. ictericus* Duellman and Wiens, 1993, *Edalorhina perezi* Jiménez de la Espada, 1871, *Eleutherodactylus fenestratus* (Steindachner, 1864), *E. peruvianus* (Melin, 1941), *E. toftae* Duellman, 1978, *L. leptodactyloides* (Andersson, 1945), *L. mystaceus* (Spix, 1824), *Elachistocleis ovalis* (Schneider, 1799) e *Hamptophryne boliviana* (Parker, 1927) no Peru (BURSEY *et al.* 2001).

Este é o primeiro registro da espécie *C. parva* para o Estado do Rio Grande do Sul.

Figuras 52-59. *Cosmocerca parva*, parasito de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias: Macho: (52) região anterior, barra = 100 µm; (53) região posterior, barra = 100 µm; (54) espículos e gubernáculo, barra = 125 µm; (55) plectanas, barra = 100 µm; (56) plectana em detalhe, microscopia eletrônica de varredura, barra = 2 µm. Fêmea: (57) região anterior, barra = 100 µm; (58) vulva, barra = 100 µm; (59) região posterior, barra = 100 µm. B - bulbo esofágico; E - espículos; G - gubernáculo; CC - “*corpus*” cilíndrico; I - istmo; V - vulva; A - ânus; cabeça de seta - plectana.

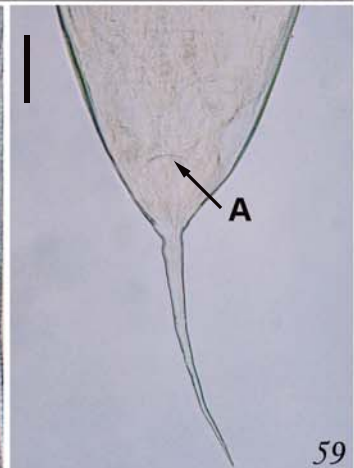
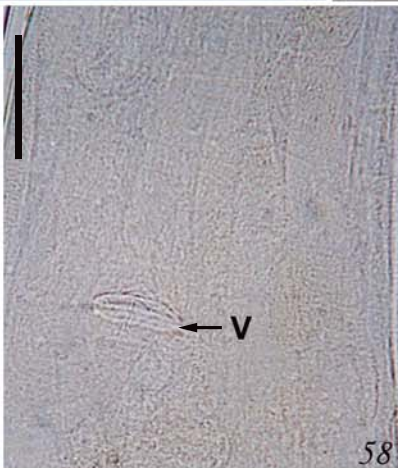
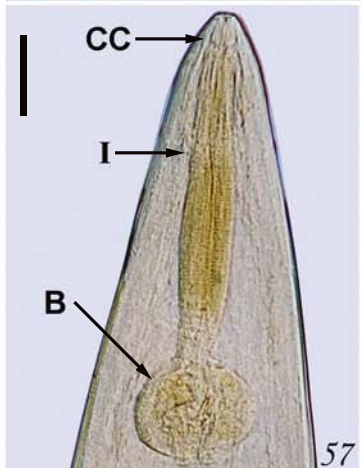
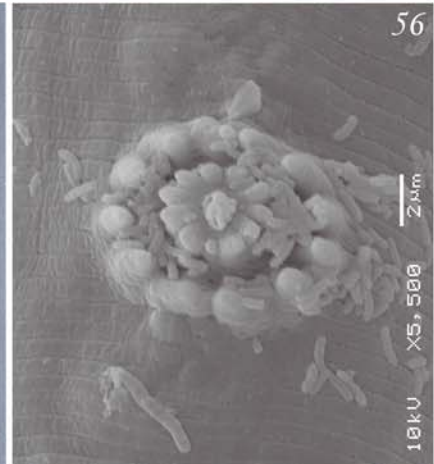
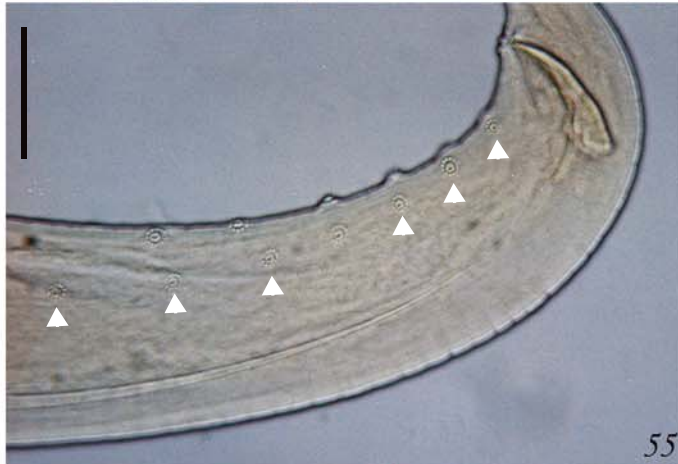
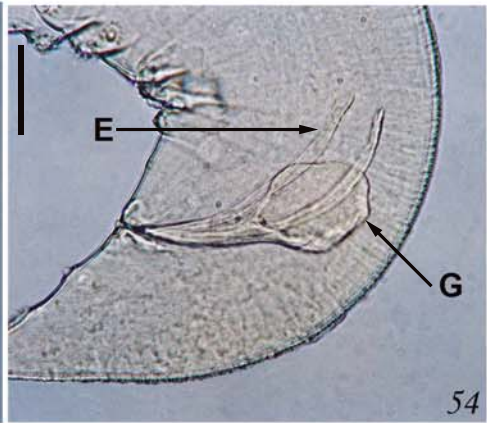
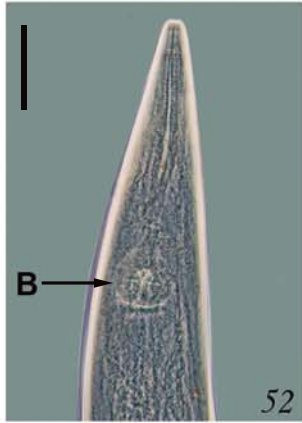
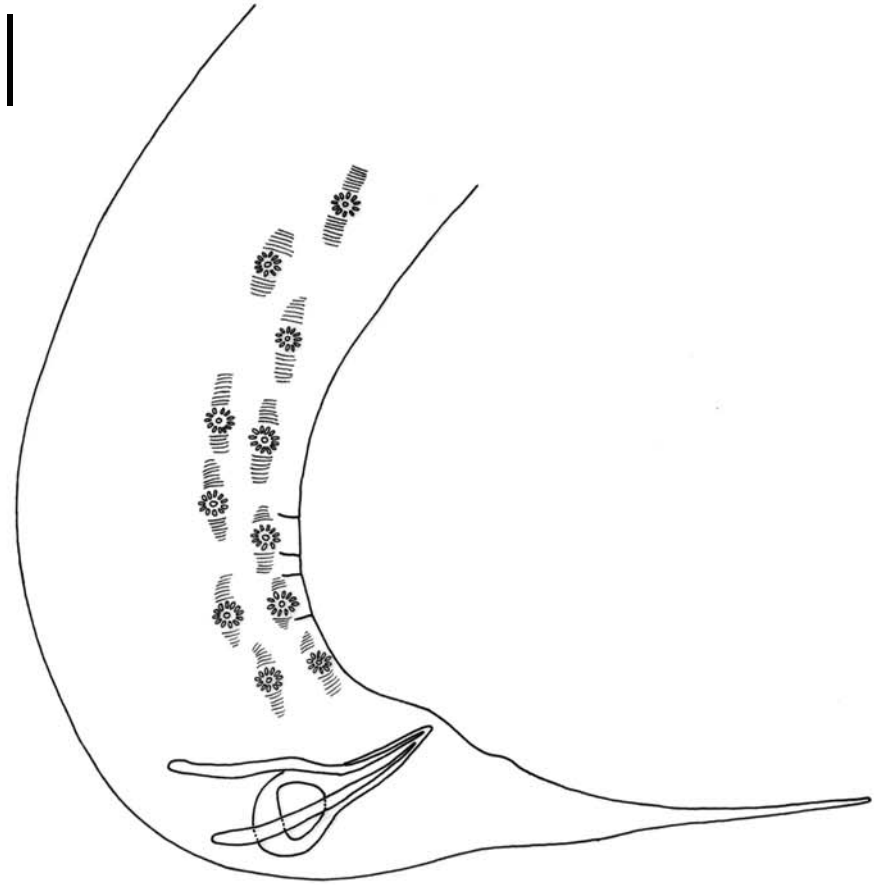


Figura 60. *Cosmocerca parva*, parasito de *Rhinella fernandezae*, região posterior do macho, diagrama incompleto, barra = 50 μm .



Aplectana meridionalis Lent & Freitas, 1948

Figuras 61-71

Descrição. Baseada em 24 espécimes (10 fêmeas e 13 machos) montados em lactofenol; um macho montado em “stub” para MEV. Cosmocercidae.

Geral. Nematóides pequenos, robustos, com a cutícula estriada transversalmente. Corpo robusto, afinando na porção posterior, formando uma longa cauda. Apresentam asas laterais ao longo de todo corpo. Esôfago constituído de “*corpus*” cilíndrico (Fig. 69 –CC), istmo e um bulbo glandular valvulado (Figs. 61, 62, 69 - B, GL). Poro excretor (Figs. 61, 69 - PE) pré-bulbar. Anel nervoso (Fig. 69 - AN) na porção anterior do esôfago. Machos menores que as fêmeas.

Machos: Corpo com 1,710 a 2,970 mm (2,122; 10; 0,378) de comprimento, 159,20 a 248,75 (205,38; 10; 27,34) de largura. Porção anterior do esôfago com 22,80 a 35 (29,70; 10; 3,74) de comprimento; porção posterior do esôfago com 348,08 a 417,90 (386,10; 10; 23,59) de comprimento; istmo com 274,80 a 338,30 (305,76; 10; 18,35) de comprimento; bulbo esofagiano com 72,96 a 97,50 (86,08; 10; 8,64) de comprimento e com 82,08 a 130 (105,39; 10; 12,22) de largura. Esôfago (Fig. 61) com 370,88 a 450,40 (415,80; 10; 26,95) de comprimento total. Anel nervoso (Fig. 69 - AN) e poro excretor (Fig. 60 - PE) distando da extremidade anterior 136,80 a 159,20 (145,65; 7; 7,86) e 229 a 338,30 (265,35; 10; 36,47), respectivamente. Espículos falcados (Fig. 63, 65, 70, 71), fácil visualização, subiguais, 98,04 a 142,5 (128,65; 10; 12,81) de comprimento. Gubernáculo ausente. Quatorze pares de papilas: sete pares de papilas pré-cloacais, cinco pares de papilas pós-cloacais e uma papila mais desenvolvida (Figs. 63, 64, 65, 70- P), situada na borda anterior

da cloaca. Cloaca (Fig. 63 - C) distando 238,8 a 338,30 (290,31; 10; 29,42) da extremidade posterior. Cauda longa e fina.

Fêmeas: Corpo com 2,667 a 4,514 (3,440; 10; 0,758) de comprimento, 228 a 376,20 (293,10; 10; 60,57) de largura. Porção anterior do esôfago com 29,64 a 47,50 (36,69; 10; 5,73) de comprimento; porção posterior do esôfago com 421,36 a 537,10 (479,10; 10; 42,22) de comprimento; istmo com 320,60 a 417,90 (377,10; 10; 39,96) de comprimento; bulbo esofagiano com 97,50 a 122,50 (110,90; 10; 10,22) de comprimento e 125 a 170 (141,69; 10; 16,70) de largura. Esôfago com 451 a 582,30 (515,99; 10; 46,83) de comprimento total. Anel nervoso e poro excretor distando da extremidade anterior 146,56 a 218,90 (171,31; 7; 29,23) e 238,16 a 378,10 (306,71; 9; 59,78), respectivamente. Vulva na forma de uma fenda transversal (Fig. 66 - V), distando 1,413 a 2,376 mm (1,851; 9; 0,415) da extremidade anterior; 1,254 a 2,138 mm (1,644; 9; 0,367) distando da extremidade posterior. Didélficas. Com um útero direcionado brevemente para a extremidade anterior e o outro para a extremidade posterior. Ovovivíparas, ovos (Fig. 67 - O) com casca extremamente fina, foram observadas muitas larvas (Fig. 67- L). Ovos embrionados com 73,28 a 92,50 (82,89; 8; 5,38) de comprimento e 40 a 54,96 (40; 8; 5,64) de largura. Ânus (Fig. 68 - A) distando 238,80 a 338,30 (290,31; 10; 29,42) da extremidade posterior. Cauda cônica.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1954)

Local de infecção: intestino grosso

Localidade: Imbé, RS, Brasil

Prevalência: 73%

Intensidade média de infecção: 18,61 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 13,64 helmintos/hospedeiro

Amplitude das intensidades de infecção: 1-125 helmintos/hospedeiro

Espécimes depositados. CHIOC n° _____.

CHDZ n° _____.

Comentários

Os nematóides coletados no intestino dos sapinhos-de-jardim foram identificados como pertencendo ao gênero *Aplectana* de acordo com a chave proposta por CHABAUD (1978). O gênero agrupa as espécies que não apresentam papilas em plectanas.

O gênero *Aplectana* Railliet & Henry, 1916 compreende 42 espécies distribuídas por todo mundo (RAMELLO *et al.* 2007). RAILLIET & HENRY (1916 *apud* BAKER 1980) propuseram o gênero *Aplectana* para incluir espécies do gênero *Cosmocerca* que não apresentavam papilas em forma de plectanas.

TRAVASSOS (1931) fez a primeira revisão da família Cosmocercidae e nesta revisão ele transferiu seis espécies para o gênero *Aplectana*: *Oxyuris dubia* Leidy, 1856, *Oxysoma macintoshii* Stewart, 1914, *Oxyuris preputialis* Skrjabin, 1916, *Oxysomatium hylambatis* Baylis, 1927, *Oxysomatium tibetanum* Baylis, 1927 e *Oxysomatium chamaeleonis* Baylis, 1929. E descreveu três espécies: *A. brumpti*, *A. schneideri* e *A. stromi*. O gênero *Aplectana* ficou então com 22 espécies. Porém, BALLESTEROS-MÁRQUEZ (1945 *apud* BAKER 1980) na segunda revisão da família Cosmocercidae, considerou 18 espécies válidas para o gênero *Aplectana*, propôs dois novos gêneros: *Neoraillietnema* Ballesteros-Márquez, 1945, baseada na posição do ovário, removendo a espécie *Oxyuris praeputialis* Skrjabin, 1916 para o gênero *Aplectana*; *Neyrapectana* Ballesteros-Márquez, 1945, baseada na ausência de gubernáculo, assim transferindo *A. crucifer* Travassos, 1925; *A. pintoi* Travassos, 1925, *A. vellardi* Travassos, 1926, *A. linstowi* York & Maplestone, 1926 e *A. schneideri*

Travassos, 1931 para o novo gênero proposto. LE VAN HOA (1962 *apud* BAKER 1980) não aceitou a proposta para *O. praeputialis*. CHABAUD (1978) sinonimizou *Neoraillietnema* e *Neyraplectana* com *Aplectana*, por não considerar válidas as características consideradas de carácter genérico. De acordo com LE VAN HOA (1962 *apud* BAKER 1980), a posição do ovário de *O. praeputiales* não corrobora com a descrição realizada por BALLESTEROS-MÁRQUES (1945 *apud* BAKER 1980). O gubernáculo pode variar em forma, sendo muito pequeno e/ou incospicuamente esclerotizado, sendo ausência/presença de gubernáculo um carácter sem importância genérica (BAKER 1980). RAMELLO *et al.* (2007) listaram 42 espécies de *Aplectana*, sendo 23 espécies para a região Neotropical.

Espécies do gênero *Aplectana* são parasitas intestinais de répteis e anfíbios e possuem uma ampla distribuição. Para a região Neotropical são registradas, aproximadamente, 16 espécies parasitando anuros, sendo que 10 ocorrem no Brasil: *A. membranosa* (Schneider, 1866) Miranda, 1924; *A. crucifer*; *A. micropenis* Travassos, 1925; *A. pintoii*; *A. vellardi*; *A. lopesi* Silva, 1954; *A. travassosi* (Gomes & Motta, 1967); *A. crossodactyli* (Vicente & Santos, 1970); *A. delirae* (Fabio, 1971) e *A. paraelenae* Baker & Vaucher, 1986 (RAMELLO *et al.* 2007).

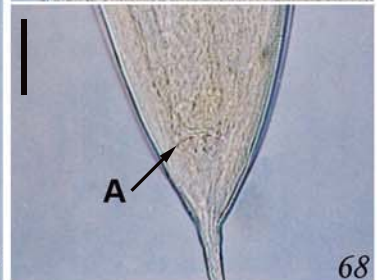
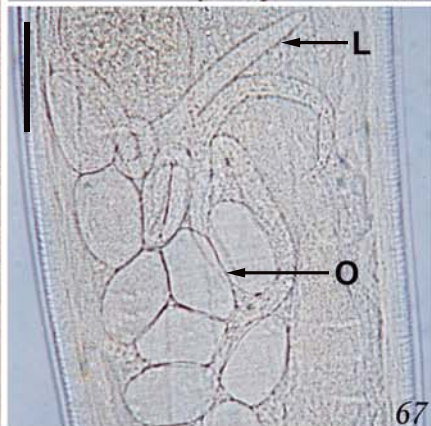
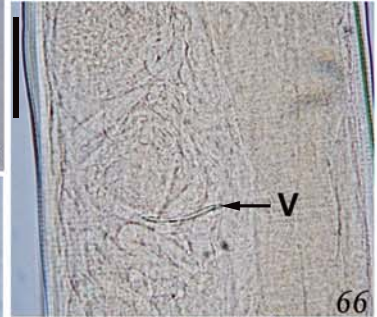
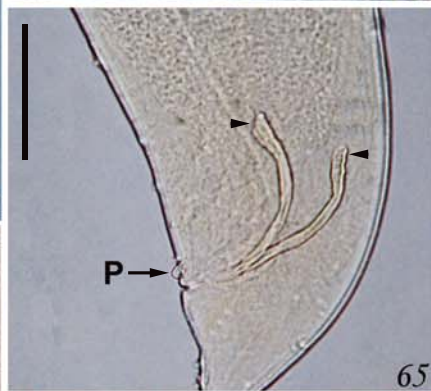
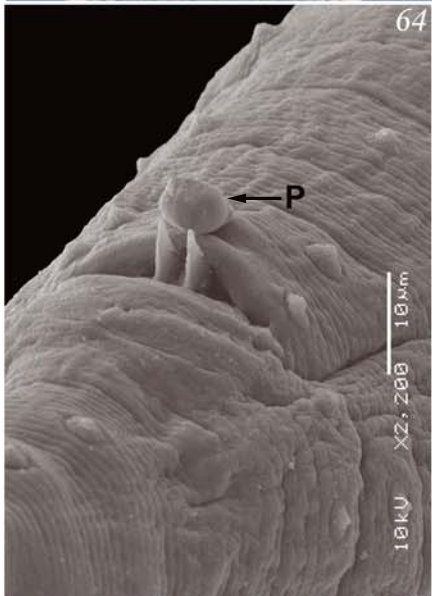
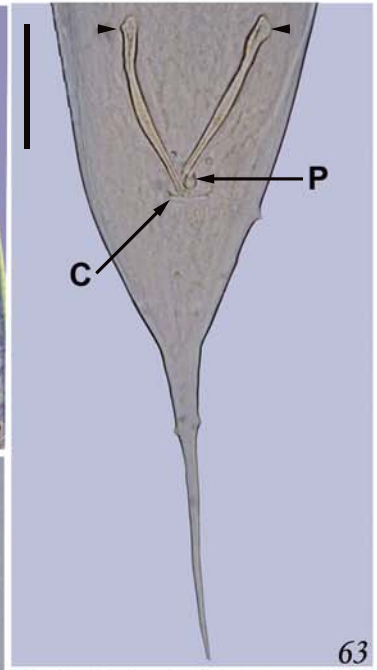
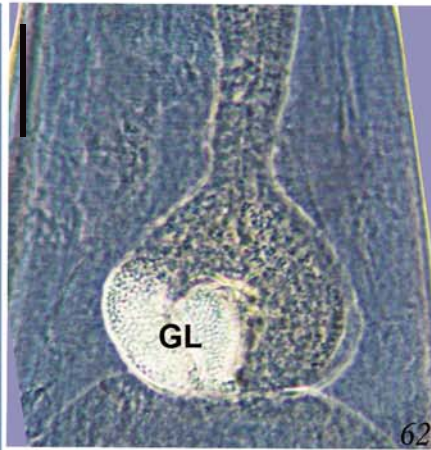
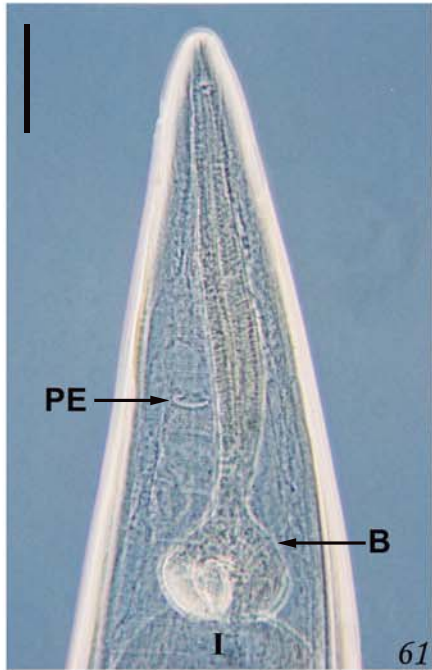
A espécie encontrada no sapinho-de-jardim de Imbé, RS se diferencia das demais espécies do gênero por não apresentar gubernáculo e pelo número de papilas (ver tabela 1, RAMELLO *et al.* 2007). Recentemente, foi descrita *Aplectana tarija* Ramallo, Bursey & Goldberg, 2007, a qual apresenta espículos de tamanhos semelhante aos de *A. meridionalis*. Entretanto, se diferenciam no número de papilas: *A. meridionalis* apresenta sete papilas pré-cloacais, cinco papilas pós-cloacais e uma única papila mais desenvolvida, situada na borda anterior da cloaca (7:0:5+1), enquanto *A. tarija* apresenta um par de papilas pré-cloacais, quatro pares de papilas pós-cloacais e uma única papila mais desenvolvida (1:0:4+1)

(RAMELLO *et al.* 2007). A espécie encontrada nos sapinhos-de-jardim foi identificada como sendo da espécie *A. meridionalis*.

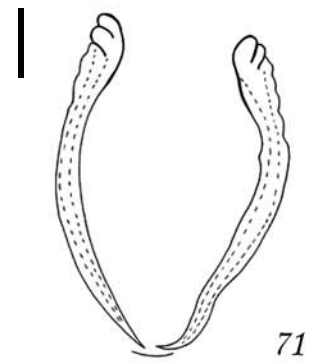
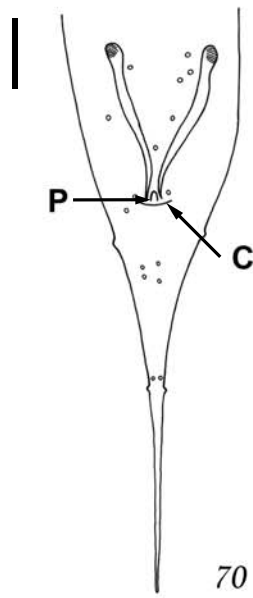
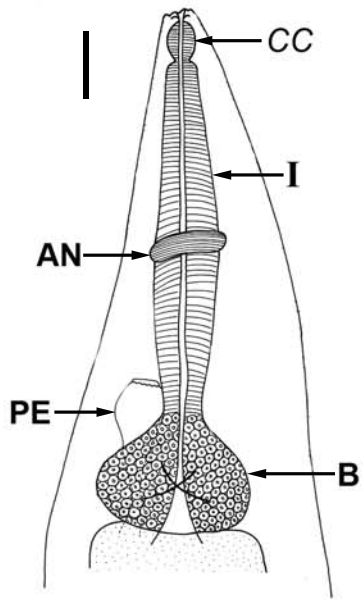
Aplectana meridionalis foi descrita a partir de material coletado de *Ceratophrys americana* Boulenger, 1882 (= *Odontophrynus americanus* (Duméril & Bibron, 1841)) de Montevideú, Uruguai, por LENT & FREITAS (1948), até o momento sendo este o primeiro e único registro de ocorrência deste helminto em anuros. Neste estudo apresentamos o segundo registro de ocorrência deste nematóide em anuros no mundo.

Figuras 61-68. *Aplectana meridionalis*, parasito de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias:

Macho: (61) região anterior, barra = 100 μm ; (62) detalhe do bulbo esofagiano, barra = 125 μm ; (63) região posterior, barra = 100 μm ; (64) detalhe da papila, microscopia eletrônica de varredura, barra = 10 μm ; (65) vista lateral dos espículos, barra = 100 μm . Fêmea: (66) vulva, barra = ; (67) ovos e larvas, barra = 100 μm ; (68) ânus, barra = 100 μm . PE - poro excretor; B - bulbo; GL - glândulas; P - papila; C - cloaca; L - larva; O - ovo; V - vulva; A - ânus; cabeça de seta - espículo.



Figuras 69-71. *Aplectana meridionalis*, parasito de *Rhinella fernandezae*, diagramas incompletos: (69) região anterior do macho, barra = 50 μm ; (70) região posterior do macho, barra = 50 μm ; (71) espículos, barra = 25 μm . PE - poro excretor; B - bulbo; I - istmo; CC - “*corpus*” cilíndrico; AN - anel nervoso; P - papila; C - cloaca.



Subordem Tylenchina Thorne, 1949

Infraordem Panagrolaimomorpha Ley & Blaxter *in* Lee, 2002

Superfamília Strongyloidoidea (Chitwood & McIntosh, 1934) Ley &

Blaxter *in* Lee, 2002

Família Strongyloididae Chitwood & McIntosh, 1934

Strongyloides carinii Pereira, 1935

Figuras 72- 76

Descrição: Baseada em 19 fêmeas partenogênicas montadas em lactofenol. Strongyloididae. Corpo delgado com 1,100 a 1,920 mm (1,554; 17; 0,216) de comprimento, 35 a 50 (37,23; 18; 5,41) de largura ao nível da vulva. Boca com pequenos lábios salientes (Fig. 73); esôfago longo, filiforme com 440 a 610 (550; 17; 55,34) de comprimento, 11,4 a 17,5 (14; 12; 2,0) de largura. Anel nervoso situado 43,3 a 48 (45,6; 3; 2,28) da extremidade anterior. Poro excretor não visualizado. Vulva pós-equatorial (Figs. 74, 76 - V), situada 303 a 550 (435; 15; 71,3) da extremidade posterior. Relação comprimento-distância da vulva à extremidade posterior 3:1. Com 2 a 4 ovos (Figs. 74, 76 - O), medindo 36,5 a 50 (47,5; 14; 5,9) de comprimento, 20,5 a 35 (26,6; 14; 4,4) de largura. Ânus (Fig. 75 - A) situado 54,7 a 84,4 (66,6; 17; 9,37) da extremidade posterior.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1954)

Local de infecção: intestino delgado e grosso

Localidade: Imbé, RS, Brasil

Prevalência: 22,22%

Intensidade média de infecção: 15,95 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 3,54 helmintos/hospedeiro

Amplitude das intensidades de infecção: 1-54 helmintos/hospedeiro

Espécimes depositados. CHIOC n° _____.

CHDZ n° _____.

Comentários

As espécies que representam o gênero *Strongyloides* Grassi, 1879 apresentam um ciclo de vida livre e outro parasitário. As fêmeas parasitas são partenogênicas e parasitam o trato gastrintestinal de numerosos animais, tanto animais silvestres como domésticos (SCHMIDT & WHITTAKER 1975). O ciclo de desenvolvimento é bem conhecido, sendo similar para uma variedade de espécies de *Strongyloides*. Os ovos produzidos pelas fêmeas parasitas partenogênicas são liberados através das fezes, embora algumas espécies liberem larvas de primeiro estágio. No meio ambiente, as larvas rãbitiformes se desenvolvem em larvas infectantes de terceiro estágio, algumas vezes referidas como filariformes ou estrongiliformes, as quais invadem o hospedeiro, ou se desenvolvem em uma única geração de vida livre, onde se diferenciam em fêmeas e machos. A prole desta geração é constituída por larvas infectantes, que invadem o hospedeiro por penetração cutânea. Ao penetrar no hospedeiro as larvas infectantes entram na circulação sanguínea e linfática, são carregadas para o coração e daí para os pulmões. Nos pulmões, as larvas deixam a circulação entrando nas vias respiratórias, movem-se para a traquéia e são, então engolidas pelo hospedeiro (ANDERSON 1992).

Strongyloides carinii foi descrita em 1935 por PEREIRA a partir de material coletado em *Leptodactylus gracilis* (Duméril and Bibron, 1840) em Mogi das Cruzes, SP. Além

desta espécie, são registradas mais duas para o território brasileiro: *S. ophidiae* Pereira, 1929 parasito de répteis e *S. pereirai* Travassos, 1932 parasito de anuros.

Existem mais sete registros de espécies de *Strongyloides* em anuros: *S. amphibophilus* Perez, 1942 para Cuba em *Bufo peltacephalus* Schwartz, 1960 (*Peltophryne fustiger* (Schwartz, 1960)) e *S. phisali* Little, 1966 para Lousiana, EUA, em *B. valiceps* Wiegmann, 1833 (= *Ollotis valiceps* (Wiegmann, 1833)) (PEREZ 1942); *Strongyloides* sp. para Lousiana, EUA, em *Rana clamitans* Latreille in Sonnini de Manoncourt and Latreille, 1801 (= *Lithobates clamitans* (Latreille in Sonnini de Manoncourt & Latreille, 1801)) (LITTLE 1966), para Porto Rico em *Eleutherodactylus antillensis* (Reinhardt & Lütken, 1863)) (SCHMIDT & WHITTAKER 1975); para Ilha de São Vicente, Índia, em *E. shrevei* Schwartz, 1967 (MORAVEC & KAISER 1995), em *Hyla chrysoscelis* Cope, 1880 (PATTERSON-KANE *et al.* 2001) e para o Rio de Janeiro, Brasil, em *B. ictericus* (= *R. icterica*) (LUQUE *et al.* 2005).

As espécies *S. ophidiae* e *S. carinii* se distinguem por apresentarem uma relação “comprimento-distância da vulva à extremidade posterior” diferente, tendo *S. ophidiae* uma relação 2:1 e *S. carinii* 3:1 (PEREIRA 1935). A espécie encontrada em *R. fernandezae* apresenta uma relação 3:1. *Strongyloides pereirai* apresenta a vulva em posição equatorial (TRAVASSOS 1932), diferenciado-se de *S. carinii* que apresenta, nitidamente, uma vulva pós-equatorial.

A espécie encontrada nos sapinhos-de-jardim se difere de *S. phisali* por não apresentar ovário em espiral e de *S. amphibophilus* por apresentar uma maior largura do corpo.

Este é o primeiro registro de infecção por uma espécie do gênero *Strongyloides* em anuros do Estado do Rio Grande do Sul e o segundo registro do gênero parasitando espécies do gênero *Rhinella*.

Figuras 72-75. *Strongyloides carinii*, parasito de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias: (72) aspecto geral, barra = 250 μm ; (73) região anterior, barra = 25 μm ; (74) vulva, barra = 25 μm ; (75) região posterior, barra = 25 μm . V - vulva; A - ânus; seta preta - lábios; cabeça de seta branca - ovos.

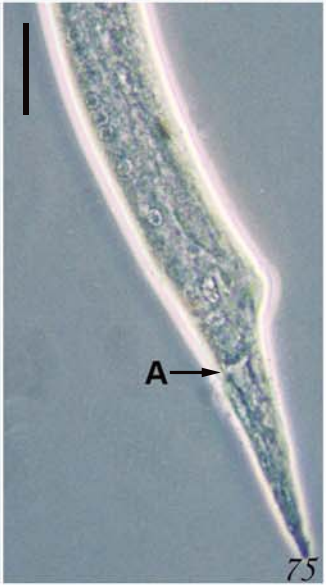
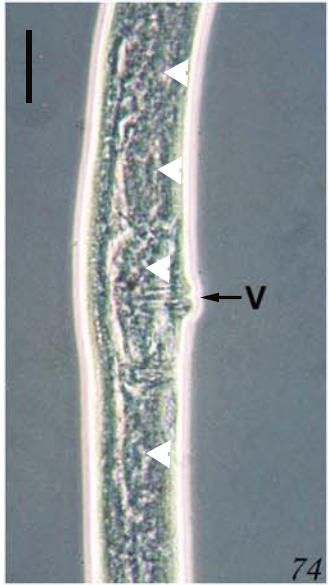
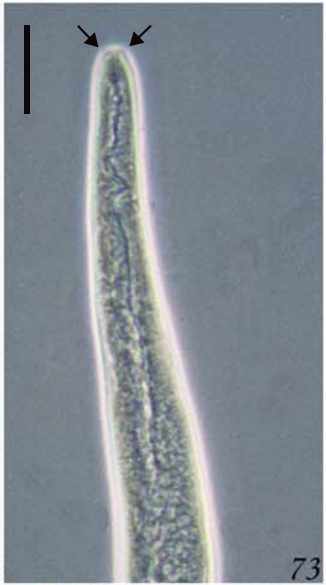
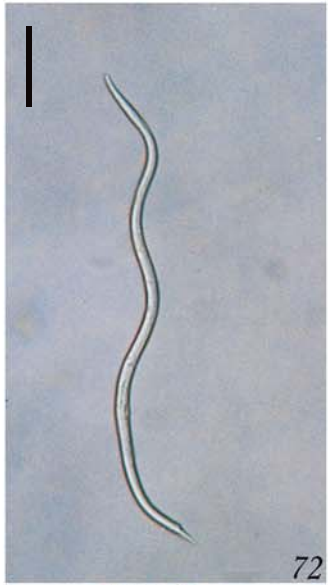


Figura 76. *Strongyloides carinii*, parasito de *Rhinella fernandezae*, vulva, diagrama incompleto, barra = 25 μm . O – ovo; V – vulva.

Subordem Tylenchina Thorne, 1949

Infraordem Panagrolaimomorpha Ley & Blaxter *in* Lee, 2002

Superfamília Strongyloidoidea (Chitwood & McIntosh, 1934) Ley &

Blaxter *in* Lee, 2002

Família Strongyloididae Chitwood & McIntosh, 1934

Strongyloides carinii Pereira, 1935

Figuras 72- 76

Descrição: Baseada em 19 fêmeas partenogênicas montadas em lactofenol. Strongyloididae. Corpo delgado com 1,100 a 1,920 mm (1,554; 17; 0,216) de comprimento, 35 a 50 (37,23; 18; 5,41) de largura ao nível da vulva. Boca com pequenos lábios salientes (Fig. 73); esôfago longo, filiforme com 440 a 610 (550; 17; 55,34) de comprimento, 11,4 a 17,5 (14; 12; 2,0) de largura. Anel nervoso situado 43,3 a 48 (45,6; 3; 2,28) da extremidade anterior. Poro excretor não visualizado. Vulva pós-equatorial (Figs. 74, 76 - V), situada 303 a 550 (435; 15; 71,3) da extremidade posterior. Relação comprimento-distância da vulva à extremidade posterior 3:1. Com 2 a 4 ovos (Figs. 74, 76 - O), medindo 36,5 a 50 (47,5; 14; 5,9) de comprimento, 20,5 a 35 (26,6; 14; 4,4) de largura. Ânus (Fig. 75 - A) situado 54,7 a 84,4 (66,6; 17; 9,37) da extremidade posterior.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1954)

Local de infecção: intestino delgado e grosso

Localidade: Imbé, RS, Brasil

Prevalência: 22,22%

Intensidade média de infecção: 15,95 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 3,54 helmintos/hospedeiro

Amplitude das intensidades de infecção: 1-54 helmintos/hospedeiro

Espécimes depositados. CHIOC n° _____.

CHDZ n° _____.

Comentários

As espécies que representam o gênero *Strongyloides* Grassi, 1879 apresentam um ciclo de vida livre e outro parasitário. As fêmeas parasitas são partenogênicas e parasitam o trato gastrintestinal de numerosos animais, tanto animais silvestres como domésticos (SCHMIDT & WHITTAKER 1975). O ciclo de desenvolvimento é bem conhecido, sendo similar para uma variedade de espécies de *Strongyloides*. Os ovos produzidos pelas fêmeas parasitas partenogênicas são liberados através das fezes, embora algumas espécies liberem larvas de primeiro estágio. No meio ambiente, as larvas rãbitiformes se desenvolvem em larvas infectantes de terceiro estágio, algumas vezes referidas como filariformes ou estrongiliformes, as quais invadem o hospedeiro, ou se desenvolvem em uma única geração de vida livre, onde se diferenciam em fêmeas e machos. A prole desta geração é constituída por larvas infectantes, que invadem o hospedeiro por penetração cutânea. Ao penetrar no hospedeiro as larvas infectantes entram na circulação sanguínea e linfática, são carregadas para o coração e daí para os pulmões. Nos pulmões, as larvas deixam a circulação entrando nas vias respiratórias, movem-se para a traquéia e são, então engolidas pelo hospedeiro (ANDERSON 1992).

Strongyloides carinii foi descrita em 1935 por PEREIRA a partir de material coletado em *Leptodactylus gracilis* (Duméril and Bibron, 1840) em Mogi das Cruzes, SP. Além

desta espécie, são registradas mais duas para o território brasileiro: *S. ophidiae* Pereira, 1929 parasito de répteis e *S. pereirai* Travassos, 1932 parasito de anuros.

Existem mais sete registros de espécies de *Strongyloides* em anuros: *S. amphibophilus* Perez, 1942 para Cuba em *Bufo peltacephalus* Schwartz, 1960 (*Peltophryne fustiger* (Schwartz, 1960)) e *S. phisali* Little, 1966 para Lousiana, EUA, em *B. valiceps* Wiegmann, 1833 (= *Ollotis valiceps* (Wiegmann, 1833)) (PEREZ 1942); *Strongyloides* sp. para Lousiana, EUA, em *Rana clamitans* Latreille in Sonnini de Manoncourt and Latreille, 1801 (= *Lithobates clamitans* (Latreille in Sonnini de Manoncourt & Latreille, 1801)) (LITTLE 1966), para Porto Rico em *Eleutherodactylus antillensis* (Reinhardt & Lütken, 1863)) (SCHMIDT & WHITTAKER 1975); para Ilha de São Vicente, Índia, em *E. shrevei* Schwartz, 1967 (MORAVEC & KAISER 1995), em *Hyla chrysoscelis* Cope, 1880 (PATTERSON-KANE *et al.* 2001) e para o Rio de Janeiro, Brasil, em *B. ictericus* (= *R. icterica*) (LUQUE *et al.* 2005).

As espécies *S. ophidiae* e *S. carinii* se distinguem por apresentarem uma relação “comprimento-distância da vulva à extremidade posterior” diferente, tendo *S. ophidiae* uma relação 2:1 e *S. carinii* 3:1 (PEREIRA 1935). A espécie encontrada em *R. fernandezae* apresenta uma relação 3:1. *Strongyloides pereirai* apresenta a vulva em posição equatorial (TRAVASSOS 1932), diferenciado-se de *S. carinii* que apresenta, nitidamente, uma vulva pós-equatorial.

A espécie encontrada nos sapinhos-de-jardim se difere de *S. phisali* por não apresentar ovário em espiral e de *S. amphibophilus* por apresentar uma maior largura do corpo.

Este é o primeiro registro de infecção por uma espécie do gênero *Strongyloides* em anuros do Estado do Rio Grande do Sul e o segundo registro do gênero parasitando espécies do gênero *Rhinella*.

Figuras 72-75. *Strongyloides carinii*, parasito de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias: (72) aspecto geral, barra = 250 μm ; (73) região anterior, barra = 25 μm ; (74) vulva, barra = 25 μm ; (75) região posterior, barra = 25 μm . V - vulva; A - ânus; seta preta - lábios; cabeça de seta branca - ovos.

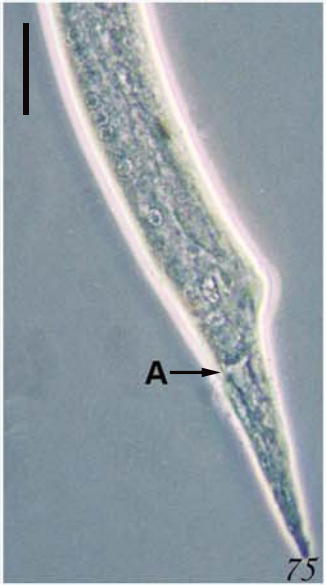
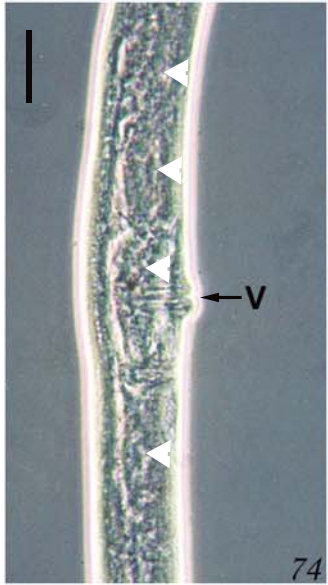
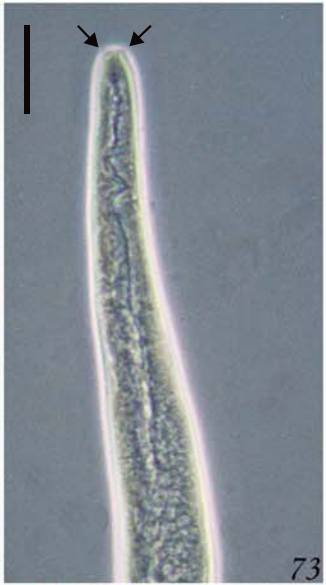
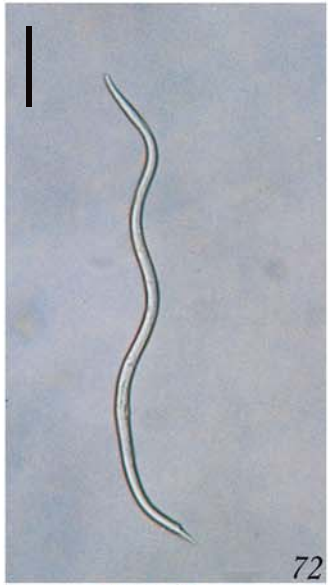
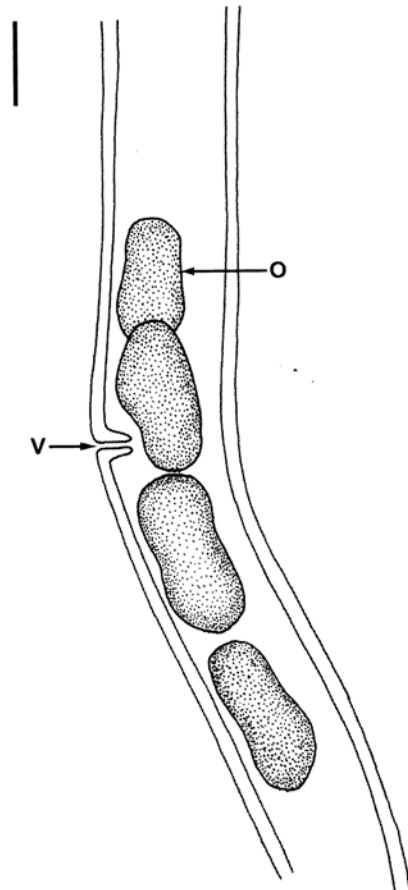


Figura 76. *Strongyloides carinii*, parasito de *Rhinella fernandezae*, vulva, diagrama incompleto, barra = 25 μm . O – ovo; V – vulva.



Família Rhabdiasidae Railliet, 1916

Rhabdias fuelleborni Travassos, 1926

Figuras 77-83

Descrição: Baseada em 11 espécimes de fêmeas partenogênicas (10 montadas em lactofenol); e uma montagem “*en face*”. Rhabdiasidae. Corpo alongado com 6,019 a 9,583 mm (7,460; 10; 1,178) de comprimento, 238,80 a 407,95 (335,81; 8; 52,31) de largura, ao nível da vulva. Apresenta dilatação cefálica cuticular desenvolvida (Figs. 77, 82 - EC). Esôfago clavicular (Figs. 77, 82), 447,75 a 547,25 (493,52; 10; 27,82) de comprimento. Largura do esôfago de 40 a 47,5 (45,25; 10; 2,48) na extremidade anterior; largura de 52,5 a 65 (61; 10; 4,11) na região muscular; largura de 47,5 a 60 (53,5; 10; 4,11) na região glandular. Bulbo esofágico (Figs. 77, 82 - B) com 90 a 115 (104,24; 10; 7,82) de largura. Anel nervoso (Fig. 82 - AN) situado a 199 a 248,75 (224,87; 10; 18,87) da extremidade anterior. Poro excretor localizado ao lado do bulbo esofágico. Intestino largo, preenchido com conteúdo preto e/ou marrom (Figs. 77, 78 - I). Vulva pré-equatorial, lábios indistintos, situada 2,765 a 4,443 mm (3,602; 7; 0,605) da extremidade anterior. Anfidélficas. Ovário acompanha o intestino. Útero com parede extremamente fina. Ovos não-larvados (Fig. 80 - O) próximos a região anterior. Ovos larvados (Fig. 81 - OL) próximos à vagina, com 85 a 125 (103,25; 10; 10,74) de comprimento e 37,5 a 57,5 (50,5; 10; 7,34) de largura. Ânus (Figs. 78, 83 - A) distando 268,65 a 388,05 (343,28; 9; 38,25) da extremidade posterior. Cauda cônica, 208,95 a 308,45 (277,49; 9; 30,84) de comprimento.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1954)

Local de infecção: pulmão

Localidade: Imbé, RS, Brasil

Prevalência: 24%

Intensidade média de infecção: 4 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,98 helmintos/hospedeiro

Amplitude das intensidades de infecção: 1-15 helmintos/hospedeiro

Espécimes depositados. CHIOC n° _____.

CHDZ n° _____.

Comentários

O gênero *Rhabdias* Stiles & Hassal, 1905 tem mais de 40 espécies descritas. São nematóides parasitos de pulmões de anfíbios e répteis com uma ampla distribuição geográfica. Quinze espécies são descritas para a família Bufonidae, sendo que 11 espécies parecem ser específicas desta família (KUZMIN *et al* 2007).

BAKER (1979) estudou o ciclo de duas espécies de *Rhabdias*: *Rh. americanus* Baker, 1978 e *Rh. ranae* Walton, 1929. A larva infectante de ambas as espécies e, presumivelmente, de outras espécies de *Rhabdias* infecta o hospedeiro por penetração cutânea. Espécies que parasitam reptéis, provavelmente, infectam o hospedeiro por via oral. Embora, isso não esteja firmemente estabelecido. A larva que penetra a pele do anfíbio perde a bainha neste processo, migra via fascia, durante um período de vários dias, até alcançar a cavidade celomática do hospedeiro, onde ela se desenvolverá em L₃, L₄ e subadulto, sendo o ultimo hermafrodita. Os subadultos, devem invadir os pulmões para maturar e produzir ovos. Nos pulmões de anfíbios, geralmente, não são encontradas

infrapopulações grandes. Isto aumenta a possibilidade de existir alguma regulação quanto ao número de nematóides, que invadem os pulmões em determinado momento. O que justificaria encontrar-se muitos subadultos na cavidade celomática.

Existem cinco registros de espécies de *Rhabdias* parasitando espécies do gênero *Rhinella* no Brasil: *Rh. sphaerocephala* Goodey, 1924(= *Rh. pseudosphaerocephala* Kuzmin, Tkach & Brooks, 2007); *Rh. fuelleborni* Travassos, 1926; *Rh. elegans* Gutiérrez, 1945; *Rh. androgyna* Kloss, 1971 e *Rh. hermaphodita* Kloss, 1971.

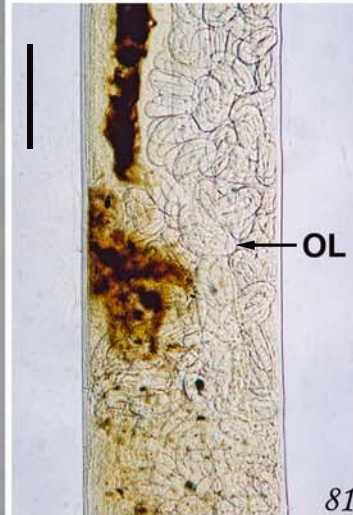
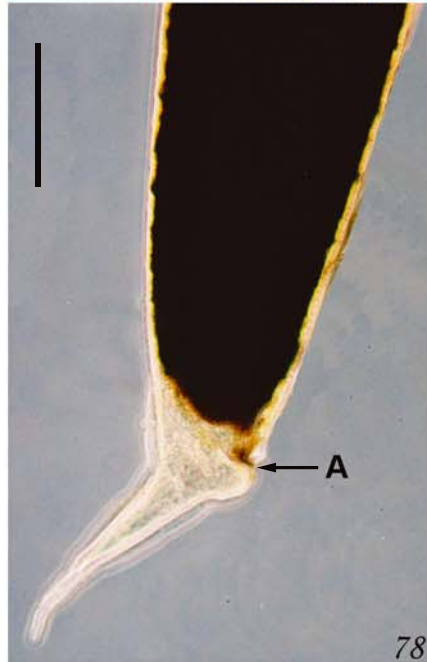
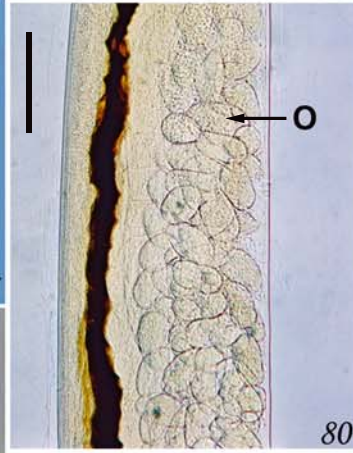
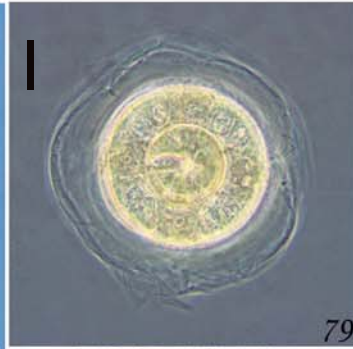
Rhabdias fuelleborni foi descrita para São Paulo, em *Bufo marinus* (= *R. marina*) por TRAVASSOS (1926). KLOSS (1971) em sua revisão sobre espécies de *Rhabdias* do gênero *Bufo* no Brasil, registrou *Bufo ictericus* (= *R. icterica*) como um novo hospedeiro para a espécie e acrescentou novas localidades geográficas brasileiras: Caldas, MG; Casa Grande, SP, Teresópolis, RJ; Salvador do Sul e Caxias do Sul, RS. Recentemente, LUQUE *et al.* (2005) registraram *Rh. fuelleborni* em *B. ictericus* (= *R. icterica*) no Rio de Janeiro, RJ e MARTINS & DE FABIO (2005) registraram o mesmo parasito em *Eleuterodactylus guentheri* (Steindachner, 1864) proveniente do Açude da Solidão, Floresta da Tijuca, Rio de Janeiro, RJ. HOLMES *et al.* (2008) registraram *Rhabdias* sp. em *H. albopunctatus* em Brasília, GO.

Para o México existem registros de *Rh. fuelleborni* para seis espécies de anuros, *B. marinus* (= *R. marina*), *B. marmoreus* Wiegmann, 1833 (= *Ollotis marmorea* (Wiegmann, 1833)), *Li. berlandieri* (Baird, 1859), *Li. vaillanti* (Brocchi, 1877) e *Smilisca cyanosticta* (Smith, 1953), para diferentes regiões mexicanas (GALÍCIA-GUERRERO *et al.* 2000; GOLDBERG *et al.* 2002b e LEÓN-RÉGAGNON *et al.* 2005). RAGOO & OMAH-MAHARAJ (2003) registraram a ocorrência de *Rh. fuelleborni* em *B. marinus* (= *R. marina*) em Trinidad e LINZEY *et al.* (1998) registraram em *B. marinus* (= *R. marina*) nas Bermudas, EUA.

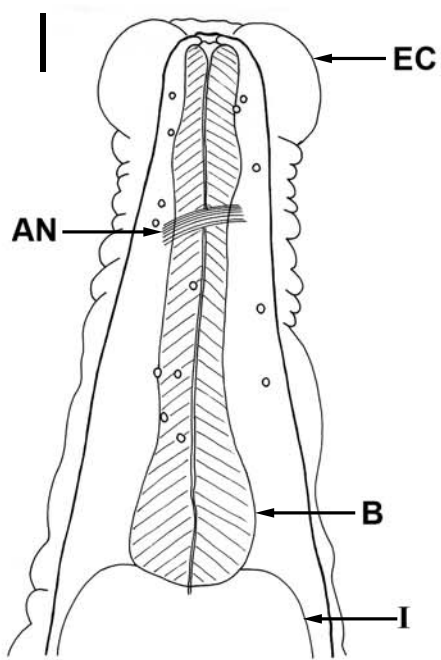
KLOSS (1971) estudou, detalhadamente, as duas espécies, *Rh. sphaerocephala* e *Rh. fuelleborni*, confirmando diferença entre as duas. *Rhabdias fuelleborni* apresenta o corpo mais robusto, esôfago longo e a extremidade anterior do esôfago mais larga do que em *Rh. sphaerocephala*. Segundo KUZMIN *et al.* (2007), as duas espécies se assemelham muito pela morfologia geral, especificidade ao hospedeiro e distribuição geográfica. Neste trabalho, estes autores, adicionaram o comprimento relativo do esôfago como um carácter adicional para a separação destas duas espécies de *Rhabdias*.

Os espécimes encontrados no pulmão dos sapinhos-de-jardim apresentaram medidas semelhantes as incluídas na revisão de KLOSS (1971) para a espécie. Este é o primeiro registro da espécie *Rh. fuelleborni* em *R. fernandezae*.

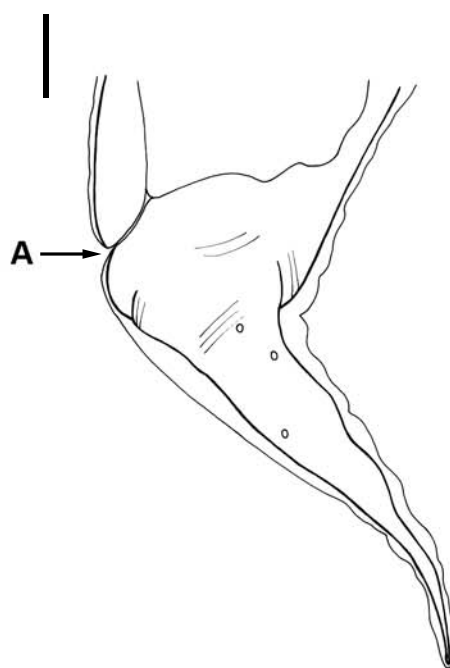
Figuras 77-81. *Rhabdias fuelleborni*, fêmeas partenogênicas, parasitas de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias: (77) região anterior, barra = 200 μm ; (78) região posterior, barra = 200 μm ; (79) corte “*en face*”, barra = 25 μm ; (80) ovos não-larvados, barra = 200 μm ; (81) ovos larvados, barra = 200 μm . EC - expansão cuticular; B - bulbo; I - intestino; A - ânus. O - ovo não-larvado; OL - ovo larvado.



Figuras 82-83. *Rhabdias fuelleborni*, fêmeas partenogénicas, parasitas de *Rhinella fernandezae*, diagramas incompletos: (82) região anterior, barra = 50 µm; (83) região posterior, barra = 50 µm. EC - expansão cuticular; AN - anel nervoso; B - bulbo; I - intestino; A - ânus.



82



83

Subordem Rhabditina Chitwood, 1933

Infraordem Rhabditomorpha Ley & Blaxter *in* Lee, 2002

Superfamília Strongyloidea Baird, 1853

Família Trichostrongylidae Witenberg, 1925

Oswaldocruzia sp.

Figuras 84-87

Descrição. Baseada em dois espécimes machos montados em lactofenol. Trichostrongylidae. Corpo com 2,80 mm e 3,00 mm (2,90; 2; 0,14) de comprimento e 92,5 e 95 (93,8; 2; 0,002) de largura, ao nível dos espículos. Vesícula cefálica (Fig. 86 - VC) simples, 85 e 87 (86; 2; 0,086) de comprimento. Esôfago claviforme (Fig. 86), 450 e 470 (460; 2; 14,14) de comprimento e 85 e 87 (86; 2; 1,41) de largura na porção posterior. Anel nervoso (Fig. 86 - AN) e poro excretor (Fig. 86 - PE) situados a 160 e 210 (185; 2; 35,36) e 380 e 400 (390; 2; 14,14) da extremidade anterior, respectivamente. Bursa trilobada (Figs. 84, 85, 87), tipo II (ver BEN SLIMANE *et al.* 1996), raio 6 e 8 com origem independente; raio 2 e 3 juntos por todo o comprimento, quase alcançando a membrana da bursa; raios 4, 5 e 6 com origem comum, 4 separando-se do 5 e 6, curvado para extremidade anterior e raio 5 e 6 curvados para a extremidade posterior e permanecendo juntos. Raio dorsal com 62,5 (62,5; 2; ,0) de comprimento, ramificado. Espículos (Fig. 85) com 155 (155; 2; 0) de comprimento.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1954)

Local de infecção: estômago e intestino delgado

Localidade: Imbé, RS, Brasil

Prevalência: 2%

Intensidade média de infecção: 1,5 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,03 helmintos/hospedeiro

Amplitude das intensidades de infecção: 1-3 helmintos/hospedeiro

Espécimes depositados. CHIOC n° _____.

CHDZ n° _____.

Comentários

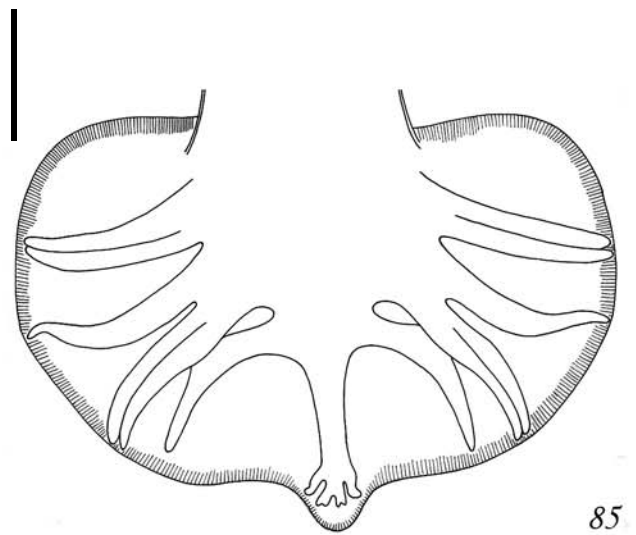
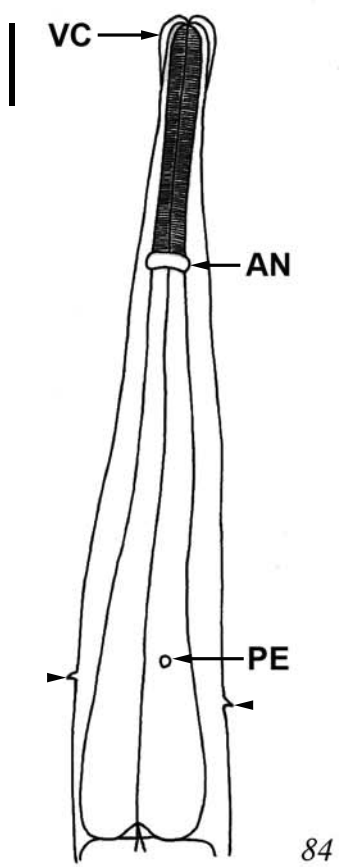
Os tricostrongilídeos parasitos de anfíbios e répteis formam um grupo diverso, no qual os gêneros e espécies são considerados difíceis de determinar. Isso se dá devido à sua uniformidade morfológica e usualmente pela sua baixa especificidade ao hospedeiro (BEN SLIMANE *et al.* 1996).

As espécies do gênero *Oswaldocruzia* Travassos, 1917 parasitam anfíbios e, raramente, répteis. O gênero foi revisado por BEN SLIMANE *et al.* (1996), e os autores o dividiram em cinco grupos (do grupo 3 ao grupo 7), cada grupo sendo caracterizado pela morfologia dos espículos e a região de distribuição. As espécies da região Neotropical estão incluídas no grupo 6. Neste grupo estão 23 espécies. O Brasil apresenta registro de seis espécies: *O. subauricularis* (Rudolphi, 1819); *O. mazzai* Travassos, 1935; *O. lopesi* Freitas & Lent, 1938; *O. dlohyi* Ben Slimane & Durette-Desset, 1995 e *O. tarachoni* Ben Slimane & Durette-Desset, 1995 e, recentemente, SANTOS *et al.* (2008) descreveram uma nova espécie, *O. belenensis* (Santos, Giese, Maldonado & Lanfredi, 2008). Destas seis espécies, apenas *O. lopesi* não é registrada em anuros bufonídeos, e sim em leptodactilídeos. Porém, não há nenhum registro de espécies do gênero *Oswaldocruzia* em *R. fernandezae*.

Devido à pequena quantidade de material coletado, não foi possível fazer cortes transversais para contagem das cristas ventrais e dorsais, ou seja, para fazer o estudo da sínlofe, importante para identificação em nível de espécie, segundo BEN SLIMANE *et al.* (1996)

Este é o primeiro registro de uma espécie do gênero *Oswaldocruzia* neste hospedeiro e no Estado do Rio Grande do Sul.

Figuras 84-85. *Oswaldocruzia* sp., parasito de *Rhinella fernandezae*, diagramas incompletos: (84) região anterior do macho, barra = 50 μ m; (85) bursa copuladora, barra = 50 μ m. VC - vesícula cefálica; AN - anel nervoso; PE - poro excretor; cabeça de seta - deirídios.



Família Rhabdiasidae Railliet, 1916

Rhabdias fuelleborni Travassos, 1926

Figuras 77-83

Descrição: Baseada em 11 espécimes de fêmeas partenogênicas (10 montadas em lactofenol); e uma montagem “*en face*”. Rhabdiasidae. Corpo alongado com 6,019 a 9,583 mm (7,460; 10; 1,178) de comprimento, 238,80 a 407,95 (335,81; 8; 52,31) de largura, ao nível da vulva. Apresenta dilatação cefálica cuticular desenvolvida (Figs. 77, 82 - EC). Esôfago clavicular (Figs. 77, 82), 447,75 a 547,25 (493,52; 10; 27,82) de comprimento. Largura do esôfago de 40 a 47,5 (45,25; 10; 2,48) na extremidade anterior; largura de 52,5 a 65 (61; 10; 4,11) na região muscular; largura de 47,5 a 60 (53,5; 10; 4,11) na região glandular. Bulbo esofágico (Figs. 77, 82 - B) com 90 a 115 (104,24; 10; 7,82) de largura. Anel nervoso (Fig. 82 - AN) situado a 199 a 248,75 (224,87; 10; 18,87) da extremidade anterior. Poro excretor localizado ao lado do bulbo esofágico. Intestino largo, preenchido com conteúdo preto e/ou marrom (Figs. 77, 78 - I). Vulva pré-equatorial, lábios indistintos, situada 2,765 a 4,443 mm (3,602; 7; 0,605) da extremidade anterior. Anfidélficas. Ovário acompanha o intestino. Útero com parede extremamente fina. Ovos não-larvados (Fig. 80 - O) próximos a região anterior. Ovos larvados (Fig. 81 - OL) próximos à vagina, com 85 a 125 (103,25; 10; 10,74) de comprimento e 37,5 a 57,5 (50,5; 10; 7,34) de largura. Ânus (Figs. 78, 83 - A) distando 268,65 a 388,05 (343,28; 9; 38,25) da extremidade posterior. Cauda cônica, 208,95 a 308,45 (277,49; 9; 30,84) de comprimento.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1954)

Local de infecção: pulmão

Localidade: Imbé, RS, Brasil

Prevalência: 24%

Intensidade média de infecção: 4 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,98 helmintos/hospedeiro

Amplitude das intensidades de infecção: 1-15 helmintos/hospedeiro

Espécimes depositados. CHIOC n° _____.

CHDZ n° _____.

Comentários

O gênero *Rhabdias* Stiles & Hassal, 1905 tem mais de 40 espécies descritas. São nematóides parasitos de pulmões de anfíbios e répteis com uma ampla distribuição geográfica. Quinze espécies são descritas para a família Bufonidae, sendo que 11 espécies parecem ser específicas desta família (KUZMIN *et al* 2007).

BAKER (1979) estudou o ciclo de duas espécies de *Rhabdias*: *Rh. americanus* Baker, 1978 e *Rh. ranae* Walton, 1929. A larva infectante de ambas as espécies e, presumivelmente, de outras espécies de *Rhabdias* infecta o hospedeiro por penetração cutânea. Espécies que parasitam reptéis, provavelmente, infectam o hospedeiro por via oral. Embora, isso não esteja firmemente estabelecido. A larva que penetra a pele do anfíbio perde a bainha neste processo, migra via fascia, durante um período de vários dias, até alcançar a cavidade celomática do hospedeiro, onde ela se desenvolverá em L₃, L₄ e subadulto, sendo o ultimo hermafrodita. Os subadultos, devem invadir os pulmões para maturar e produzir ovos. Nos pulmões de anfíbios, geralmente, não são encontradas

infrapopulações grandes. Isto aumenta a possibilidade de existir alguma regulação quanto ao número de nematóides, que invadem os pulmões em determinado momento. O que justificaria encontrar-se muitos subadultos na cavidade celomática.

Existem cinco registros de espécies de *Rhabdias* parasitando espécies do gênero *Rhinella* no Brasil: *Rh. sphaerocephala* Goodey, 1924(= *Rh. pseudosphaerocephala* Kuzmin, Tkach & Brooks, 2007); *Rh. fuelleborni* Travassos, 1926; *Rh. elegans* Gutiérrez, 1945; *Rh. androgyna* Kloss, 1971 e *Rh. hermaphodita* Kloss, 1971.

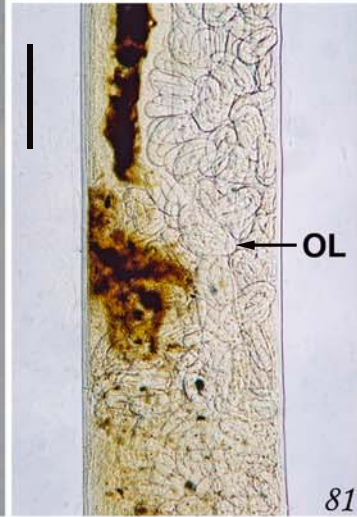
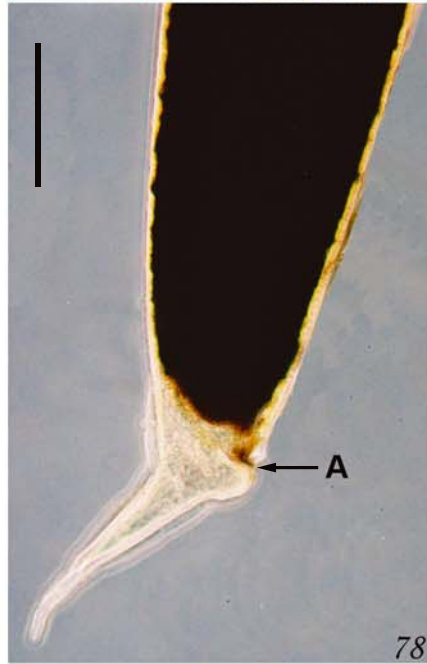
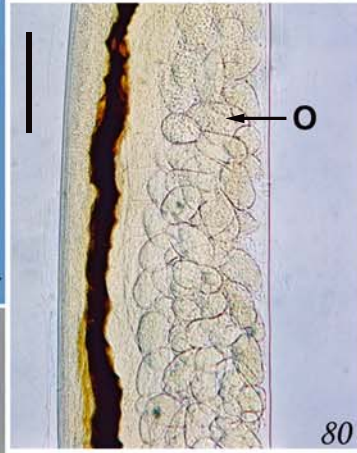
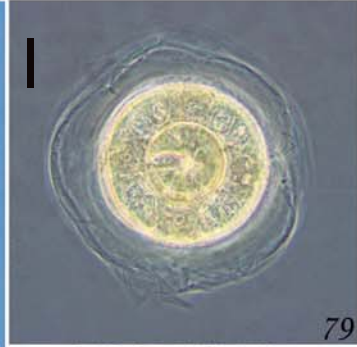
Rhabdias fuelleborni foi descrita para São Paulo, em *Bufo marinus* (= *R. marina*) por TRAVASSOS (1926). KLOSS (1971) em sua revisão sobre espécies de *Rhabdias* do gênero *Bufo* no Brasil, registrou *Bufo ictericus* (= *R. icterica*) como um novo hospedeiro para a espécie e acrescentou novas localidades geográficas brasileiras: Caldas, MG; Casa Grande, SP, Teresópolis, RJ; Salvador do Sul e Caxias do Sul, RS. Recentemente, LUQUE *et al.* (2005) registraram *Rh. fuelleborni* em *B. ictericus* (= *R. icterica*) no Rio de Janeiro, RJ e MARTINS & DE FABIO (2005) registraram o mesmo parasito em *Eleuterodactylus guentheri* (Steindachner, 1864) proveniente do Açude da Solidão, Floresta da Tijuca, Rio de Janeiro, RJ. HOLMES *et al.* (2008) registraram *Rhabdias* sp. em *H. albopunctatus* em Brasília, GO.

Para o México existem registros de *Rh. fuelleborni* para seis espécies de anuros, *B. marinus* (= *R. marina*), *B. marmoreus* Wiegmann, 1833 (= *Ollotis marmorea* (Wiegmann, 1833)), *Li. berlandieri* (Baird, 1859), *Li. vaillanti* (Brocchi, 1877) e *Smilisca cyanosticta* (Smith, 1953), para diferentes regiões mexicanas (GALÍCIA-GUERRERO *et al.* 2000; GOLDBERG *et al.* 2002b e LEÓN-RÉGAGNON *et al.* 2005). RAGOO & OMAH-MAHARAJ (2003) registraram a ocorrência de *Rh. fuelleborni* em *B. marinus* (= *R. marina*) em Trinidad e LINZEY *et al.* (1998) registraram em *B. marinus* (= *R. marina*) nas Bermudas, EUA.

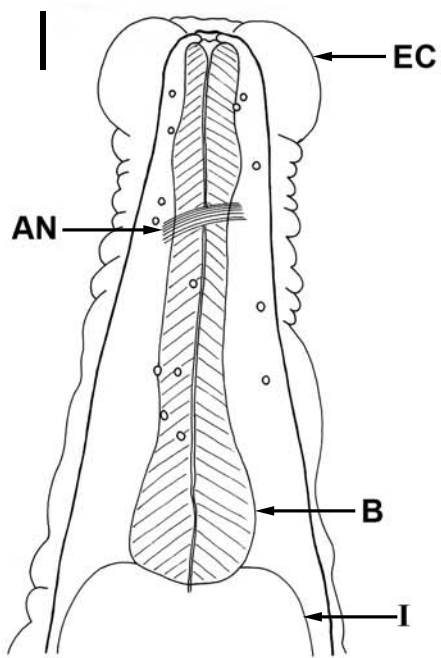
KLOSS (1971) estudou, detalhadamente, as duas espécies, *Rh. sphaerocephala* e *Rh. fuelleborni*, confirmando diferença entre as duas. *Rhabdias fuelleborni* apresenta o corpo mais robusto, esôfago longo e a extremidade anterior do esôfago mais larga do que em *Rh. sphaerocephala*. Segundo KUZMIN *et al.* (2007), as duas espécies se assemelham muito pela morfologia geral, especificidade ao hospedeiro e distribuição geográfica. Neste trabalho, estes autores, adicionaram o comprimento relativo do esôfago como um carácter adicional para a separação destas duas espécies de *Rhabdias*.

Os espécimes encontrados no pulmão dos sapinhos-de-jardim apresentaram medidas semelhantes as incluídas na revisão de KLOSS (1971) para a espécie. Este é o primeiro registro da espécie *Rh. fuelleborni* em *R. fernandezae*.

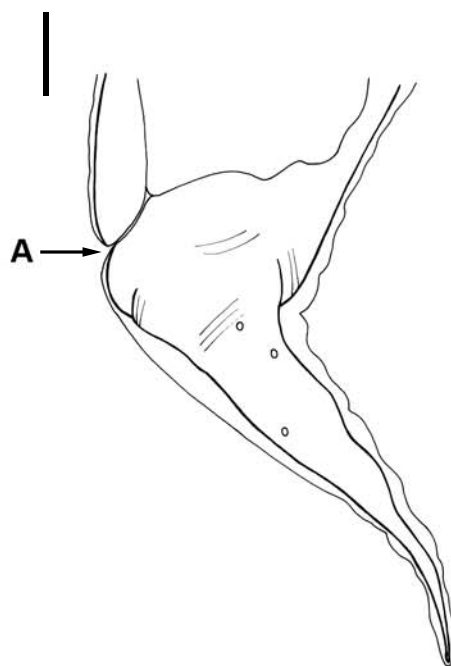
Figuras 77-81. *Rhabdias fuelleborni*, fêmeas partenogênicas, parasitas de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias: (77) região anterior, barra = 200 µm; (78) região posterior, barra = 200 µm; (79) corte “*en face*”, barra = 25 µm; (80) ovos não-larvados, barra = 200 µm; (81) ovos larvados, barra = 200 µm. EC - expansão cuticular; B - bulbo; I - intestino; A - ânus. O - ovo não-larvado; OL - ovo larvado.



Figuras 82-83. *Rhabdias fuelleborni*, fêmeas partenogénicas, parasitas de *Rhinella fernandezae*, diagramas incompletos: (82) região anterior, barra = 50 μm ; (83) região posterior, barra = 50 μm . EC - expansão cuticular; AN - anel nervoso; B - bulbo; I - intestino; A - ânus.



82



83

Subordem Rhabditina Chitwood, 1933

Infraordem Rhabditomorpha Ley & Blaxter *in* Lee, 2002

Superfamília Strongyloidea Baird, 1853

Família Trichostrongylidae Witenberg, 1925

Oswaldocruzia sp.

Figuras 84-87

Descrição. Baseada em dois espécimes machos montados em lactofenol. Trichostrongylidae. Corpo com 2,80 mm e 3,00 mm (2,90; 2; 0,14) de comprimento e 92,5 e 95 (93,8; 2; 0,002) de largura, ao nível dos espículos. Vesícula cefálica (Fig. 86 - VC) simples, 85 e 87 (86; 2; 0,086) de comprimento. Esôfago claviforme (Fig. 86), 450 e 470 (460; 2; 14,14) de comprimento e 85 e 87 (86; 2; 1,41) de largura na porção posterior. Anel nervoso (Fig. 86 - AN) e poro excretor (Fig. 86 - PE) situados a 160 e 210 (185; 2; 35,36) e 380 e 400 (390; 2; 14,14) da extremidade anterior, respectivamente. Bursa trilobada (Figs. 84, 85, 87), tipo II (ver BEN SLIMANE *et al.* 1996), raio 6 e 8 com origem independente; raio 2 e 3 juntos por todo o comprimento, quase alcançando a membrana da bursa; raios 4, 5 e 6 com origem comum, 4 separando-se do 5 e 6, curvado para extremidade anterior e raio 5 e 6 curvados para a extremidade posterior e permanecendo juntos. Raio dorsal com 62,5 (62,5; 2; ,0) de comprimento, ramificado. Espículos (Fig. 85) com 155 (155; 2; 0) de comprimento.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: sapinho-de-jardim, *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1954)

Local de infecção: estômago e intestino delgado

Localidade: Imbé, RS, Brasil

Prevalência: 2%

Intensidade média de infecção: 1,5 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,03 helmintos/hospedeiro

Amplitude das intensidades de infecção: 1-3 helmintos/hospedeiro

Espécimes depositados. CHIOC n° _____.

CHDZ n° _____.

Comentários

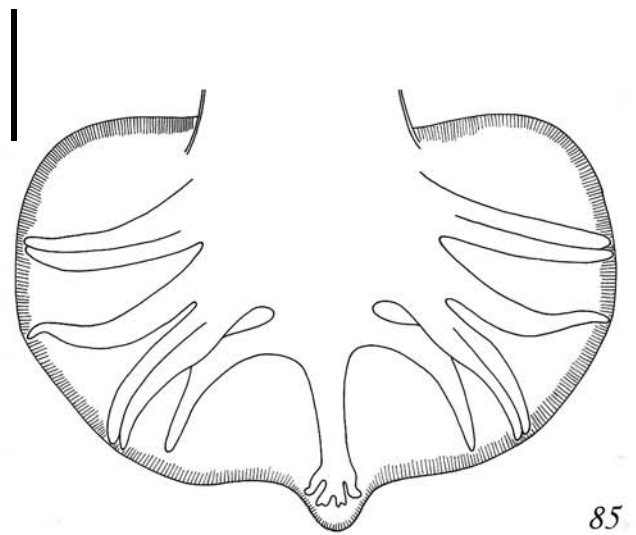
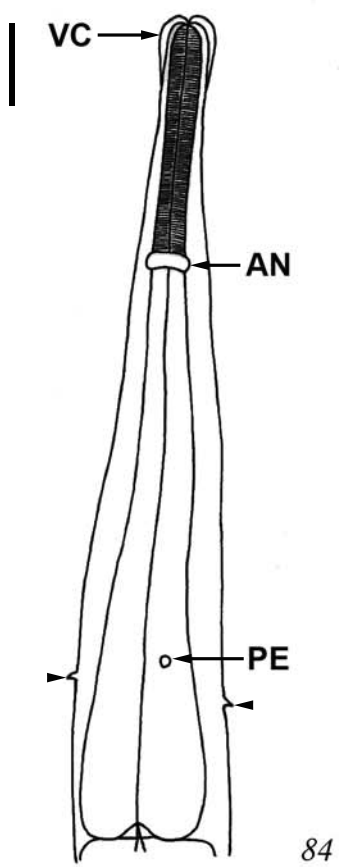
Os tricostrongilídeos parasitos de anfíbios e répteis formam um grupo diverso, no qual os gêneros e espécies são considerados difíceis de determinar. Isso se dá devido à sua uniformidade morfológica e usualmente pela sua baixa especificidade ao hospedeiro (BEN SLIMANE *et al.* 1996).

As espécies do gênero *Oswaldocruzia* Travassos, 1917 parasitam anfíbios e, raramente, répteis. O gênero foi revisado por BEN SLIMANE *et al.* (1996), e os autores o dividiram em cinco grupos (do grupo 3 ao grupo 7), cada grupo sendo caracterizado pela morfologia dos espículos e a região de distribuição. As espécies da região Neotropical estão incluídas no grupo 6. Neste grupo estão 23 espécies. O Brasil apresenta registro de seis espécies: *O. subauricularis* (Rudolphi, 1819); *O. mazzai* Travassos, 1935; *O. lopesi* Freitas & Lent, 1938; *O. dlohyi* Ben Slimane & Durette-Desset, 1995 e *O. tarachoni* Ben Slimane & Durette-Desset, 1995 e, recentemente, SANTOS *et al.* (2008) descreveram uma nova espécie, *O. belenensis* (Santos, Giese, Maldonado & Lanfredi, 2008). Destas seis espécies, apenas *O. lopesi* não é registrada em anuros bufonídeos, e sim em leptodactilídeos. Porém, não há nenhum registro de espécies do gênero *Oswaldocruzia* em *R. fernandezae*.

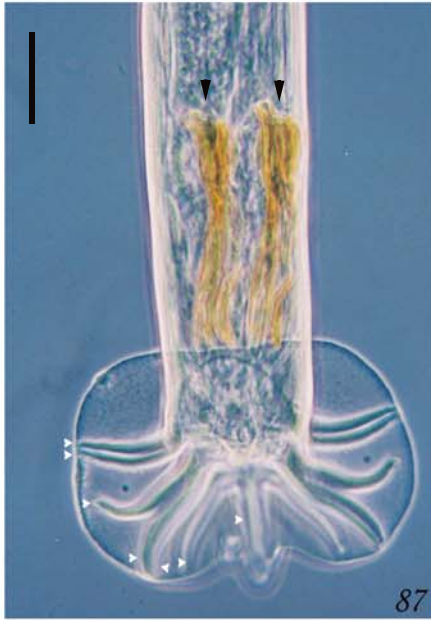
Devido à pequena quantidade de material coletado, não foi possível fazer cortes transversais para contagem das cristas ventrais e dorsais, ou seja, para fazer o estudo da sínlofe, importante para identificação em nível de espécie, segundo BEN SLIMANE *et al.* (1996)

Este é o primeiro registro de uma espécie do gênero *Oswaldocruzia* neste hospedeiro e no Estado do Rio Grande do Sul.

Figuras 84-85. *Oswaldocruzia* sp., parasito de *Rhinella fernandezae*, diagramas incompletos: (84) região anterior do macho, barra = 50 μ m; (85) bursa copuladora, barra = 50 μ m. VC - vesícula cefálica; AN - anel nervoso; PE - poro excretor; cabeça de seta - deirídios.



Figuras 86-87. *Oswaldocruzia* sp., parasito de *Rhinella fernandezae*, fotomicrografias: (86) vista lateral da bolsa copuladora, barra = 50 μm ; (87) vista ventral da bolsa copuladora, barra = 50 μm . BC - bursa copuladora; cabeça de seta preta - espículos; cabeça de seta branca - raios da bursa copuladora.



5.2. Análise da estrutura da comunidade de helmintos de *Rhinella fernandezae*.

5.2.1. Comunidade componente de helmintos.

Os 90 anuros coletados no município de Imbé, RS, estavam infectados por pelo menos uma espécie de helminto. Foram coletados um total de 2406 helmintos, representando uma intensidade média de infecção de 26,73 helmintos/hospedeiro. Os helmintos coletados pertencem aos seguintes grupos: Platyhelminthes (Digenea e Eucestoda), Acanthocephala e Nematoda. A Figura 88 mostra a contribuição de cada um dos grupos de helmintos coletados. A Tabela III indica dados sobre a amplitude e a intensidade média de infecção de cada um dos grupos de helmintos em todos os hospedeiros amostrados (90 anuros) e agrupados por sexo.

A riqueza da helmintofauna da amostra foi de 13 espécies. A Figura 89 mostra a contribuição de cada um dos grupos de helmintos na riqueza parasitária dos sapinhos-de-jardim, já nas Figuras 90 e 91 a mesma informação é dada de acordo com o sexo do hospedeiro, tendo sido a riqueza de 10 espécies.

Para cada uma das espécies de helminto coletada, foram calculados parâmetros ecológicos como: prevalência, amplitude da intensidade de infecção, intensidade média e abundância média, ambas seguidas pelo desvio padrão. A Tabela IV apresenta os valores dos parâmetros ecológicos parasitários nos 90 hospedeiros examinados; na Tabela V estes valores são agrupados de acordo com o sexo do hospedeiro

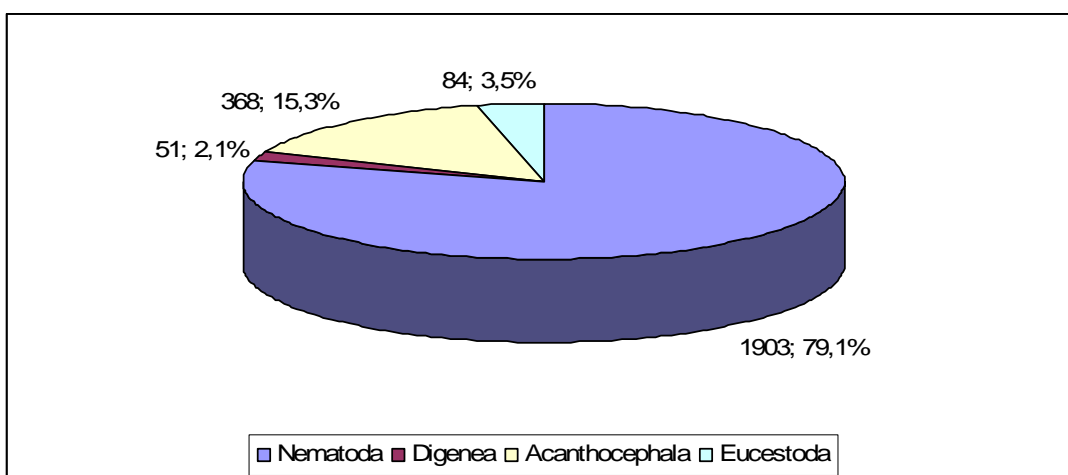


Figura 88. Contribuição de cada um dos grupos de helmintos (número total de espécimes expresso em percentagem) coletados em *Rhinella fernandezae* no município de Imbé, RS.

Tabela III. Valores referentes à amplitude e à intensidade média de infecção para cada grupo de helminto parasito de *Rhinella fernandezae* no município de Imbé, RS, na amostra ($n = 90$) de acordo com o sexo do hospedeiro.

Grupos de helmintos	Sexo		Total ($n = 90$)
	Fêmeas ($n = 49$)	Machos ($n = 41$)	
Digenea			
Amplitude	0-1	4-26	0-26
IM \pm DP	1	10 \pm 9,62	8,50 \pm 9,35
Eucestoda			
Amplitude	1-12	0-3	0-60
IM \pm DP	3 \pm 3,16	1,61 \pm 0,67	2,47 \pm 2,61
Acanthocephala			
Amplitude	1-15	0-36	0-185
IM \pm DP	4,39 \pm 3,73	5,42 \pm 6,33	4,84 \pm 5,00
Nematoda			
Amplitude	1-66	1-125	1-693
IM \pm DP	24 \pm 15,54	20,57 \pm 17,32	22,38 \pm 16,47

n = número de hospedeiros; IM= intensidade média de infecção; DP= desvio padrão.

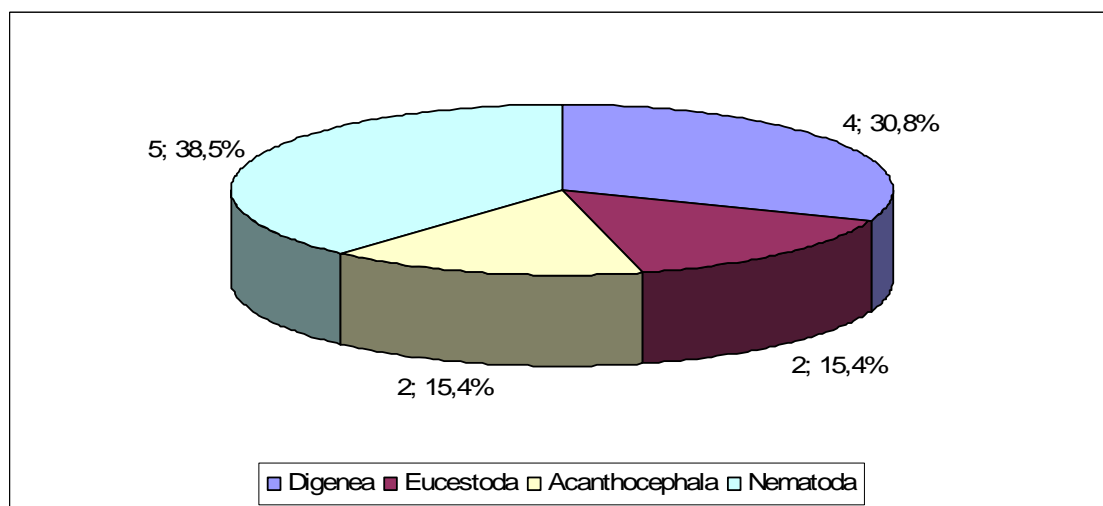


Figura 89. Contribuição de cada um dos grupos de helmintos (número total de espécies expressa em percentagem) na riqueza parasitária de *Rhinella fernandezae*, independente do sexo, no município de Imbé, RS.

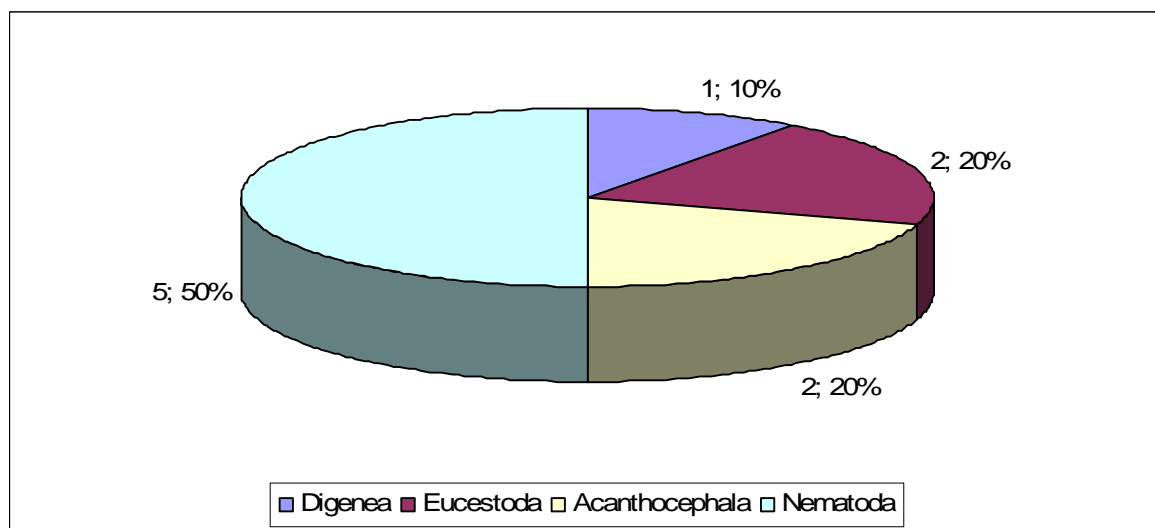


Figura 90. Contribuição de cada um dos grupos de helmintos (número total de espécies expressa em percentagem) na riqueza parasitária das fêmeas de *Rhinella fernandezae*, amostradas no município de Imbé, RS.

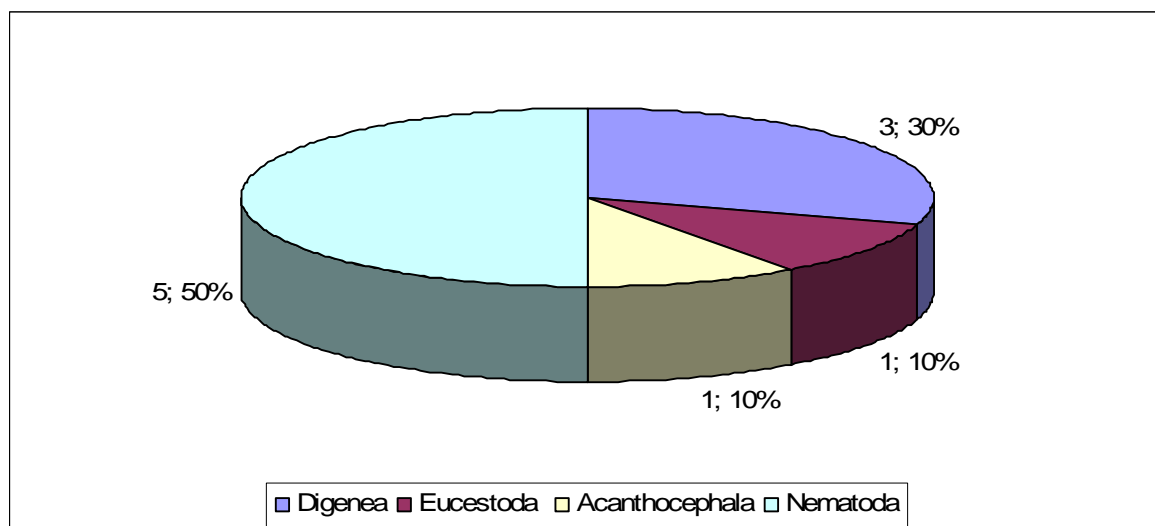


Figura 91. Contribuição de cada um dos grupos de helmintos (número total de espécies expressa em percentagem) na riqueza parasitária dos machos de *Rhinella fernandezae*, amostrados no município de Imbé, RS.

Tabela IV. Prevalência, amplitude da intensidade de infecção, intensidade média e abundância média dos helmintos parasitos de *Rhinella fernandezae* no município de Imbé, RS.

Espécies de helmintos	Prevalência (%)	Amplitude da intensidade de infecção	Intensidade média média±DP	Abundância média média±DP
Digenea				
<i>Catadiscus</i> sp.	1,11	1	1,00	0,01
<i>Gorgoderina festoni</i>	1,11	4	4,00	0,044
<i>Gorgoderina</i> sp.	1,11	20	20,00	0,22
metacercária (Diplostomidae)	3,33	2-21	8,66±10,69	0,28±0,23
Eucestoda				
<i>Cylindrotaenia americana</i>	38,00	1-12	2,38±2,68	0,9±2,01
plerocercóide (Proteocephalidea)	2,00	1-2	1,5±0,71	0,03±0,23
Acanthocephala				
<i>Acanthocephalus lutzii</i>	1,10	1-4	4,00	0,04
<i>Centrorhynchus</i> sp. (cistacantos)	84,00	1-36	4,79±5,07	4,04±4,94
Nematoda				
<i>Cosmocerca parva</i>	40,00	1-39	7,36±8,53	2,94±6,46
<i>Aplectana meridionalis</i>	73,33	1-125	18,61±20,19	13,64±19,05
<i>Strongyloides carinii</i>	22,22	1-54	15,95±16,02	3,54±9,96
<i>Rhabdias fuelleborni</i>	24,44	1-15	4±4,35	0,97±2,73
<i>Oswaldocruzia</i> sp.	2,22	1-3	1,5±0,71	0,03±0,23

DP = desvio padrão.

Tabela V. Prevalência, amplitude da intensidade de infecção, intensidade média e abundância média dos helmintos parasitos de *Rhinella fernandezae* no município de Imbé, RS, agrupado de acordo com o sexo do hospedeiro.

Espécies de helmintos	Prevalência (%)		Amplitude da intensidade de infecção		Intensidade média média±DP		Abundância média média±DP	
	F (n= 49)	M (n= 41)	F (n= 49)	M (n= 41)	F (n= 49)	M (n= 41)	F (n= 49)	M (n= 41)
Digenea								
<i>Catadiscus</i> sp.	2,04	0	1	0	1,00	0	0,02±0,57	0
<i>Gorgoderina festoni</i>	0	2,00	0	4	0	4,00	0	0,10±0,62
<i>Gorgoderina</i> sp.	0	2,00	0	20	0	20,00	0	0,49±3,12
metacercária (Diplostomidae)	0	7,32	0	0,00	0	8,67±10,69	0	0,63±3,31
Eucestoda								
<i>Cylindrotaenia americana</i>	43,00	32,00	1-12	1-3	2,86±3,28	1,62±0,77	1,22±2,57	0,51±0,87
plerocercóide (Proteocephalidea)	4,00	0	1-2	0	1,5±0,71	0	0,06±0,32	0
Acanthocephala								
<i>Acanthocephalus lutzii</i>	2,04	0	4	0	4,00	0	0,08±0,57	0
<i>Centrorhynchus</i> sp. (cistacantos)	88,00	80,00	1-15	1-36	4,30±3,77	5,42±6,33	3,78±3,80	4,37±6,07
Nematoda								
<i>Cosmocerca parva</i>	38,77	41,46	1-30	1-39	7,16±7,77	7,59±9,54	2,78±5,92	3,15±7,12
<i>Aplectana meridionalis</i>	71,00	76,00	1-66	1-125	19,80±16,47	17,26±23,71	14,14±16,55	13,05±21,86
<i>Strongyloides carinii</i>	16,32	29,26	1-54	1-25	29,14±12,13	9,58±9,28	4,16±12,13	2,80±6,57
<i>Rhabdias fuelleborni</i>	20,40	29,26	1-15	1-10	4,60±5,36	3,50±3,48	0,94±2,98	1,02±2,43
<i>Oswaldocruzia</i> sp.	2,04	2,44	1	2	1,00	2,00	0,02±0,14	0,05±0,31

DP = desvio padrão; F = fêmeas; M = machos; n = número de hospedeiros.

5.2.2. Estrutura da comunidade componente de helmintos.

O grupo formado pelos nematóides foi o mais abundante na amostra, seguido pelos acantocéfalos. Digenéticos e cestóides apresentaram valores percentuais próximos.

Os nematóides foram representados por cinco espécies, distribuídas nas seguintes famílias: Cosmocercidae, Trichostrongylidae, Rhabdiasidae e Strongyloididae. Os cosmocercídeos infectaram 80 hospedeiros, o que representou uma prevalência de 88,9%. A contribuição dos cosmocercídeos na riqueza da helmintofauna é bem representativa, sendo maior do que as outras três famílias de nematóides. Os cosmocercídeos foram representados pelas espécies *Aplectana meridionalis* e *Cosmocerca parva*, as quais apresentaram prevalência de 73,33% e 40%, respectivamente, corroborando com a maior representatividade dos nematóides, os quais contribuíram com 79,1% dos helmintos coletados nos sapinhos-de-jardim. Os acantocéfalos contribuíram com 15,3% dos helmintos coletados, sendo a segunda maior representatividade.

Os digenéticos foram representados por quatro espécies, distribuídas nas seguintes famílias: Gorgoderidae, Diplodiscidae e Diplostomidae.

Os cestóides e acantocéfalos foram representados por duas espécies cada. Os cestóides, sendo representados pela ordem Proteocephallidea e pela família Nematotaeniidae. Os acantocéfalos foram representados pelas famílias, Echinorhynchidae e Centrorhynchidae.

A estrutura da comunidade de helmintos de *R. fernandezae*, no presente estudo, foi composta por 13 espécies de parasitos, sendo 10 espécies em forma adulta e três em formas larvais. As 10 espécies coletadas em forma adulta foram: *Catadiscus* sp., *Gorgoderina festoni*, *Gorgoderina* sp., *Cylindrotaenia americana*, *Acanthocephalus lutzii*, *Cosmocerca parva*, *Aplectana meridionalis*, *Strongyloides carinii*, *Rhabdias fuelleborni* e

Oswaldocruzia sp. As três formas larvais coletadas foram: uma metacercária de diplostomídeo, cistacantos de *Centrorhynchus* sp. e um plerocercóide de Proteocephalidea.

5.3. Análise da possível influência do sexo e do comprimento e do peso dos hospedeiros na prevalência, na abundância dos helmintos parasitos e riqueza parasitária.

Não houve influência do sexo na abundância e na prevalência dos helmintos na amostra estudada. Conforme resultados representados na Tabela VI. Não houve influência do sexo na prevalência, conforme os resultados representados na Tabela VII.

Também foi analisada a possível influência do comprimento e do peso dos hospedeiros na riqueza de helmintos parasitos dos sapinhos-de-jardim, a qual não foi significativa ($r = 0,074$, $p = 0,490$; $r = 0,069$, $p = 0,517$, respectivamente). Além disso, foi analisada a influência do comprimento do hospedeiro na abundância dos helmintos e na prevalência dos helmintos. Os resultados são apresentados nas Tabelas VIII e IX.

Das seis espécies testadas, duas apresentaram resultados estatisticamente significativos para a correlação entre comprimento e abundância dos helmintos, *A. meridionalis* e *Centrorhynchus* sp. (cistacantos). A correlação entre comprimento e prevalência dos helmintos, evidenciou resultado significativo apenas de *A. meridionalis*.

Tabela VI. Influência do sexo de *Rhinella fernandezae* sobre a abundância dos helmintos com prevalência > 10%, no município de Imbé, RS.

Helmintos	"U"	p
<i>Cylindrotaenia americana</i>	878,5	0,239
<i>Centrorhynchus</i> sp.(cistacantos)	991,5	0,915
<i>Cosmocerca parva</i>	983,5	0,848
<i>Aplectana meridionalis</i>	939,0	0,592
<i>Strongyloides carinii</i>	898,0	0,236
<i>Rhabdias fuelleborni</i>	921,5	0,372

"U" de Mann-Whitney; $p \leq 0,05$.

Tabela VII. Influência do sexo de *Rhinella fernandezae* sobre a prevalência dos helmintos, com prevalência > 10%, no município de Imbé, RS.

Helmintos	"X²"	p
<i>Cylindrotaenia americana</i>	0,7539	0,3853
<i>Centrorhynchus</i> sp.(cistacantos)	0,4295	0,5122
<i>Cosmocerca parva</i>	0,0019	0,9655
<i>Aplectana meridionalis</i>	0,4302	0,8353
<i>Strongyloides carinii</i>	1,4790	0,2239
<i>Rhabdias fuelleborni</i>	0,0989	0,753

"X²" = teste qui-quadrado; $p \leq 0,05$.

Tabela VIII. Correlação entre o comprimento de *Rhinella fernandezae* e a abundância dos helmintos, com prevalência > 10%, no município de Imbé, RS.

Helmintos	"r_s"	p
<i>Cylindrotaenia americana</i>	-0,0203	0,0530
<i>Centrorhynchus</i> sp. (cistacantos)	0,2460	0,0010*
<i>Cosmocerca parva</i>	0,0800	0,4560
<i>Aplectana meridionalis</i>	0,5450	0,0001*
<i>Strongyloides carinii</i>	-0,1110	0,3000
<i>Rhabdias fuelleborni</i>	-0,1210	0,9090

" r_s "= coeficiente de correlação de Spearman; $p \leq 0,05$.

* valores significativos.

Tabela IX. Correlação entre o comprimento de *Rhinella fernandezae* e a prevalência dos helmintos, com prevalência >10%, no município de Imbé, RS.

Helmintos	"r"	p
<i>Cylindrotaenia americana</i>	-0,4250	0,3418
<i>Centrorhynchus</i> sp. (cistacantos)	0,5710	0,1806
<i>Cosmocerca parva</i>	0,0249	0,9577
<i>Aplectana meridionalis</i>	0,9083	0,0047*
<i>Strongyloides carinii</i>	-0,2735	0,5528
<i>Rhabdias fuelleborni</i>	-0,2023	0,6636

"r"= coeficiente de correlação de Pearson; $p \leq 0,05$.

* valores significativos

DISCUSSÃO

6.1. Comunidade componente e estrutura da comunidade componente

A comunidade componente parasitária de anfíbios e répteis quando comparada com as de outras classes de vertebrados apresenta uma diferença drástica, apresentando uma riqueza parasitária pobre. Como são animais ectodermos, as condições ambientais limitam o recrutamento de helmintos parasitos em potencial e o desenvolvimento da comunidade parasitária, que é afetada pelas taxas de alimentação e pelo comportamento de forrageio (AHO 1990). Anfíbios são em sua maioria generalistas e oportunistas; quando ocorre a predação seletiva é, usualmente, mais em função do tamanho da presa do que pela presa específica (TOFT 1983 *apud* AHO 1990). Conseqüentemente, isso gera uma baixa pressão seletiva sobre helmintos de anfíbios em relação à adaptação aos hospedeiros intermediários específicos. A baixa vagilidade da maioria dos hospedeiros também impede a exploração de uma extensa variedade de parasitos. Não se movimentam por grandes distâncias o que contribui para o sucesso de parasitos com ciclos diretos (como por exemplo, *Cylindrotaenia* sp., *Cosmocerca* sp., *Oswaldocruzia* sp., entre outros). Os nematóides, freqüentemente, dominam a composição da comunidade parasitária de bufonídeos. Os modelos de riqueza de espécies e o tamanho da comunidade parasitária observados suportam a existência de uma comunidade isolacionista (AHO 1990).

A partir de AHO (1990), vários outros estudos surgiram com o objetivo de conhecer a estrutura parasitária dos anfíbios, entretanto, os principais trabalhos deste assunto foram feitos com hospedeiros das regiões Neártica e Australasiana (BARTON 1999; BOLEK & COGGINS 2000; 2001; 2003; PAREDES-CALDERÓN *et al.* 2004). Para a região Neotropical, existem alguns trabalhos referentes à população parasitária e à estrutura da comunidade

parasitária de anuros: em *B. marinus* (= *R. marina*) nas Bermudas, EUA (GOLDBERG *et al.* 1995b; LINZEY *et al.* 1998); em *Eupsophus roseus* (Duméril & Bibron, 1841) no Chile (PUGA & TORRES 1999); em *Atelopus spurrelli* Boulenger, 1914 e em *Dendrobates histrionicus* (Berthold, 1843), ambos na Colômbia (GOLDBERG & BURSEY 2003); em *A. bomolochus* e em *T. jelskii*, ambos no Peru (IANNACONE 2003a; 2003b); e em *L. latinasus* da Argentina (HAMANN *et al.* 2006). Na região brasileira existem dois trabalhos sobre a população parasitária e estrutura da comunidade parasitária de anuros. BOQUIMPANI-FREITAS *et al.* (2001) estudaram a estrutura da comunidade parasitária de um leptodactílideo, *Proceratophrys appendiculata* (Günther, 1873), de Ilha Grande, RJ. Recentemente, LUQUE *et al.* (2005) estudaram a estrutura da comunidade parasitária de *B. ictericus* (= *R. icterica*), de Miguel Pereira, RJ.

No presente estudo, o grupo de helmintos com maior representatividade foi o dos nematóides, com 79,1% dos espécimes coletados. Os nematóides foram representados por cinco espécies, apresentando uma percentagem de 39% do total de espécies encontradas na comunidade componente de *R. fernandezae*. Os digenéticos foram representados por três espécies adultas e uma espécie em forma larval, apresentando uma percentagem de 31% do total de espécies encontradas na comunidade componente. Porém, sua representatividade foi baixa, com 2% dos helmintos coletados nestes anuros. Para LUQUE *et al.* (2005) na estrutura da comunidade parasitária de *R. icterica* em Miguel Pereira, RJ, os nematóides e digenéticos representaram 81,3% e 18,7%, respectivamente, do total de espécies encontradas. A composição da maioria das comunidades de parasitos de anfíbios bufonídeos mostra um maior número de espécies de nematóides (GOLDBERG & BURSEY 1991a; 1991b; 1992; GOLDBERG *et al.* 1995a; 1995b; GALICIA-GUERRERO *et al.* 2000;

BOLEK & COGGINS 2000; 2003; IANACONE 2003a; RAGOO & OMAH-MAHARAJ 2003 e YODER & COGGINS 2007) (Tabela X) do que trematódeos, como observado em vários hospedeiros ranídeos (MCALPINE 1997; GILLILAND & MUZZAL 1999; BOLEK & COGGINS 2003; MUZZAL *et al.* 2001 e PAREDES-CALDERÓN *et al.* 2004). Em *R. fernandezae* a preponderância dos nematóides deve estar associada ao hábito terrestre do hospedeiro, já que sapos adultos apenas entram na água por um curto período para reprodução. Durante o ano, predominantemente, alimentam-se de artrópodos terrestres. De acordo com BOLEK & COGGINS (2000; 2003) espécies terrestres de sapos, como sapinhos-de-jardim, alimentam-se menos de artrópodos semi-aquáticos, os quais servem como hospedeiro intermediário para espécies de trematódeos. A maioria das espécies de nematóides encontradas nesta amostra de *R. fernandezae*, apresenta ciclos diretos (com penetração cutânea ou ingestão oral). Segundo STUMPF (1982) os cestóides da espécie *C. americana*, apresentam ciclo direto (sem participação de hospedeiro intermediário). A baixa prevalência e a baixa intensidade média de infecção dos digenéticos apresentadas pelos sapinhos-de-jardim, no município de Imbé, RS, devem estar relacionadas com os hábitos destes anuros, que são terrestres e revelam uma dieta composta praticamente por formigas. Formigas foram, freqüentemente, encontradas no conteúdo estomacal dos sapinhos-de-jardim, seguidas de coleópteros. *Rhinella fernandezae* em Imbé, RS, apresentou uma variedade maior em relação aos grupos de helmintos, pois, foi parasitada por espécies dos quatro grupos de helmintos (digenéticos, cestóides, acantocéfalos e nematóides), enquanto, *R. ictérica*, de Miguel Pereira, RJ, apresentou uma comunidade composta apenas por digenéticos e nematóides. A amostra examinada por LUQUE *et al.* (2005) apresentou 15 espécies de helmintos, 13 espécies de nematóides e duas espécies de digenéticos.

Tabela X. Riqueza de espécies de nematóides em bufonídeos da América do Norte e Sul.

Hospedeiro	N	Riqueza de espécies	Riqueza de espécies de nematóides	Localidade	Referência
<i>Bufo alvarius</i> *	95	6	4	Arizona, EUA	GOLDBERG & BURSEY (1991a)
<i>Bufo americanus</i> *	47	6	3	Wisconsin, EUA	BOLEK & COGGINS (2000)
<i>Bufo americanus</i> *	30	9	5	Wisconsin, EUA	BOLEK & COGGINS (2000)
<i>Bufo americanus</i> *	39	5	3	Wisconsin, EUA	YODER & COGGINS (2007)
<i>Bufo cognatus</i> *	21	5	4	Arizona, EUA	GOLDBERG & BURSEY (1991a)
<i>Bufo cognatus</i> *	36	4	3	Novo México, EUA	GOLDBERG <i>et al.</i> (1995)
<i>Bufo debilis</i> *	49	5	4	Novo México, EUA	GOLDBERG <i>et al.</i> (1995)
<i>Bufo ictericus</i> *	32	15	13	Rio de Janeiro, Brasil	LUQUE <i>et al.</i> (2005)
<i>Bufo marinus</i> *	49	5	4	Jalisco, México	GALICIA-GUERRERO <i>et al.</i> (2000)
<i>Bufo marinus</i> *	59	6	3	Trinidad & Tobago	RAGOO & OMAH-MAHARAJ (2003)
<i>Bufo punctatus</i> *	21	3	2	Arizona, EUA	GOLDBERG & BURSEY (1991b)
<i>Rhinella fernandezae</i>	90	13	5	Rio Grande do Sul, Brasil	Presente trabalho

* Nome específico citado de acordo com os autores das publicações, que estão relacionados na última coluna da tabela.

Na amostra examinada no presente estudo, são apresentadas 13 espécies, sendo compostas por: quatro espécies de digenéticos, duas espécies de cestóides, duas espécies de acantocéfalos e cinco espécies de nematóides. A amostra examinada no Estado do Rio de Janeiro composta por 32 espécimes de *R. icterica*, sendo consideravelmente menor do que a amostra do município de Imbé, RS, onde foram examinados 90 espécimes de *R. fernandezae*. É possível que o número de espécies de helmintos parasitos encontrados em *R. icterica* seja maior; entretanto isto só poderá ser confirmado com um aumento do esforço amostral naquela região. A intensidade média de infecção por helmintos nos sapos-cururu examinados por LUQUE *et al.* (2005) foi de 176,5 helmintos/hospedeiro, muito superior à encontrada nos sapinhos-de-jardim, que foi de 26,73 helmintos/hospedeiros. Comparando a composição específica nas duas localidades, apenas uma espécie foi comum, *Rhabdias fuelleborni*. Porém, foram encontradas, nas duas amostras, espécies do gênero *Gorgoderina*, *Aplectana*, *Oswaldocruzia*, *Rhabdias* e *Strongyloides*. A fauna helmintológica dos sapinhos-de-jardim do Estado do Rio Grande do Sul tem helmintos dos gêneros, *Catadiscus*, *Cylindrotaenia*, *Acanthocephalus* e *Cosmocerca* que não estavam presentes nos sapos-cururu coletados em Miguel Pereira, RJ. A amostra examinada do município de Imbé, também apresentou três espécies em formas larvais, metacercárias de diplostomídeo, plerocercóides de proteocefalídeo e cistacantos de *Centrorhynchus* sp., as quais não foram encontradas em *R. icterica*. Estas formas larvais encontradas mostram o papel importante de *R. fernandezae* na região estudada, servindo como hospedeiro intermediário e também como hospedeiro paratênico. Talvez, as diferenças encontradas nas helmintofaunas de cada anuro, estejam relacionadas com a localidade e comportamento de cada uma das espécies de bufonídeos estudados. *Rhinella icterica* (100-140 mm; 236,5-300 g) é muito maior em comprimento e peso quando comparado com *R. fernandezae* (31-62

mm; 3,50-20,24 gr). Provavelmente, por ser maior, *R. icterica* explora melhor o ambiente em que vive, alimentando-se de um número maior de espécies de artrópodes terrestres.

A estrutura da comunidade parasitária de *R. fernandezae* quando comparada com a de *P. appendiculata* em Ilha Grande, RJ, apresenta um número maior de espécies e não compartilha nenhuma espécie com *P. appendiculata*. Porém, foram encontradas, nas duas amostras, espécies do gênero: *Aplectana*, *Cosmocerca* e *Rhabdias*. A amostra examinada por BOQUIMPANI-FREITAS *et al.* (2001) apresentou seis espécies: cinco espécies de nematóides e uma espécie não identificada de cestóide.

A abundância e a prevalência dos helmintos parasitos não foram afetadas pelo sexo do hospedeiro. Esta mesma observação foi feita por LUQUE *et al.* (2005) em *R. icterica*. Segundo POULIN (2001), o sexo do hospedeiro não é considerado um carácter importante na estrutura da comunidade parasitária. Este resultado também foi encontrado em outros trabalhos com anfíbios: em *Ra. sylvatica* LeConte, 1825 (= *Li. sylvaticus* (LeConte, 1825)) e em *Pseudacris crucifer* (Wied-Neuwied, 1838), ambos em Wisconsin, EUA (YODER & COGGINS 1996); em *Bufo americanus* Holbrook, 1836 (= *Anaxyrus americanus* (Holbrook, 1836)) na Virgínia, EUA (JOY & BUNTEN 1997); em *Ra. catesbeiana* Shaw, 1802 (= *Li. catesbeianus* (Shaw, 1802)) e *Ra. clamitans* (= *Li. clamitans*) em New Brunswick, Canada (MCALPINE 1997); em *At. bomolochus* de Piura e em *T. jelskii* em Lima, Peru (IANNACONE 2003a; 2003b) e em *L. latinasus* em Corrientes, Argentina (HAMANN *et al.* 2006a). A correlação entre o tamanho do hospedeiro (comprimento e peso) e a riqueza da fauna helmintológica não foi significativa no presente estudo. Este resultado também foi observado em *R. icterica* no Rio de Janeiro, e isso pode estar relacionado a mudanças do comportamento alimentar durante o processo de

metamorfose, ou a outro aspecto desconhecido da biologia de *R. fernandezae*. Outros estudos mostraram resultados opostos, como observados em: *Bufo americanus americanus* (= *An. americanus*), em *Ra. clamitans* (= *Li. clamitans*), em *Ra. pipiens* Schreber, 1782 (= *Li. pipiens* (Schreber, 1782)) em Wisconsin, EUA (BOLEK & COGGINS 2000; 2001; 2003). Nestes trabalhos, o tamanho do hospedeiro pareceu influenciar a estrutura da comunidade parasitária nos anuros, sendo a riqueza da fauna helmintológica maior em hospedeiros maiores. Porém, resultados estatisticamente significativos foram encontrados na correlação entre o comprimento do hospedeiro e abundância dos helmintos parasitos e, entre o comprimento do hospedeiro e a prevalência dos helmintos parasitos. Duas espécies, *A. meridionalis* e *Centrorhynchus* sp. (cistacantos), apresentaram uma maior abundância em hospedeiros maiores e *Aplectana meridionalis* apresentou prevalência mais elevada em hospedeiros maiores. Para que haja infecção por espécies do gênero *Aplectana* é necessário ingestão das larvas. A presença dos cistacantos de *Centrorhynchus* sp. está relacionada à ingestão de artrópodes (hospedeiros intermediários), possivelmente, isópodes terrestres (AMATO *et al.* 2003) e coleópteros (HAMANN *et al.* 2006a). No trabalho de LUQUE *et al.* (2005) não foram analisadas as correlações entre comprimento do hospedeiro e a prevalência e abundância de helmintos.

Comparando a comunidade parasitária dos sapinhos-de-jardim, *R. fernandezae*, de Imbé, RS com outras espécies de bufonídeos da América do Norte e América do Sul (ver Tabela X), nota-se que o hospedeiro estudado no Estado do Rio Grande do Sul apresenta a segunda maior riqueza em nível de comunidade componente, ficando atrás de *R. icterica* no Estado do Rio de Janeiro. Estes resultados demonstram a importância da realização de

estudos com o objetivo de conhecer a comunidade parasitária de anuros em nosso país, já que este abriga a maior biodiversidade de anuros (SBH 2007).

Os resultados do presente estudo também concordam com AHO (1990), que afirma que anfíbios e répteis apresentam uma baixa riqueza de espécies (comparada com outros hospedeiros vertebrados), bem como baixo número de espécies de helmintos dominantes por população hospedeira e a dominância de espécies de helmintos generalistas. No presente estudo, observou-se que algumas espécies, como *Catadiscus* sp., *Gorgoderina* sp., *G. festoni*, plerocercóide de Proteocephalidea, *A. lutzi* e *Oswaldocruzia* sp., apresentaram prevalências e intensidades de infecção muito baixas, o que talvez indique que tais infecções tenham sido acidentais, diferentemente, de *Cylindrotaenia americana*, cistacantos de *Centrorhynchus* sp., *C. parva*, *A. meridionalis*, *S. carinii* e *R. fuelleborni* que apresentaram prevalências altas, indicando uma relação mais específica entre o hospedeiro e o parasito.

REFERÊNCIAS CITADAS

- ACHAVAL, F. & A. OLMOS. 2003. **Anfíbios y reptiles del Uruguay**. Montevideo. Graphis Impresora, 2^a ed., 136p.
- AHO, J.M. 1990. Helminth communities of amphibians and reptiles: comparative approaches to understanding patterns and processes, p.157-195. *In*: G.W. Esch; A.O. Bush & J.M. Aho (Eds.) **Parasite communities: patterns and processes**. New York , Chapman and Hall.
- AMATO, J.F.R; W. BOEGER & S.B. AMATO. 1991. **Protocolos para laboratórios: Coleta e Processamento de Parasitos de Pescado**. Gráfica da UERJ, 81p.
- AMATO, J.F.R; S.B. AMATO; P.B. ARAÚJO & A.F. QUADROS. 2003. Fisrt report of pigmentation dystrophy in terretrial isopods, *Atlantoscia floridana* (van Name) (Isopoda, Oniscidea) induced by larval acanthocephalans. **Revista Brasileira de Zoologia** 20(4): 711-716.
- AMIN, O.M. 1985. Classification, p.27-72. *In*: D.W.T. CROMPTON & B.B. NICKOL (Eds.) **Biology of the Acanthocephala**. Cambridge, Cambridge University Press, XI+519p.
- ANDERSON, R.C.; A.G. CHABAUD & S. WILLMON. 1974a. **CIH keys to the nematode parasites of vertebrates. Números 1, 2, 3, 4 e 5**. Farnham Royal, Commonwealth Agricultural Bureaux.
- ANDERSON, R.C.; A.G. CHABAUD & S. WILLMON. 1974b. **CIH keys to the nematode parasites of vertebrates. Números 6, 7, 8, 9 e 10**. Farnham Royal, Commonwealth Agricultural Bureaux.
- ANDERSON, R.C. 1992. **Nematode Parasites of Vertebrates: Their Development and Transmission**. CAB International, Cambridge, viii+578p.

- AZEVEDO-RAMOS, C., M.M.Q. SANTOS & V.R.L. DE OLIVEIRA. 1998. Helminths of three Amazonian tree frogs: Interspecific differences in prevalence and intensity of parasites. **Ciência e Cultura** **50** (5): 361-363.
- BAKER, M.R. 1979. The free-living and parasitic development of *Rhabdias* spp. (Nematoda: Rhabdiasidae) in amphibians. **Canadian Journal of Zoology** **57**: 161-178.
- BAKER, M.R. 1980. Revision of old world species of the genus *Aplectana* Railliet & Henry, 1916 (Nematoda, Cosmocercidae). **Bulletin du Museum National d'Histoire Naturelle** **2**(4): 955-998.
- BAKER, M.R & C. VAUCHER. 1984. Parasite helminthes from Paraguay VI: *Cosmocerca* Diesing, 1861 (Nematoda: Cosmocercidae) from frogs. **Annales de la Société Suisse de Zoologie et du Museum D' Histoire Naturelle de Genève** **91**(4): 925-934.
- BALDISSERA JR, F.A; U. CARAMASCHI & C.F.B HADDAD. 2004. Review of the *Bufo crucifer* species group, with description of two new related species (Amphibia, Anura, Bufonidae). **Arquivos do Museu Nacional** **62**(3): 255-282.
- BARTON, D.P. 1999. Ecology of helminth communities in tropical Australian amphibians. **International Journal for Parasitology** **29**(6): 921-926.
- BEN SLIMANE, B.; A.G. CHABAUD & M.C. DURETTE-DESSET. 1996. Les nematodes Trichostrongylina parasites d'amphibiens et de reptiles: problèmes taxonomiques, phylétiques et biogéographiques. **Systematic Parasitology** **35**: 179-206.
- BOLEK, M.G. & J.R. COGGINS. 2000. Seasonal occurrence and community structure of helminth parasites from the Eastern American toad, *Bufo americanus americanus*, from southeastern Wisconsin, U.S.A. **Comparative Parasitology** **67**(2): 202-209.

- BOLEK, M.G. & J.R. COGGINS. 2001. Seasonal occurrence and community structure of helminth parasites in green frogs, *Rana clamitans melanota*, from Wisconsin, U.S.A. **Comparative Parasitology** **68**(2): 164-172.
- BOLEK, M.G. & J.R. COGGINS. 2003. Helminth community structure of sympatric eastern American toad, *Bufo americanus americanus*, northern leopard frog, *Rana pipiens*, and blue-spotted salamander, *Ambystoma laterale*, from southeastern Wisconsin. **Journal of Parasitology** **89**(4): 673-680.
- BOQUIMPANI-FREITAS, L; D. VRCIBRADIC; J.J. VICENTE; C.R. BURSEY & C.F.C. ROCHA. 2001. Helminths of the horned leaf frog, *Proceratophrys appendiculata*, from southeastern Brazil. **Journal of Helminthology** **75**(2): 233-236.
- BROOKS, D.R. 1976. Five species of Platyhelminthes from *Bufo marinus* L. (Anura: Bufonidae) in Colombia, with descriptions of *Creptotrema lynchi* sp. n. (Digenea: Allocreadiidae) and *Glythelmins robustus* sp. n. (Digenea: Macroderoididae). **Journal of Parasitology** **62**(3): 429-433.
- BROOKS, D.R. & E.P. HOBERG. 2000. Triage for the biosphere: the need and rationale for taxonomic inventories and phylogenetic studies of parasites. **Comparative Parasitology** **67**(1): 1-25.
- BURSEY, C.R.; S.R. GOLDBERG & J.R. PARMELEE. 2001. Gastrointestinal helminths of 51 species of anurans from Reserva Cuzco Amazonico, Peru. **Comparative Parasitology** **68** (1): 21-35.
- BURSEY, C.R. & S.R. GOLBERG. 2004. *Cosmocerca vrcibradici* n. sp. (Ascaridida: Cosmocercidae), *Oswaldocruzia vitti* n. sp. (Strongylida: Molineoidae), and other helminths from *Prionodactylus eigenmanni* and *Prionodactylus oshaughnessyi* (Sauria: Gymnophthalmidae) from Brazil and Ecuador. **Journal of Parasitology** **90**(1): 140-145.

- BURSEY, C.R.; D.VRCIBRADIC; F.H. HATANO & C.F.D. ROCHA. 2006. New genus, new species of Acanthocephala (Echinorhynchidae) from the Brazilian frog *Hylodes phyllodes* (Anura: Leptodactylidae). **Journal of Parasitology** **92**(2): 353-356.
- BUSH, A.O.; K.D. LAFFERTY, J.M. LOTZ & A.W. SHOSTAK. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* Revisited. **Journal Parasitology** **83**(4): 575-583.
- CALLEGARI-JACQUES S.M. 2003. **Bioestatística: Princípios e Aplicações**. Porto Alegre, Artmed, 255p.
- CHAPARRO, J.C.; J.B. PRAMUK & A.G. GLUESENKAMP. 2007. A new of arboreal *Rhinella* (Anura: Bufonidae) from cloud forest of southeastern Peru. **Herpetologica** **63**(2): 203-212.
- CHABAUD, A.G. 1978. N°6. Keys to genera of the superfamilies Cosmocercidae, Seuratoidea, Heterakoidea and Subuluroidea, p.1-8. *In*: R.C. ANDERSON, A.G. CHABAUD & S. WILLMONT (eds.). **CIH Keys to the nematode parasites of vertebrates**. Wallingford , CAB International.
- CORDERO, E.H.. 1933. Sur quelques acanthocephales de l’Amerique Méridionale, I. **Annales de Parasitologie** **11**: 271-279.
- DE FABIO, S.P. 1971. Sobre uma nova espécie do gênero *Neryaplectana* Ballesteros Marquez, 1945 (Nematoda, Cosmocercoidea). **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro** **15**(1): 11-13.
- DE FABIO, S.P. 1981. Considerações sobre *Cosmocerca parva* Travassos, 1925 e *C. freitasi* Silva, 1954 (Nematoda, Subuluroidea). **Revista Brasileira de Biologia** **41**(1): 25-27.

- DE FABIO, S.P. 1982. Helmitos de populações simpátricas de algumas espécies de anfíbios anuros da Família Leptodactylidae. **Arquivos da Universidade Federal do Rio de Janeiro** 5(1): 69-83.
- DOBBIN, J.E. 1957. Fauna helmintológica de batráquios de Pernambuco, Brasil. I. **Anais da Sociedade de Biologia de Pernambuco** 15(1): 29-61.
- DUELLMAN, W.E. 1994. **Biology of amphibians**. Baltimore, The Johns Hopkins University Press, 270p.
- DURÉ, M.E & A.I. KEHR. 1999. Explotación diferencial de los recursos tróficos en cuatro espécies de bufonidos del Nordeste Argentino. **Actas Ciencia & Técnica** 6: 17-20.
- DYER, W.G. 1986. Cestodes of some Ecuadorian amphibians and reptiles. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington** 53(2): 182-183.
- FARIA, M.J. 1978. Prevalência de trematódeos parasitas de anfíbios anuros, no Estado do Rio de Janeiro. **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro** 19: 55-57.
- FREEZE, V.I. 1969. Proteocephalata in fish, amphibians, and Reptiles. *In*: K.I. SKRJABIN (ed.). **Essentials of Cestodology, Volume 5**. U.S. Washington, Department of the Interior and National Science Foundation, p.
- FERNANDES, J.C. 1958. Notas sobre algumas espécies do gênero “Gorgoderina” Looss, 1902 (Trematoda, Gorgoderidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 56(1): 1-25.
- FREITAS, J.F.T. 1941a. Sobre alguns trematódeos parasitos de rãs. **Revista Brasileira de Biologia** 1(1): 31-40.
- FREITAS, J.F.T. 1941b. Novo trematodeo paranfistomídeo parasito de rã- “*Catadiscus inopinatus*” n. sp. **Revista Brasileira de Biologia** 1(2): 121-123.

- FREITAS, J.F.T. 1943. "*Catadiscus mirandai*" n. sp., parasito de "*Hemipipa carvalhoi*"
Mir.-Rib. **Revista Brasileira de Biologia** 3(4): 411-412.
- FREITAS, J.F.T. 1960. Sobre um novo parasito de anfíbio: "*Maicuru solitarium*" g.n.
sp.n. (Trematoda Plagiorchidae). **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi**
30: 1-4.
- FREITAS, J.F.T. & J.E. DOBBIN JR. 1956. Novo parasito de rã: "*Catadiscus*
propinquus" sp. nov. (Trematoda, Paraphistomoidea). **Revista Brasileira de**
Biologia 16(4) 439-441.
- FREITAS, J.F.T & N. IBAÑEZ. 1965. Fauna helmintológica do Peru: alguns namatodeos
parasitos de *Bufo spinulosus limensis* (Werner). **Papéis Avulsos do**
Departamento de Zoologia 17: 229-239.
- FREITAS J.F. & H. LENT. 1938a. Revisão do gênero *Catadiscus* Cohn, 1904 (Trematoda,
Paramphistomoidea). **Boletim Biológico** 4(2): 305-315.
- FREITAS J.F. & H. LENT. 1938b. Novo nematódeo parasito de rã sul-americana.
Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 33(4): 477-479.
- FREITAS J.F. & H. LENT. 1941. Contribuição ao conhecimento da subfamília
Kathlaniinae Lane, 1914 (Nematoda, Subuluroidea). **Arquivos de Zoologia de**
São Paulo 3(2): 13-41.
- FROST, D.R. 2007. **Amphibian species of the World: an Online Reference**. Version
5.1 (10 October, 2007). Disponível em World Wide Web:
<http://research.amnh.org/herpetology/index.php>. American Museum of Natural
History, New York, USA. [Acessado em 11/12/2007].
- FROST, D.R.; T. GRANT; J. FAIVOVICH; R.H. BAIN; A. HAAS; C.F.B. HADDAD; R. O. DE
SÁ; A. CHANNING; M. WILKINSON; S.C. DONNELLAN; C.J. RAXWORTHY; J.A.
CAMPBELL; B.L. BLOTTO; P. MOLER; R.C. DREWES; R.A. NUSSBAUM; J.D LYNCH;

- D.M. GREEN & W.C. WHEELER. 2006. The amphibian tree life. **Bulletin American Museum of Natural History** **297**: 1-371.
- GALICIA-GUERRERO, S.; C.R. BURSEY; S.R. GOLDBERG & G. SALGADO-MALDONADO. 2000. Helminths of two sympatric toad species, *Bufo marinus* (Linnaeus) and *Bufo marmoratus* Wiegmann, 1833 (Anura: Bufonidae) from Chamela, Jalisco, México. **Comparative Parasitology** **67**(1): 129-133.
- GALLARDO, J.M. 1957. Las subespecies argentinas de *Bufo granulatus* Spix. **Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" e Instituto Nacional de Investigación de las Ciencias Naturales** **3**(6): 336-374.
- GARCIA, P.C.A & G. VINCIPROVA. 2003. Anfíbios, p. 147-164. *In*: C.S. FONTANA; G.A. BENCKE & R.E. REIS (Eds.). **Livro vermelho da fauna ameaçada de extinção no Rio Grande do Sul**. Porto Alegre, EDIPUCRS, 632p.
- GIBSON, D.I.; A. JONES & R.A. BRAY. 2002. **Keys to the Trematoda. Vol. 1**. London, CABI Publishing, 521p.
- GILLILLAND, M.G. & P.M., MUZZAL. 1999. Helminths infecting froglets of the northern leopard frog (*Rana pipiens*) from Foggy Bottom Marsh, Michigan. **Journal of the Helminthological Society of Washington** **66**(1): 73-77.
- GOLDBERG, S.R. & C.R. BURSEY. 1991a. Helminths of three toads, *Bufo alvarius*, *Bufo cognatus* (Bufonidae), and *Scaphiopus couchii* (Pelobatidae), from Southern Arizona. **Journal of the Helminthological Society of Washington** **58**(1): 142-146.
- GOLDBERG, S.R. & C.R. BURSEY. 1991b. Helminths of the red-spotted toad, *Bufo punctatus* (Anura: Bufonidae), from Southern Arizona. **Journal of the Helminthological Society of Washington** **58**(2): 267-269.

- GOLDBERG, S.R. & C.R. BURSEY. 1992. Helminths of the marine toad, *Bufo marinus* (Anura: Bufonidae) from American Samoa. **Journal of the Helminthological Society of Washington** **59**(1): 131-133.
- GOLDBERG, S.R. & C.R. BURSEY. 2002a. Helminths of 10 species of anurans from Honshu Island, Japan. **Comparative Parasitology** **69**(2): 162-176.
- GOLDBERG, S.R. & C.R. BURSEY. 2002b. Helminth parasites of seven anuran species from Northwestern Mexico. **Western North American Naturalist** **62**: 160-169.
- GOLDBERG, S.R. & C.R. BURSEY. 2003. Helminths of two anuran species, *Atelopus spurrelli* (Bufonidae) and *Dendrobates histrionicus* (Dendrobatidae), from Colombia, South America. **Parasitology International** **52**(3): 251-253.
- GOLDBERG, S.R.; G. BURSEY; SALGADO-MALDONADO; R. BAÉZ & G.C. CAÑEDA. 2002. Helminth parasites of six species of anurans from Los Tuxtlas and Catemaco Lake, Veracruz, México. **The Southwestern Naturalist** **47**(2): 293-329.
- GOLDBERG, S.R., C.R. BURSEY & R. TAWIL. 1995a. The component parasite community of three sympatric toad species, *Bufo cognatus*, *Bufo debilis* (Bufonidae), and *Spea multiplicata* (Pelobatidae) from New Mexico. **Journal of the Helminthological Society of Washington** **62**(1): 57-61.
- GOLDBERG, S.R., C.R. BURSEY & R. TAWIL. 1995b. Helminths of an introduced population of the giant toad, *Bufo marinus* (Anura: Bufonidae), from Bermuda. **Journal of the Helminthological Society of Washington** **62**(1): 64-67.
- GOMES, D.C. 1967. Revisão do gênero "Raillietnema" Travassos, 1927 (Nematoda, Cosmocercidae). **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro** **8**: 53-55.
- GONZÁLEZ, C.E. & M.I. HAMANN. 2006. Nematodes parásitos de *Chaunus granulosis major* (Muller & Hellmich, 1936) (Anura: Bufonidae) em Corrientes, Argentina. **Cuadernos de Herpetología** **20**(1): 43-49.

- GONZÁLEZ, C.E. & M.I. HAMANN. 2007. Nematode of two species de *Chaunus* (Anura: Bufonidae) from Corrientes, Argentina. **Zootaxa** **1393**: 27-34.
- GUIMARÃES, J.F; R. CRISTOFARO & H.O. RODRIGUES. 1976. Alguns nematódeos de anfíbios de Salvador, Bahia. **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro** **18**: 71-74.
- HAMANN, M.I; C.E. GONZÁLEZ & A.I. KEHR. 2006a. Helminth community structure of the oven frog *Leptodactylus latinasus* (Anura, Leptodactylidae) from Corrientes, Argentina. **Acta Parasitologica** **51**(4): 294-299.
- HAMANN, M.I; A.I. KEHR & C.E. GONZÁLEZ. 2006b. Species affinity and infracommunity ordination of helminths of *Leptodactylus chaquensis* (Anura: Leptodactylidae) of two constrasting environments from northeastern Argentina. **Journal of Parasitology** **92**(6): 1171-1179.
- HOLMES, R.M.; A. BOCCHIGLIERI; F.R.R.C. DE ARAÚJO & R.J. DA SILVA. 2008. New records of endoparasites infecting *Hypsiboas albopunctatus* (Anura: Hylidae) in a savanna area in Brasília, Brazil. **Parasitology Research** **102**: 621-623.
- HUMASON, G.L. 1972. **Animal tissue techniques**. São Francisco, W.H. Freeman and Company, 641p.
- IANNACONE, J. 2003a. Helminths parásitos de *Atelopus bomolochus* Peters, 1973 (Anura: Bufonidae) de Piura, Peru. **Gayana** **67**(1): 9-15.
- IANNACONE, J. 2003b. Helminth parasites of *Telmatobius jelskii* (Peters) (Anura: Leptodactylidae) from Lima, Peru. **Revista Brasileira de Zoologia** **20**(1): 131-134.
- KEHR, A.I. & M.I. HAMANN. 2003. Ecological aspects of parasitism in the tadpole of *Pseudis paradoxa* from Argentina. **Herpetological Review** **34**(4): 336-341.

- KHALIL, L.F.; A. JONES & R.A BRAY. 1994. **Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates**. Cambridge, CAB International, 751p.
- KLOSS, G.R. 1971. Alguns *Rhabdias* (Nematoda) de *Bufo* no Brasil. **Papéis Avulsos de Zoologia de São Paulo** **24**(1): 1-52.
- KWET, A. & M. DI-BERNARDO. 1999. **Pró-Mata – Anfíbios**. EDIPUCRS, Porto Alegre, 107p.
- KUZMIN, Y.; V.V. TKACH & D.R. BROOKS. 2007. Two new species of *Rhabdias* (Nematoda: Rhabdiasidae) from the marine toad, *Bufo marinus* (L.) (Lissamphibia: Anura: Bufonidae), in Central America. **The Journal of Parasitology** **93**(1): 159-165.
- JEWEL, M.E. 1916. *Cylindrotaenia americana* nov. spec. from the cricket frog. **Journal of Parasitology** **2**: 180-192.
- JONES, M.K. 1987. A taxonomic revision of the Nematotaeniidae Liihe, 1910 (Cestoda: Cyclophyllidea). **Systematic Parasitology** **10**(3):165-245.
- JONES, A.; R.A. BRAY & D.I. GIBSON. 2005. **Keys to the Trematoda. Vol. 2**. London, CABI Publishing, 745p.
- JONES, A. 2005. Family Diplodiscidae Cohn, 1904, p. 319-320. *In*: A. Jones; R.A. Bray & D.I. Gibson (Eds.). **Keys to the Trematoda. Vol. 2**. London, CABI Publishing, 745p.
- JOURDANE, J. & A. THERON. 1975. Le cycle biologique de *Gorgoderina rochalimai* Pereira & Cuoculo, 1940 Digène parasite de *Bufo marinus* em Guadeloupe. **Annales de Parasitologie** **50**(4): 439-445.
- JOY, J.E. & C.A. BUNTEN. 1997. *Cosmocercoides variabilis* (Nematoda: Cosmocercoidea) populations in the Eastern American toad, *Bufo a. americanus*

(Salientia: Bufonidae), from western West Virginia. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington** 64(1): 102-105.

LAJMANOVICH, R.C. & A.M. DE FERRATO. 1995. *Acanthocephalus lutzii* (Hamann, 1891) parasito de *Bufo arenarum* em el Rio Paraná, Argentina. **Revista de la Association de Ciências Natureles del Litoral** 26(1): 19-23.

LANGONE, J.A. 1994. Ranas y sapos del Uruguay (reconocimiento y aspectos biológicos). **Museo Damasco Antonio Larrañaga. Série Divulgação** 5: 1-120.

LENT, H. & J.F.T. FREITAS. 1948. Uma coleção de nematódeos, parasitos de vertebrados, do Museu de Historia Natural de Montevideo. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 46(1): 1-71.

LEON-RÉGAGNÓN, V.; E.A. MARTINEZ-SALAZAR; D. LAZCANO-VILLAREAL & R. ROSAS-VALDEZ. 2005. Helminth parasites of four species of anurans from Nuevo Leon, Mexico. **The Southwestern Naturalist** 50 (2): 251-258.

LINZEY, D.W.; C.R. BURSEY & J.B. LINZEY. 1998. Seasonal occurrence of helminthes of the giant toad, *Bufo marinus* (Amphibia: Bufonidae), in Bermuda. **Journal of the Helminthological Society of Washington** 65(1): 251-258.

LITTLE, M.D. 1966. Seven new species of *Strongyloides* (Nematoda) from Louisiana. **Journal of Parasitology** 52(1): 85-97.

LUQUE, J.L.; A.N. MARTINS & L.E.R. TAVARES. 2005. Community structure of metazoan parasites of the yellow Cururu Toad, *Bufo ictericus* (Anura, Bufonidae) from Rio de Janeiro, Brazil. **Acta Parasitologica** 50(3): 215-220.

MACHADO-FILHO, D.A. 1947. Revisão do gênero *Polyacanthorhynchus* Travassos, 1920 (Acanthocephala.Radinorhynchidae). **Revista Brasileira de Biologia** 7(2): 195-201.

- MACHADO-FILHO, D.A. .1968. Nova espécie do gênero *Acanthocephalus* Koelreuther, 1771 (Acantocephala, Echinorhynchidae). **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro 12** (2): 53-54.
- MACHADO-FILHO, D.A. 1970. Nova espécie do gênero *Acanthocephalus* Koelreuther, 1771 (Acantocephala, Echinorhynchidae). **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro 13** (1,2): 53-54.
- MACHADO, I.F. & L. MALTCHIK. 2007. Check-list da diversidade de anuros no Rio Grande do Sul (Brasil) e proposta de classificação para as formas larvais. **Neotropical Biology and Conservation 2**(2): 101-116.
- MAÑE-GARZÓN, F. & L.E. GONZÁLEZ. 1978. *Gorgoderina darwini* n. sp. Digenea parasito de la vejiga urinaria del sapito de Darwin *Melanophryniscus stelzneri* (Weyenbergh). **Revista de Biología del Uruguay 6**(1): 39-43.
- MARTINEZ, S.A. & A.R. MAGGENTI. 1989. *Cosmocerca panamaensis* sp. n. (Nematoda: Cosmocercidae) from the Panamanian poisonarrow frog, *Dendrobates pumilio* Schmidt, 1857 with a discussion of prodelphy, the type species and family authorship in *Cosmocerca* Diesing, 1861. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington 56**(2): 97-103.
- MARTINS, A.N & DE FABIO, S.P. 2005. Parasitismo por nematóides em populações simpátricas de *Eleutherodactylus parvus* (Girard, 1853) e *Eleutherodactylus guentheri* (Steindachner, 1864). (Anura: Leptodactylidae) **Acta Biológica Leopoldensia 27** (1): 47-50.
- MASI-PALARES, R. & S. MACIEL. 1974. Helminthes en batracios del Paraguay (1 parte) con descripción de una nueva especie, *Aplectana pudenda* (Oxyuridae: Cosmocercinae). **Revista Paraguaya de Microbiología 9**: 215-220.

- MATA-LÓPEZ, R. & V. LEON-RÈGAGNON. 2005. *Gorgoderina festoni* n. sp. (Digenea: Gorgoderidae) in anurans (Amphibia) from México. **Systematic Parasitology** **62**: 185-190.
- MATA-LÓPEZ, R., V. LEON-RÈGAGNON & D. BROOKS. 2005. Species of *Gorgoderina* (Digenea: Gorgoderidae) in *Rana vaillanti* and *Rana* cf. *forreri* (Anura: Ranidae) from Guanacaste, Costa Rica, including a description of a new species. **Journal of Parasitology** **91**(2): 403-410.
- MCALPINE, D.F. 1997. Helminth communities in bullfrogs (*Rana catesbeiana*), green frogs (*Rana pipiens*) from New Brunswick, Canada. **Canadian Journal of Zoology** **75**: 1883-1890.
- MORAVEC, F. & H. KAISER. 1994. Description of *Cosmocerca longispicula* sp. nov. (Nematoda, Cosmocercidae), a parasite of a dendrobatid frog from Martinique, French Antilles. **Parasitology Research** **80**(1): 29-32.
- MORAVEC, F. & H. KAISER. 1995. Helminth parasites from West Indian Frogs, with description of two new species. **Caribbean Journal of Science** **31**(3,4): 252-268.
- MORDEGLIA, C. & M.C. DIGIANI. 1998. *Cosmocerca parva* Travassos, 1925 (Nematoda: Cosmocercidae) in toads from Argentina. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **93**(6): 737-738.
- MUZZAL, P.M.; M.G., GILLILLAND; C.S., SUMMER & C.J. MEHNE. 2001. Helminth communities of green frogs *Rana clamitans* Latreille, from southwestern Michigan. **Journal of Parasitology** **87**(5): 962-968.
- NARVAES, P. 2003. **Revisão taxonômica das espécies de *Bufo* do complexo *granulosus* (Amphibia, Anura, Bufonidae)**. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo, Departamento de Zoologia, São Paulo, 305p.

- NAVARRO, P.; S. IZQUIERDO; P. PÉREZ-SOLER; M.J. HORNERO & J. LLECH. 1988. Contribución al conocimiento de la helmintofauna de los herpetos ibéricos. VIII. Nematoda: Ascaridida Skrjabin et Schutz, 1940 de *Rana* spp. **Revista Ibérica de Parasitología** 48(2): 167-173.
- NIEWIADOMSKA, A. 2002. Superfamília Diplostomoidea Poirrier, 1886, p. 159-184. In: D.I. Gibson; A. Jones & R.A. Bray (Eds.). **Keys to the Trematoda. Vol. 1.** London, CABI Publishing, 521p.
- PAREDES-CALDERÓN, L.; V. LEÓN-RÈGAGNON & L. GARCÍA-PRIETO. 2004. Helminth infracommunities of *Rana vaillanti* Brocchi (Anura: Ranidae) in Los Tuxtlas, Versacruz, Mexico. **Journal of Parasitology** 90(4): 692-696.
- PATTERSON-KANE, J.C.; R.P. ECKERLIN; E.T. LYONS & M.A. JEWELL. 2001. Strongyloidiasis in a cope's grey tree frog (*Hyla chrysoscelis*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine** 32(1): 106-110.
- PEREIRA, C. 1935. Sobre um *Lepidonemidae* Trav., 1919 e um *Rhabdiasidae* Railliet, 1915 (Nematoda) novos. **Revista de Biologia e Higiene** 6(1): 19-21.
- PEREIRA, C. & R. CUOCOLO. 1940. Trematodeos vesicais de anfíbios do nordeste brasileiro. **Arquivos do Instituto Biológico de São Paulo** 11: 413-420.
- PÉREZ, V. 1942. Notas helmintológicas. **Revista da Universidade de Habana** 40-42: 193-213.
- PETROCHENKO, V.I. 1971a. **Acanthocephala of domestic and wild animals. Vol. 1** Jerusalem, Keter Press, 465p.
- PETROCHENKO, V.I. 1971b. **Acanthocephala of domestic and wild animals. Vol. 2.** Jerusalém, Keter Press, 478p.

- PINTO, R.M.; S.P. DE FABIO & D. NORONHA. 1970. Ocorrência de *Cosmocerca rara* Freitas & Vicente, 1966, em novo hospedeiro (Nematoda, Oxyuroidea). **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro** **14**(3,4): 93-95.
- POULIN, R. 2001. Interactions between species and the structure of helminth communities. **Parasitology** **122**: 3-11.
- POULIN, R. & S. MORAND. 2004. **Parasite Biodiversity**. Washington, Smithsonian Books, viii+216p.
- PRAMUK, J.B.; T.ROBERTSON; J.W. SITES JR & B.P. NOONAN. 2007. Around the world in 10 million years: biogeography of the nearly cosmopolitan true toads (Anura: Bufonidae). **Global Ecology and Biogeography**. 1-12.
- PRICE, P.W. 1980. **Evolutionary Ecology of Parasites**. Princetown, Princeton University Press, 237p.
- PUGA, S. & P. TORRES. 1999. Helminths parasites of *Eupsophus roseus* (Anura: Leptocactylidae) from southern Chile. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **94**(6): 725-726.
- RAGOO, R.M. & J.R., SALGADO-MALDONADO. 2003. Helminths of the cane toads *Bufo marinus* from Trinidad, West Indies. **Caribbean Journal of Sciences** **39**(2): 242-245.
- RAMELLO, G.; C.R. BURSEY & S.R. GOLDBERG. 2007. Two new species of Cosmocercids (Ascaridida) in toad *Chaunus arenarum* (Anura: Bufonidae) from Argentina. **Journal of Parasitology** **93**(4): 910-916.
- REGO, A.A. 1995. A new classification of the cestodes order Proteocephalidea Mola. **Revista Brasileira de Zoologia** **12**(4): 791-814.

- RODRIGUES, H.O. 1970. Estudo da fauna helmintológica de "*Hemidactylus mabouia*" (M. de J.) no Estado da Guanabara. **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro 12** (supl.): 15-23.
- RODRIGUES, H.O. 1986. Contribuição ao estudo da fauna helmintológica de vertebrados de Nova Iguaçu, Rio de Janeiro. **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro 26**: 27-28.
- RODRIGUES, H.O; S.S. RODRIGUES & R. CRISTÓFARO. 1978. Subsídios ao estudo dos trematódeos parasitos de anfíbios de Barra do Piraí, Estado do Rio de Janeiro. **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro 19**: 25-29.
- RODRIGUES, H.O; S.S. RODRIGUES & R. CRISTÓFARO. 1982. Contribuição ao conhecimento da fauna helmintológica de Barra do Piraí, Estado do Rio de Janeiro. **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro 23**: 5-8.
- RODRIGUES, H.O.;S.S. RODRIGUES & Z. FARIA. 1990. Contribution to the knowledge of the helminthological fauna of vertebrates of Maricá, Rio de Janeiro State, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 85**(1):115-116.
- RUIZ, J.M. 1949. Considerações sobre o gênero "*Choledocystus*" Pereira & Cuocolo, 1941 (Plagiorchiidae). **Revista Brasileira de Biologia 9**(2): 167-174.
- SANTOS, JN; E.G. GIESE; A.J. MALDONADO & R.M. LANFREDI. 2008. A new species of *Oswaldocruzia* (Molineidae: Nematoda) in *Chaunus marinus* (Amphibian: Bufonidae) (Linnaeus, 1758) from Brazil. **Journal of Parasitology 91**(1): 264-268.
- SAVAZZINI, L.A. 1929. La *Cylindroatenia americana* em nuestro *Leptodactylus ocellatus*. **Semana Médica 36**: 868-870.

- SBH. 2007. **Brazilian amphibians - List of species**. Disponível na World Wide Web em: <http://www.sbherpetologia.org.br>. Sociedade Brasileira de Herpetologia. [Acessado em 11/12/2007].
- SCHMIDT, G.D. 1985. Development and life cycles, p. 273-305. *In*: D.W.T. CROMPTON & B.B. NICKOL (Eds.) **Biology of the Acanthocephala**. Cambridge, Cambridge University Press, XI+519p.
- SCHMIDT, G.D. & F.H. WHITTAKER. 1975. Nematode parasites of Puerto Rican tree frogs, *Eleutherodactylus* spp.: two new species and a proposal of *Poekilostrongylus* gen. nov. (Trichostrongylidae). **Parasitology** **70**: 287-294.
- SMALES, L.R.. 2007. Acanthocephala in amphibians (Anura) and reptiles (Squamata) from Brazil and Paraguay with description of a new species. **Journal of Parasitology** **93**(2): 392-398.
- STUMPF, I.V.K. 1982a. Ciclo evolutivo da *Cylindrotaenia americana* Jewell, 1916 (Cyclophyllidea: Nematotaeniidae) em *Bufo ictericus* Spix, 1824. **Acta Biológica Paranaense** **10/11**: 31-39.
- STUMPF, I.V.K. 1982b. Biological aspects of *Cylindrotaenia americana* Jewell, 1916 (Cyclophyllidea: Nematotaeniidae) em *Bufo ictericus* Spix, 1824. **Acta Biológica Paranaense** **10**: 41-52.
- STUMPF, I.V.K.1981/1982. Helminths in *Leptodactylus ocellatus* in Curitiba, Brazil. **Acta Biologica Paranaense** **10-11**: 215-218.
- TANTALEÁN, M.. 1976. Contribution al conocimiento de los helmintos de vertebrados del Peru. **Biota** **10**: 437-443.
- TRAVASSOS, L.1917. Trichostrongylinas brasileiras. **Brazil Medico** **31**(9): 3-4.
- TRAVASSOS, L. 1920. Um novo tipo de acanthocefalo. **Revista de la Societa Brasileira de Ciencias** **3**: 209-215.

- TRAVASSOS, L. 1924a. *Catadiscus cohni* nova espécie – novo trematodio de batrachio. **Scienza Medica 1**: 278-279.
- TRAVASSOS, L. 1924b. Contribuições para o conhecimento dos helmintos dos batráquios do Brasil – Trematódeos intestinais. **Scienza Medica 2**(11): 618-628.
- TRAVASSOS, L. 1925. Contribuições para o conhecimento da fauna helminthologica dos batrachios do Brasil. Nematodeos intestinaes. **Scienza Medica 3**(11): 673-687.
- TRAVASSOS, L. 1926a. Contribuições para o conhecimento da fauna helminthologica brasileira XX. Revisão dos Acanthocephalos brasileiros. Parte II. Família Echinorhynchidae Hamann, 1892, sub.-fam. Centrorhynchinae Travassos, 1919. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 19**(1): 31-125.
- TRAVASSOS, L. 1926b. Entwicklung des *Rhabdias fuelleborni* n.sp. **Archives fur Schiffs und Tropenhygiene 30**: 594-602.
- TRAVASSOS, L. 1929. Filaridés des batraciens du Brésil. **Comptes Rendus des Seances Societe de Biologie 100**: 967-968.
- TRAVASSOS, L. 1931. Pesquisas helmintológicas realizadas em Hamburgo. IX. Ensaio monographico da família Cosmocercidae Travassos, 1925 (Nematoda). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 25**(3): 237-298.
- TRAVASSOS, L. 1932. Nota sobre *Strongyloides*. **Annaes da Academia Brasileira de Sciencias 4**(2): 39-40.
- TRAVASSOS, L. 1935. Alguns novos generos e especies de Trichostrongylidae. **Revista Medico – Cirúrgica do Brasil 43**(11): 345-361.
- TRAVASSOS, L. & A. DARRIBA. 1930. Pesquisas realizadas em Hamburgo. III. Trematódeos do gênero *Pneumonocoeces* e *Ostiolum*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 23**(5): 237-253.

- TRAVASSOS, L. & J.F.T. FREITAS. 1960. Excursão a Maicurú, Estado do Pará. **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro** 4(2): 13-15.
- TRAVASSOS, L. & J.F.T. FREITAS. 1964. Pesquisas helmintológicas realizadas em Maicurú, Estado do Pará. **Publicações Avulsas do Museu Paraense Emílio Goeldi** 1: 13-41.
- TRAVASSOS, L.; J.F.T. FREITAS & A. KOHN. 1969. Trematódeos do Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 67(1): 1-886.
- VICENTE, J.J & E. DOS SANTOS. 1976. Fauna helmintológica de *Leptodactylus ocellatus* (L., 1758) de Volta Redonda, Estado do Rio de Janeiro. **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro** 18: 27-42.
- VICENTE, J.J & C.R. JARDIM. 1980. Filarídeos da coleção helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz. I. Peixes, Anfíbios e Répteis. **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro** 21: 47-57p.
- VICENTE, J.J; H.O. RODRIGUES; D.C. GOMES & R.M. PINTO. 1991. Nematóides do Brasil. Parte II: Nematóides de Anfíbios. **Revista Brasileira de Zoologia** 7(4): 549-626.
- WILSON, D. & M.J. RONCADA. 1985. Valor do corante vital Rosa de Bengala como auxiliar no diagnóstico da xerose conjuntival em provas de triagem. **Revista de Saúde Pública** 19: 321-335.
- WINDSOR, D.A. 1995. Equal rights for parasites. **Conservation Biology** 9(1):1-2.
- WINDSOR, D.A. 1996. Stand up for parasites. **Trends in Ecology and Evolution** 11(1): 32.
- WINDSOR, D.A. 1998. Most of the species on Earth are parasites. **International Journal for Parasitology** 28(12): 1939-1941.

- YAMAGUTI, S. 1958. **Systema Helminthum. Vol. I. The Digenetic Trematodes of Vertebrates.** New York, Interscience Publishers, Inc., 1575p.
- YAMAGUTI, S. 1961. **Systema Helminthum. Volume III. The Nematodes of Vertebrates, part I e II.** New York, Interscience Publishers, Inc., 1261p.
- YAMAGUTI, S. 1963. **Systema Helminthum. Volume V. Acanthocephala.** New York, Interscience Publishers, Inc., 423p.
- YAMAGUTI, S. 1971. **Synopsis of the Digenetic Trematodes of Vertebrates. Vols. I e II.** Tokyo, Keigaku Publishing Co., 1074p+349 pranchas.
- YODER, H.R.& J.R. COGGINS. 1996. Helminth communities in the northern spring peeper, *Pseudacris c. crucier* Wied, and the wood frog, *Rana sylvatica* Le Conte from southeastern Wisconsin. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington** 63(2): 211-214.
- YODER, H.R.& J.R. COGGINS. 2007. Helminth communities in five species of sympatric amphibians from three adjacent ephemeral ponds in southeastern Wisconsin. **Journal of Parasitology** 93(4): 755-760.
- ZAR, J.H.1996. **Bioestatistical analysis.** Upper Saddle River, Prentice-Hall Inc., X-918p.

ANEXOS

ANEXO 1

Ficha de necropsia

FORMULÁRIO PARA NECROPSIA DE ANFÍBIOS

HOSPEDEIRO

JFA -

Nome genérico:	Nome específico:	Nome vulgar:
Local de coleta:		Data da coleta: / /
Armazenagem: () sim () não		Refrigerador: () Congelador: ()
Data da necropsia: / /		Sexo: () macho () fêmea
Comprimento do corpo: cm		Jovem: () sim () não
Peso: g		Largura da cabeça: cm
Modo de captura:		Coletor:
Obs:		

PARASITOS

Pele:
Boca:
Olhos:
Narinas:

Esôfago:

Estômago:

Intestino delgado:

Intestino grosso:

Cloaca:

Fígado:
Vesícula biliar:

Pulmões:

Coração:
Serosas:

Ovário:
Testículos:

Rins/Úreteres:

Bexiga urinária:

ANEXO 2

Hospedeiros depositados no Museu de Ciências e Tecnologia da Pontifícia Universidade
Católica do Rio Grande do Sul (MCT-PUCRS)



Porto Alegre, 24 de setembro de 2007.

Atestamos para os devidos fins que, Viviane Tavares depositou na coleção Herpetológica do Museu de Ciências e Tecnologia da PUC-RS (MCP) 90 exemplares do anfíbio anuro *Chaunus fernandezae*, coletados no município de Imbé / RS por ocasião do desenvolvimento do projeto "**Helmintos parasitos de *Chaunus fernandezae* (Gallardo 1957) (Anura; Bufonidae) do município de Imbé, Rio Grande do Sul**".

Segue abaixo a relação dos exemplares e o referido número de tomo na coleção MCP.

	nº coleção	espécie
1.	MCP 8833	<i>Chaunus fernandezae</i>
2.	MCP 8834	<i>Chaunus fernandezae</i>
3.	MCP 8835	<i>Chaunus fernandezae</i>
4.	MCP 8836	<i>Chaunus fernandezae</i>
5.	MCP 8837	<i>Chaunus fernandezae</i>
6.	MCP 8838	<i>Chaunus fernandezae</i>
7.	MCP 8839	<i>Chaunus fernandezae</i>
8.	MCP 8840	<i>Chaunus fernandezae</i>
9.	MCP 8841	<i>Chaunus fernandezae</i>
10.	MCP 8843	<i>Chaunus fernandezae</i>
11.	MCP 8844	<i>Chaunus fernandezae</i>
12.	MCP 8845	<i>Chaunus fernandezae</i>
13.	MCP 8846	<i>Chaunus fernandezae</i>
14.	MCP 8847	<i>Chaunus fernandezae</i>
15.	MCP 8848	<i>Chaunus fernandezae</i>
16.	MCP 8849	<i>Chaunus fernandezae</i>
17.	MCP 8850	<i>Chaunus fernandezae</i>
18.	MCP 8851	<i>Chaunus fernandezae</i>
19.	MCP 8852	<i>Chaunus fernandezae</i>
20.	MCP 8853	<i>Chaunus fernandezae</i>
21.	MCP 8854	<i>Chaunus fernandezae</i>
22.	MCP 8855	<i>Chaunus fernandezae</i>
23.	MCP 8856	<i>Chaunus fernandezae</i>
24.	MCP 8857	<i>Chaunus fernandezae</i>
25.	MCP 8858	<i>Chaunus fernandezae</i>

26	MCP 8859	<i>Chaunus fernandezae</i>
27	MCP 8860	<i>Chaunus fernandezae</i>
28	MCP 8861	<i>Chaunus fernandezae</i>
29	MCP 8862	<i>Chaunus fernandezae</i>
30	MCP 8863	<i>Chaunus fernandezae</i>
31	MCP 8864	<i>Chaunus fernandezae</i>
32	MCP 9029	<i>Chaunus fernandezae</i>
33	MCP 9030	<i>Chaunus fernandezae</i>
34	MCP 9031	<i>Chaunus fernandezae</i>
35	MCP 9032	<i>Chaunus fernandezae</i>
36	MCP 9033	<i>Chaunus fernandezae</i>
37	MCP 9034	<i>Chaunus fernandezae</i>
38	MCP 9035	<i>Chaunus fernandezae</i>
39	MCP 9036	<i>Chaunus fernandezae</i>
40	MCP 9037	<i>Chaunus fernandezae</i>
41	MCP 9096	<i>Chaunus fernandezae</i>
42	MCP 9097	<i>Chaunus fernandezae</i>
43	MCP 9098	<i>Chaunus fernandezae</i>
44	MCP 9099	<i>Chaunus fernandezae</i>
45	MCP 9100	<i>Chaunus fernandezae</i>
46	MCP 9101	<i>Chaunus fernandezae</i>
47	MCP 9102	<i>Chaunus fernandezae</i>
48	MCP 9103	<i>Chaunus fernandezae</i>
49	MCP 9104	<i>Chaunus fernandezae</i>
50	MCP 9105	<i>Chaunus fernandezae</i>
51	MCP 9106	<i>Chaunus fernandezae</i>
52	MCP 9148	<i>Chaunus fernandezae</i>
53	MCP 9149	<i>Chaunus fernandezae</i>
54	MCP 9150	<i>Chaunus fernandezae</i>
55	MCP 9151	<i>Chaunus fernandezae</i>
56	MCP 9152	<i>Chaunus fernandezae</i>
57	MCP 9153	<i>Chaunus fernandezae</i>
58	MCP 9154	<i>Chaunus fernandezae</i>
59	MCP 9155	<i>Chaunus fernandezae</i>
60	MCP 9156	<i>Chaunus fernandezae</i>
61	MCP 9157	<i>Chaunus fernandezae</i>
62	MCP 9158	<i>Chaunus fernandezae</i>
63	MCP 9159	<i>Chaunus fernandezae</i>
64	MCP 9160	<i>Chaunus fernandezae</i>
65	MCP 9161	<i>Chaunus fernandezae</i>
66	MCP 9162	<i>Chaunus fernandezae</i>
67	MCP 9163	<i>Chaunus fernandezae</i>
68	MCP 9164	<i>Chaunus fernandezae</i>
69	MCP 9165	<i>Chaunus fernandezae</i>
70	MCP 9166	<i>Chaunus fernandezae</i>
71	MCP 9167	<i>Chaunus fernandezae</i>
72	MCP 9364	<i>Chaunus fernandezae</i>
73	MCP 9365	<i>Chaunus fernandezae</i>
74	MCP 9366	<i>Chaunus fernandezae</i>
75	MCP 9367	<i>Chaunus fernandezae</i>
76	MCP 9368	<i>Chaunus fernandezae</i>
77	MCP 9369	<i>Chaunus fernandezae</i>
78	MCP 9370	<i>Chaunus fernandezae</i>
79	MCP 9371	<i>Chaunus fernandezae</i>
80	MCP 9372	<i>Chaunus fernandezae</i>
81	MCP 9373	<i>Chaunus fernandezae</i>
82	MCP 9374	<i>Chaunus fernandezae</i>
83	MCP 9375	<i>Chaunus fernandezae</i>
84	MCP 9376	<i>Chaunus fernandezae</i>

85	MCP 9377	<i>Chaunus fernandezae</i>
86	MCP 9378	<i>Chaunus fernandezae</i>
87	MCP 9379	<i>Chaunus fernandezae</i>
88	MCP 9380	<i>Chaunus fernandezae</i>
89	MCP 9381	<i>Chaunus fernandezae</i>
90	MCP 9382	<i>Chaunus fernandezae</i>

Dra. Gláucia Maria Funk Pontes
Curadora da Coleção Herpetológica
Museu de Ciências e Tecnologia PUCRS

ANEXO 3

Normas da Revista Brasileira de Zoologia.

INSTRUÇÕES AOS AUTORES

INFORMAÇÕES GERAIS

A Revista Brasileira de Zoologia, órgão da Sociedade Brasileira de Zoologia (SBZ), destina-se a publicar artigos científicos originais em Zoologia de seus sócios. Todos os autores deverão ser sócios e estarem quites com a tesouraria, para poder publicar na Revista.

Artigos redigidos em outro idioma que não o português, inglês ou espanhol poderão ser aceitos, a critério da Comissão Editorial.

MANUSCRITOS

Devem ser acompanhados por carta de concessão de direitos autorais e anuência, modelo disponível no site da SBZ, assinada por todos os autores. Os artigos devem ser enviados em três vias impressas e em mídia digital, disquete ou CD, em um único arquivo no formato PDF, incluindo as figuras e tabelas. O texto deverá ser digitado em espaço duplo, com margens esquerda e direita de 3 cm, alinhado à esquerda e suas páginas devidamente numeradas. A página de rosto deve conter: 1) título do artigo, mencionando o(s) nome(s) da(s) categoria(s) superior(es) à qual o(s) animal(ais) pertence(m); 2) nome(s) do(s) autor(es) com endereço(s) completo(s), exclusivo para recebimento de correspondências, e com respectivos algarismos arábicos para remissões; 3) resumo em inglês, incluindo o título do artigo se o mesmo for em outro idioma; 4) palavras-chave em inglês, no máximo cinco, em ordem alfabética e diferentes daquelas utilizadas no título; 5) resumo e palavras-chave na mesma língua do artigo, ou em português se o artigo for em inglês, e equivalentes às do resumo em inglês. O conjunto de informações dos itens 1 a 5 não deve exceder a 3500 caracteres considerando-se espaços.

Os nomes de gênero(s) e espécie(s) são os únicos do texto em *itálico*. A primeira citação de um taxa no texto, deve vir acompanhada do nome científico por extenso, com autor e data, e família.

Citações bibliográficas devem ser feitas em caixa alta reduzida (VERSALETE) e da seguinte forma: SMITH (1990), SMITH (1990: 128), LENT & JURBERG (1965), GUIMARÃES *et al.* (1983), artigos de um mesmo autor ou seqüências de citações devem ser arrolados em ordem cronológica.

ILUSTRAÇÕES E TABELAS

Fotografias, desenhos, gráficos e mapas serão denominados figuras. Desenhos e mapas devem ser feitos a traço de nanquim ou similar. Fotografias devem ser nítidas e contrastadas e não misturadas com desenhos. A relação de tamanho da figura, quando necessária, deve ser apresentada em escala vertical ou horizontal.

As figuras devem estar numeradas com algarismos arábicos, no canto inferior direito e chamadas no texto em ordem crescente, devidamente identificadas no verso, obedecendo a proporcionalidade do espelho (17,0 x 21,0 cm) ou da coluna (8,3 x 21,0 cm) com reserva para a legenda.

Legendas de figuras devem ser digitadas logo após à última referência bibliográfica da seção Referências Bibliográficas, sendo para cada conjunto um parágrafo distinto.

Gráficos gerados por programas de computador, devem ser inseridos como figura no final do texto, após as tabelas, ou enviados em arquivo em separado. Na composição dos gráficos usar fonte Arial. Não utilizar caixas de texto.

Figuras em formato digital devem ser enviadas em arquivos separados, no formato TIF com compactação LZW. No momento da digitalização utilizar as seguintes definições mínimas de resolução: 300 ppp para fotos coloridas ou em tons de cinza; 600 ppp para desenhos a traço. Não enviar desenhos e fotos originais quando da submissão do manuscrito, se necessário, serão solicitados a posteriori.

Tabelas devem ser geradas a partir dos recursos de tabela do editor de texto utilizado, numeradas com algarismos romanos e inseridas após a última legenda de figura. O cabeçalho de cada tabela deve constar junto à respectiva tabela.

Figuras coloridas poderão ser publicadas com a diferença dos

encargos custeada pelo(s) autor(es).

AGRADECIMENTOS

Agradecimentos, indicações de financiamento e menções de vínculos institucionais devem ser relacionados antes do item Referências Bibliográficas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

As Referências Bibliográficas, mencionadas no texto, devem ser arroladas no final do trabalho, como nos exemplos abaixo.

Periódicos devem ser citados com o nome completo, sem utilização de abreviaturas.

Não serão aceitas referências de artigos não publicados (ICZN, Art. 9).

Periódicos

NOGUEIRA, M.R.; A.L. PERACCHI & A. POL. 2002. Notes on the lesser white-lined bat, *Saccopteryx leptura* (Schreber) (Chiroptera, Emballonuridae), from southeastern Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia* 19 (4): 1123-1130.

LENT, H. & J. JURBERG. 1980. Comentários sobre a genitália externa masculina em *Triatoma* Laporte, 1832 (Hemiptera, Reduviidae). *Revista Brasileira de Biologia* 40 (3): 611-627.

SMITH, D.R. 1990. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera, Symphita) of America South of the United States: Pergidae. *Revista Brasileira de Entomologia* 34 (1): 7-200.

Livros

HENNIG, W. 1981. *Insect phylogeny*. Chichester, John Wiley, XX+514p.

Capítulo de livro

HULL, D.L. 1974. Darwinism and historiography, p. 388-402. *In*: T.F. GLICK (Ed.). *The comparative reception of Darwinism*. Austin, University of Texas, IV+505p.

Publicações eletrônicas

MARINONI, L. 1997. Sciomyzidae. *In*: A. SOLÍS (Ed.). *Las Familias de insectos de Costa Rica*. Disponível na World Wide Web em: <http://www.inbio.ac.cr/papers/insectoscr/Texto630.html> [data de acesso].

ENCAMINHAMENTO

Os artigos enviados à RBZ serão protocolados e encaminhados para consultores. As cópias do artigo, com os pareceres emitidos serão devolvidos ao autor correspondente para considerar as sugestões. Estas cópias juntamente com a versão corrigida do artigo impressa e o respectivo disquete, devidamente identificado, deverão retornar à RBZ. Alterações ou acréscimos aos artigos após esta fase poderão ser recusados. Provas serão enviadas eletronicamente ao autor correspondente.

SEPARATAS

Todos os artigos serão reproduzidos em 50 separatas, e enviadas gratuitamente ao autor correspondente. Tiragem maior poderá ser atendida, mediante prévio acerto de custos com o editor.

EXEMPLARES TESTEMUNHA

Quando apropriado, o manuscrito deve mencionar a coleção da instituição onde podem ser encontrados os exemplares que documentam a identificação taxonômica.

RESPONSABILIDADE

O teor gramatical, independente de idioma, e científico dos artigos é de inteira responsabilidade do(s) autor(es).