



CLÁUDIA CALEGARO-MARQUES

**ANÁLISE ECOLÓGICA DA HELMINTOFAUNA  
DO SABIÁ-LARANJEIRA *Turdus rufiventris* E DO PARDAL  
*Passer domesticus* NA REGIÃO METROPOLITANA DE  
PORTO ALEGRE, RS.**

Tese 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 Doutor em Biologia Animal.

Área de Concentração: Biodiversidade

Orientador: Profa Dra Suzana Bencke Amato

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL

PORTO ALEGRE

2006

ANÁLISE ECOLÓGICA DA HELMINTOFAUNA  
DO SABIÁ-LARANJEIRA *Turdus rufiventris* E DO PARDAL *Passer  
domesticus* NA REGIÃO METROPOLITANA DE PORTO ALEGRE, RS.

CLÁUDIA CALEGARO-MARQUES

Aprovada em 20 /dezembro/2006.

---

Profa Dra Carla Suertegaray Fontana

---

Profa Dra Inga Ludmila Veitenheimer Mendes

---

Prof. Dr Luís Cláudio Muniz Pereira

---

Profa Dra Suzana Bencke Amato

# SUMÁRIO

	Página
<b>AGRADECIMENTOS</b> .....	v
<b>LISTA DE TABELAS</b> .....	vii
<b>LISTA DE FIGURAS</b> .....	xi
<b>RESUMO</b> .....	xiv
<b>1. INTRODUÇÃO</b> .....	1
1.1. O parasitismo e a biodiversidade .....	1
1.2. A biodiversidade e a urbanização .....	3
1.3. Ecologia e estrutura das comunidades de helmintos .....	5
1.4. As aves.....	9
1.5. Biologia das espécies hospedeiras .....	10
1.6. O estudo da helmintofauna de aves: considerações históricas .....	14
1.7. A helmintofauna do sabiá-laranjeira e do pardal.....	16
1.8. Objetivos.....	20
<b>2. MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	23
2.1. Caracterização da área de estudo e dos locais de coleta .....	23
2.2. Coleta dos hospedeiros .....	29
2.3. Necropsia e exame das aves .....	34
2.4. Coleta e fixação dos helmintos.....	37
2.5. Processamento dos helmintos .....	38
2.6. Identificação dos helmintos.....	40
2.7. Depósito dos espécimes .....	41
2.8. Parâmetros ecológicos e análise estatística.....	42

<b>3. RESULTADOS</b> .....	48
3.1. Taxonomia, descrição e resenha taxonômica dos helmintos .....	48
3.1.1. Digenéticos .....	48
<i>Brachylaima</i> sp. ....	48
<i>Tamerlania inopina</i> .....	55
<i>Conspicuum conspicuum</i> .....	60
<i>Lutztrema obliquum</i> .....	66
<i>Eumegacetes</i> sp. ....	71
3.1.2. Cestóides .....	76
<i>Fernandezia spinosissima</i> .....	76
<i>Choanotaenia passerina</i> .....	80
<i>Dilepis undula</i> .....	83
<i>Wardium fernandensis</i> .....	87
3.1.3. Acantocéfalos .....	92
<i>Lueheia inscripta</i> .....	92
3.1.4. Nematóides .....	100
<i>Aonchotheca</i> sp. ....	100
<i>Oxyspirura petrowi</i> .....	107
<i>Microtetrameres pusilla</i> .....	113
<i>Dispharynx nasuta</i> .....	119
<i>Aproctella stoddardi</i> .....	126
<i>Cardiofilaria pavlovskyi</i> .....	132
<i>Cardiofilaria</i> sp. ....	138
<i>Strongyloides oswaldoi</i> .....	143
<i>Syngamus trachea</i> .....	149

3.2. Análise ecológica e estrutura da comunidade de helmintos do sabiá-laranjeira e do pardal .....	154
3.2.1. Parâmetros ecológicos .....	154
3.2.2. Estrutura da comunidade de helmintos .....	168
3.2.2.1. Valor de importância das espécies nas comunidades de helmintos de <i>Turdus rufiventris</i> e <i>Passer domesticus</i> .....	168
3.2.2.2. Padrão de dispersão dos helmintos.....	169
3.2.2.3. Associações interespecíficas .....	169
3.2.2.4. Análise sexo-etária .....	173
3.2.2.5. Influência da sazonalidade na coleta das aves .....	188
3.2.2.6. Influência da paisagem .....	192
<b>4. DISCUSSÃO .....</b>	<b>199</b>
4.1. Importância dos ciclos de vida na estruturação das comunidades de helmintos.....	202
4.2. Interações interespecíficas e a estrutura da comunidade de helmintos.....	210
4.3. Comparação entre a helmintofauna do sabiá-laranjeira e do pardal .....	211
4.4. Influência da idade e do sexo dos hospedeiros na comunidade de helmintos.....	213
4.5. A estrutura da comunidade de helmintos e a variação entre as estações .....	217
4.6. A influência da paisagem na fauna helmintológica.....	220
<b>5. CONCLUSÃO .....</b>	<b>223</b>
<b>6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....</b>	<b>226</b>

**ANEXOS**

Anexo 1. Lista de helmintos registrados para as espécies do gênero *Turdus*  
(exceto Brasil)

Anexo 2. Lista de helmintos registrados para *Passer domesticus* (exceto Brasil)

Anexo 3. Nota de pesquisa publicada na revista científica Biociências

## AGRADECIMENTOS

A DEUS, pelo dom da vida, do amor e da esperança...

Muitas pessoas foram importantes...

Profa Dra Suzana Bencke Amato pela orientação e apoio durante o desenvolvimento deste trabalho, mas, principalmente por ter aberto meus olhos para o fascinante mundo dos parasitos.

Prof. Dr. José Felipe Ribeiro Amato pela orientação e auxílio com as técnicas laboratoriais e fotográficas necessárias para o desenvolvimento desta pesquisa e por me mostrar a parasitologia como um prisma multifacetado...

Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) pelas licenças para captura e transporte dos hospedeiros e Secretaria Municipal do Meio Ambiente (SMAM) pela autorização para coleta nos parques da Região Metropolitana de Porto Alegre.

Dr. Régis Alexandre Lahm e geógrafo Roger Santos do Laboratório de Tratamento de Imagens e Geoprocessamento da Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul (LTIG-PUCRS).

Laboratório de Ornitologia do Museu de Ciência e Tecnologia da PUCRS, em especial a Dra Carla Suertegaray Fontana, pelo depósito dos hospedeiros.

Agências de fomento Capes e CNPq, pela bolsa de estudos concedida durante estes anos de doutorado.

Dra Carla Suertegaray Fontana, Dra Inga Ludmila Veitenheimer Mendes e Dr Luís Cláudio Muniz Pereira pela participação na banca examinadora.

Colegas do Laboratório de Helminologia: Eliane, Samantha, Adriane, Viviane, Cassandra, Laura, Daudt e Guilherme. Alguns estiveram comigo desde o princípio, outros foram chegando... Mas a todos vocês, MUITO OBRIGADA

pela convivência, companheirismo, auxílio e respeito ao longo de todos estes anos. Um especial agradecimento a Samantha pela ajuda com as fotos e pranchas.

Chico, Cristiano, Lúcia, Daniela, Juliano, Cristian, Cassandra, Molla, Magnus, Fernanda e seu tio Wilson, Daudt, Paquito, Kelleter, Rosane, Pizzuti, Dudu e seus pais Ana Isabel e Paulo, pela ajuda para a obtenção dos hospedeiros, seja capturando, auxiliando nas saídas de campo ou disponibilizando os quintais de suas casas e chácaras para a coleta.

Outras pessoas foram IMPRESCINDÍVEIS...

Minha mãe Zaira e meu pai Silvio foram o meu braço direito, e algumas vezes... até o esquerdo, nestes últimos tempos. Obrigada por cuidarem tão bem e com tanto carinho das minhas obras-primas...

Gabriel e Ana Beatriz, as obras-primas... a luz... o amor incondicional... Obrigada por estarem sempre prontos para um longo abraço, muitos beijos carinhosos e um cantinho na cama quando EU estava precisando de conforto... Obrigada por serem meus filhos!

Júlio, como agradecer? Com palavras? Com as que eu conheço... seria impossível! Mas quero que todos saibam que sem o teu apoio, em todas as fases, este trabalho não teria chegado ao seu final. Obrigada por tudo, mas principalmente pelo teu amor, carinho e amizade.

A todos... MUITO OBRIGADA!

Aos imprescindíveis... TODO O MEU AMOR!

## LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela I. Lista dos helmintos registrados em <i>Turdus</i> spp. no Brasil .....	17
Tabela II. Lista dos helmintos registrados em <i>Passer domesticus</i> no Brasil .....	22
Tabela III. Localização dos locais de coleta na Região Metropolitana de Porto Alegre, RS .....	25
Tabela IV – Quantificação (em % da área de 1 km <sup>2</sup> ) da paisagem nos locais de coleta: área construída, mata, campo, solo exposto e água .....	28
Tabela V. Distribuição das coletas por hospedeiro/ano/paisagem/estação.....	33
Tabela VI. Seqüência das etapas necessárias à coloração de helmintos através de processo regressivo, segundo AMATO <i>et al.</i> (1991). .....	39
Tabela VII. Prevalência, amplitude da intensidade de infecção, intensidade média e abundância média dos helmintos parasitos de 151 sabiás- laranjeira, <i>Turdus rufiventris</i> .....	158
Tabela VIII. Novos registros para as espécies de helmintos encontrados em <i>Turdus rufiventris</i> . .....	159
Tabela IX. Prevalência, amplitude da intensidade de infecção, intensidade média e abundância média dos helmintos parasitos de 160 pardais, <i>Passer domesticus</i> . .....	165
Tabela X. Classificação das espécies de helmintos parasitos de sabiás- laranjeira, <i>Turdus rufiventris</i> , segundo os valores de importância (I) de THUL <i>et al.</i> (1985). .....	170
Tabela XI. Classificação das espécies de helmintos parasitos de pardais, <i>Passer domesticus</i> , segundo os valores de importância (I) de THUL <i>et</i> <i>al.</i> (1985). .....	171

- Tabela XII. Coeficiente de afinidade de Jaccard (q) entre as espécies de helmintos que co-ocorreram em sabiás-laranjeira, *Turdus rufiventris*, e número de indivíduos infectados com ambas espécies (n) são apresentados na diagonal superior da tabela. Na diagonal inferior é mostrado o resultado do teste de qui-quadrado com correção de Yates ( $X^2$ ) para cada associação interespecífica e seu respectivo nível de significância (p). Os resultados de  $X^2$  significativos e o maior coeficiente de afinidade de Jaccard para cada espécie são mostrados em negrito.....172
- Tabela XIII. Comparação do número de indivíduos adultos e juvenis de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, infectados (positivos) e não infectados (negativos) com as diferentes espécies de parasitos. As diferenças significativas entre as faixas etárias estão salientadas com negrito. ....177
- Tabela XIV. Comparação da infecção de adultos e juvenis de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris* com as diferentes espécies de parasitos. São incluídas apenas as espécies presentes em ambas as classes etárias. Os valores mostrados representam a média de parasitos por hospedeiro necropsiado positivo  $\pm$  desvio padrão [amplitude] e tamanho da amostra para cada classe etária. O resultado da comparação entre as classes pelo teste de Mann-Whitney (U) e sua respectiva probabilidade (p) também são mostrados.....179
- Tabela XV. Comparação do número de indivíduos machos e fêmeas adultos de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, infectados (positivos) e não infectados (negativos) com as diferentes espécies de parasitos. As diferenças significativas entre os sexos estão salientadas com negrito.....180

- Tabela XVI. Comparação da infecção de machos e fêmeas adultos de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, com as diferentes espécies de parasitos. Os valores mostrados representam a média de parasitos por hospedeiro necropsiado positivo  $\pm$  desvio padrão [amplitude] e tamanho da amostra para cada sexo. O resultado da comparação entre as classes pelo teste de Mann-Whitney (U) e sua respectiva probabilidade (p) também são apresentados.....181
- Tabela XVII. Comparação do número de indivíduos adultos e juvenis de pardal, *Passer domesticus*, infectados (positivos) e não infectados (negativos) com as diferentes espécies de parasitos. ....185
- Tabela XVIII. Comparação do número de machos e fêmeas adultos de pardal (*Passer domesticus*) infectados (positivos) e não infectados (negativos) com as diferentes espécies de parasitos. ....186
- Tabela XIX. Comparação da infecção de machos e fêmeas adultos de pardal (*Passer domesticus*) com as diferentes espécies de parasitos. Os valores mostrados representam a média de parasitos por hospedeiro necropsiado positivo  $\pm$  desvio padrão [amplitude] e número de hospedeiros infectados para cada sexo. O resultado da comparação pelo teste de Mann-Whitney (U) e sua respectiva probabilidade (p) também são apresentados.....187
- Tabela XX. Comparação do número de sabiás-laranjeira (*Turdus rufiventris*) infectados (positivos) e não infectados (negativos) com as diferentes espécies de parasitos durante as quatro estações (outono, inverno, primavera e verão). O resultado da comparação entre as estações pelo teste G (G; g.l.=3) e sua respectiva probabilidade (p) também são apresentados. As diferenças significativas entre as estações estão salientadas com negrito. ....189

- Tabela XXI. Comparação da infecção de sabiás-laranjeira (*Turdus rufiventris*) com as diferentes espécies de parasitos durante as quatro estações (outono, inverno, primavera e verão). Os valores mostrados representam a média de parasitos por hospedeiro necropsiado positivo  $\pm$  desvio padrão [amplitude] e tamanho amostral. O resultado da comparação pelo teste de Kruskal-Wallis (H) e sua respectiva probabilidade (p) também são apresentados.....190
- Tabela XXII. Comparação do número de pardais (*Passer domesticus*) infectados (positivos) e não infectados (negativos) com as diferentes espécies de parasitos durante as quatro estações (outono, inverno, primavera e verão, n=40 cada). O resultado da comparação entre as estações pelo teste G (G; g.l.=3) e sua respectiva probabilidade (p) também são apresentados. As diferenças significativas entre as estações estão salientadas com negrito. ....191
- Tabela XXIII. Avaliação do poder de predição de cada tipo de ambiente (variável independente: área construída, mata, campo, solo exposto e água) sobre a abundância de *Conspicuum conspicuum*, *Microtetrameres pusilla* e *Aproctella stoddardi* em sabiás-laranjeira, *Turdus rufiventris*, (variável dependente). Os valores mostrados representam os resultados do teste de regressão: F, probabilidade (p) e coeficiente de determinação ( $r^2$ ). Os ambientes com poder de predição ao nível de 1% (p protegido=5%/5 testes) estão destacados em negrito. ....195

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Mapa mostrando a distribuição dos locais de coleta na Região Metropolitana de Porto Alegre (numeração de acordo com a Tabela III).....	26
Figura 2. Esquema diagramático mostrando a caracterização dos locais de coleta de sabiás-laranjeira e pardais na Região Metropolitana de Porto Alegre. O local representado está localizado no bairro Vila Nova (VNO).....	27
Figura 3. Espécime de sabiá-laranjeira <i>Turdus rufiventris</i> .....	30
Figura 4. Espécime de pardal <i>Passer domesticus</i> : macho (a) e fêmea (b).....	31
Figura 5. Rede de neblina utilizadas para a captura dos hospedeiros.....	32
Figura 6. Ficha de necropsia utilizada durante o exame das aves.....	36
Figuras 7 - 9. <i>Brachylaima</i> sp., fotomicrografias .....	54
Figuras 10 - 12. <i>Tamerlania inopina</i> , fotomicrografias .....	59
Figuras 13 - 16. <i>Conspicuum conspicuum</i> , fotomicrografias.....	65
Figuras 17 - 19. <i>Lutztrema obliquum</i> , fotomicrografias .....	70
Figuras 20 - 21. <i>Eumegacetes</i> sp., fotomicrografias.....	75
Figura 22. <i>Fernandezia spinosissima</i> , fotomicrografia .....	91
Figura 23. <i>Dilepis undula</i> , fotomicrografia .....	91
Figura 24. <i>Wardium fernandensis</i> , fotomicrografia .....	91
Figuras 25 - 26. <i>Dilepis undula</i> , fotomicrografias.....	91
Figuras 27 - 28. <i>Wardium fernandensis</i> , fotomicrografias.....	91
Figuras 29 - 36. <i>Lueheia inscripta</i> , fotomicrografias.....	99
Figuras 37 - 41. <i>Aonchotheca</i> sp., fotomicrografias .....	106

Figuras 42 - 45. <i>Oxyspirura petrowi</i> , fotomicrografias.....	112
Figuras 46 - 52. <i>Microtetrameres pusilla</i> , fotomicrografias .....	118
Figuras 53 - 57. <i>Dispharynx nasuta</i> , fotomicrografias .....	125
Figuras 58 - 60. <i>Aproctella stoddardi</i> , fotomicrografias.....	131
Figuras 61 - 64. <i>Cardiofilaria pavlovskyi</i> , fotomicrografias .....	137
Figuras 65 - 67. <i>Cardiofilaria</i> sp., fotomicrografias .....	142
Figuras 68 - 71. <i>Strongyloides oswaldoi</i> , fotomicrografias .....	148
Figuras 72 - 78. <i>Syngamus trachea</i> , fotomicrografias.....	153
Figura 79. Contribuição de cada um dos grupos taxonômicos (número total e porcentagem) na helmintofauna de sabiá-laranjeira, <i>Turdus rufiventris</i> .....	157
Figura 80. Riqueza cumulativa de espécies de parasitos encontradas em relação ao número cumulativo de sabiás-laranjeira, <i>Turdus rufiventris</i> , necropsiados (em ordem cronológica). .....	160
Figura 81. Riqueza parasitária em <i>Turdus rufiventris</i> , sabiá-laranjeira.....	161
Figura 82. Riqueza apresentada pelos diferentes grupos de helmintos da fauna helmintológica do sabiá-laranjeira, <i>Turdus rufiventris</i> .....	162
Figura 83. Contribuição de cada um dos grupos taxonômicos (número total e porcentagem) na helmintofauna do pardal, <i>Passer domesticus</i> . .....	163
Figura 84. Riqueza cumulativa de espécies de parasitos encontradas em relação ao número cumulativo de pardais, <i>Passer domesticus</i> , necropsiados (em ordem cronológica).....	164
Figura 85. Freqüência do número de helmintos encontrados por pardal, <i>Passer domesticus</i> . .....	166
Figura 86. Riqueza apresentada pelos diferentes grupos de helmintos da fauna helmintológica do pardal, <i>Passer domesticus</i> . .....	167

Figura 87. Relação entre o peso dos sabiás ( <i>Turdus rufiventris</i> ) adultos e a riqueza de espécies de parasitos. ....	174
Figura 88. Riqueza de espécies de parasitos presentes em sabiás ( <i>Turdus rufiventris</i> ) adultos machos (a) e fêmeas (b). ....	176
Figura 89. Relação entre a intensidade de infecção por <i>Tamerlania inopina</i> e o peso (gramas) de pardais, <i>Passer domesticus</i> , adultos infectados. ....	182
Figura 90. Riqueza de espécies de parasitos presentes em pardais, <i>Passer domesticus</i> , adultos machos (a) e fêmeas (b). ....	184
Figura 91. Riqueza de espécies de parasitos em sabiás-laranjeira ( <i>Turdus rufiventris</i> ) coletados em paisagens rurais (n=73) e urbanas (n=78). ....	193
Figura 92. Relação entre a diversidade de ambientes ( $H'$ =índice de diversidade de Shannon, variável independente) e a riqueza média de parasitos por hospedeiro nos 17 locais de coleta de sabiás, <i>Turdus rufiventris</i> (variável dependente). ....	194
Figura 93. Relação entre a representatividade do ambiente área construída nos locais de coleta e a abundância de <i>Microtetrameres pusilla</i> em <i>Turdus rufiventris</i> . ....	196
Figura 94. Relação entre a diversidade de ambientes ( $H'$ =índice de diversidade de Shannon, variável independente) e a riqueza média de parasitos por hospedeiro nos 10 locais de coleta de pardais, <i>Passer domesticus</i> (variável dependente). ....	198

## RESUMO

O Brasil é um dos países com a maior riqueza de aves do mundo (1.677 espécies). A Ordem Passeriformes detém 56% desta riqueza, incluindo o sabiá-laranjeira *Turdus rufiventris* e o pardal *Passer domesticus* (introduzido), espécies cuja composição, padrão e estrutura da comunidade de helmintos foram investigadas nesta pesquisa. As aves (N=160 de cada espécie) foram capturadas com o auxílio de alçapões e de redes de neblina em paisagens urbanas e rurais da Região Metropolitana de Porto Alegre, RS. Quinze espécies de helmintos foram encontradas no sabiá-laranjeira (sete nematóides, quatro digenéticos, três cestóides e um acantocéfalo), com riqueza média de 2,92 espécies/hospedeiro. No pardal, a riqueza média foi de 0,19 espécies/hospedeiro e cinco espécies de helmintos foram encontradas (dois digenéticos, dois nematóides e um cestóide). Nove espécies foram dominantes, cinco co-dominantes e uma subordinada na comunidade de helmintos do sabiá, enquanto para o pardal, quatro espécies foram dominantes e uma co-dominante. Machos e fêmeas adultos das duas espécies hospedeiras apresentaram comunidades de parasitos semelhantes. Os sabiás-laranjeira adultos, por sua vez, tiveram uma maior riqueza de parasitos do que os juvenis. A fauna parasitária encontrada nestas espécies hospedeiras reflete em grande parte a dieta das aves, considerando que muitas das espécies de helmintos são adquiridas através da ingestão de hospedeiros intermediários infectados. As variações na prevalência apresentada por algumas espécies de helmintos entre as diferentes estações do ano e na riqueza da helmintofauna entre as paisagens rural e urbana são compatíveis com possíveis diferenças na disponibilidade de invertebrados e/ou de outros itens alimentares (tais como frutos) nestas épocas e/ou paisagens dominadas por ambientes distintos.

## INTRODUÇÃO

### 1.1. O parasitismo e a biodiversidade

Os parasitos representam uma proporção significativa da biodiversidade de espécies existentes no planeta e o parasitismo é a relação mais comum entre os seres vivos (Thompson 1994 *apud* WINDSOR 1998) considerando que, praticamente toda a espécie de metazoário de vida livre hospeda pelo menos uma espécie de parasito (POULIN & MORAND 2004). Infelizmente, no entanto, nosso conhecimento acerca desta fascinante parcela da biodiversidade ainda é escasso, embora eles sejam um importante componente dos ecossistemas (MCLAUGHLIN 2001). Apesar do número de espécies de parasitos ser, ainda, desconhecido, PRICE (1980) sugere que existem mais espécies parasitas do que de vida livre. Sob um conceito amplo de parasitismo que inclui desde insetos que se alimentam de plantas até aves que colocam os seus ovos no ninho de outra espécie, entre 30 a 50% das espécies animais conhecidas poderiam ser classificadas como parasitos (PRICE 1980; WINDSOR 1998). Apenas para o Filo Nematoda 20.000 espécies já foram descritas, mas estima-se que este valor represente apenas 2% da riqueza real, ou seja, a diversidade de nematóides seria da ordem de 1.000.000 de espécies (ORIANIS 1997).

No entanto, a riqueza de espécies parasitas nunca será totalmente conhecida até que todos os hospedeiros tenham sido descritos e estudados (WINDSOR 1998), uma tarefa aparentemente inatingível tendo em vista a estimativa de que existam cerca de 10 milhões de seres vivos na Terra (WILSON 2002). Assim como alguns helmintos são específicos a uma única espécie

hospedeira (ROBERTS & JANOVY 2000), outros podem utilizar mais de um hospedeiro e os hospedeiros podem abrigar várias espécies de parasitos. Estes requerem ainda hospedeiros intermediários adequados e/ou condições favoráveis para os estágios de vida livre ou mecanismos adequados de transmissão de um hospedeiro para o outro (HOLMES & PRICE 1986). Dentro desta complexa relação parasito-hospedeiro, se considerarmos, ainda, a taxa de extinção, que é estimada em uma espécie a cada 20 minutos, conclui-se que boa parcela da fauna helmintológica está sendo perdida, em grande parte sem o conhecimento da ciência (WILSON 1992; LEVIN & LEVIN 2002). Como os parasitos são componentes integrantes da biodiversidade, é necessário considerar as conseqüências de suas extinções locais e globais (WINDSOR 1995).

Os estudos acurados da biodiversidade e fauna mundiais de parasitos estão baseados na importância intrínseca e extrínseca dos parasitos na saúde dos ecossistemas, como agentes de doenças, e nos ambientes natural e doméstico, terrestre, marinho ou de água doce (BROOKS & HOBERG 2000). Dentro deste contexto, a parasitologia é uma das áreas mais integradoras dentro da Biologia, unindo ecologia, sistemática, evolução, biogeografia, comportamento e uma variedade de fenômenos biológicos, através de um contínuo de micro- a macroparasitos e seus hospedeiros vertebrados e invertebrados. As informações obtidas de estudos com parasitos têm um efeito sinérgico, pois adicionam mais do contexto ecológico, histórico e biogeográfico ao estudo da biosfera do que aqueles derivados de organismos de vida livre (BROOKS & HOBERG 2000). Os parasitos nos informam sobre a ecologia e o comportamento do hospedeiro e suas interações tróficas. Como os complexos ciclos de vida dos parasitos estão integrados dentro de intrincadas teias alimentares, eles podem ser indicadores das relações tróficas, da estrutura das teias alimentares, das preferências alimentares e do modo de forrageamento dos hospedeiros (Hoberg 1996 *apud*

BROOKS & HOBERG 2000). Este tipo de informação deve ser priorizado e os parasitos devem ser considerados como provas da biodiversidade e como bibliotecas de história natural e geológica. Desta forma, os estudos da helmintofauna são importantes fontes de argumentação no desenvolvimento de estratégias de conservação, pelo reconhecimento de sua diversidade e sua importância evolutiva (GARDNER & CAMPBELL 1992).

Na biologia da conservação dos hospedeiros os parasitos têm papéis variados. Enquanto por um lado os parasitos patogênicos podem representar uma ameaça aos programas de manejo e recuperação de espécies ameaçadas (HOLMES 1996), por outro eles podem desempenhar um importante papel no controle populacional dos hospedeiros (vertebrados e invertebrados) evitando a superpopulação e auxiliando na manutenção da diversidade genética e estruturação das comunidades onde vivem (WINDSOR 1995; 1996).

## **1.2. A biodiversidade e a urbanização**

A diversidade e a abundância animal são radicalmente alterados em paisagens urbanas em comparação a paisagens naturais (MARZLUFF 2001; MCKINNEY 2002). A urbanização envolve uma das mais extremas formas de alteração do ambiente natural, geralmente levando a uma completa reestruturação da vegetação e composição das espécies (MILLER & HOBBS 2002).

A ecologia urbana tornou-se um campo multidisciplinar, no qual biólogos colaboram com antropólogos, sociólogos e geógrafos para o entendimento dos complexos processos neste ecossistema altamente dinâmico (ALBERTI *et al.* 2003), sendo, atualmente, um dos principais focos em biologia da conservação (MILLER & HOBBS 2002).

A maioria das espécies que tem sucesso em paisagens urbanas é remanescente de espécies nativas que conseguiram se adaptar à paisagem urbana e a sua ampla variedade de condições, mas que também utilizam recursos naturais. No entanto, muitas espécies são menos tolerantes e podem ser levadas a extinções locais (MCKINNEY 2002). Sendo assim, apesar da alta disponibilidade de recursos suportar altas densidades animais nas cidades, a diversidade local tende a diminuir com o aumento da urbanização.

A urbanização pode ser considerada como um gradiente de modificações no hábitat em uma área restrita, abrangendo desde paisagens rurais ou semi-naturais até aquelas com o mais alto grau de interferência humana (MCDONNELL & PICKETT 1990). Estudos realizados nestes gradientes examinam alterações ao longo de um transecto que parte do núcleo da cidade em direção a regiões mais afastadas e com ecossistemas menos alterados (MCKINNEY 2002). Muitos estudos relatam que as menores diversidades de espécies ao longo de um gradiente urbano-rural ocorrem nos ambientes muito edificados, ou seja, no núcleo urbano. Nestes núcleos, plantas, insetos, aves e mamíferos apresentam o número de espécies reduzido a menos da metade daquele encontrado em paisagens rurais, mais naturais, no outro extremo do gradiente (MCKINNEY 2002).

Alterações como as encontradas no gradiente urbano-rural modificam drasticamente o ambiente para os parasitos e seus hospedeiros. No entanto, maior atenção foi dispensada às parasitoses humanas, como a malária e a esquistossomose, que tiveram a sua transmissão facilitada em ambientes modificados pelo homem. Outros parasitos, particularmente aqueles com complexos ciclos de vida, geralmente diminuem a sua densidade com a diminuição da biodiversidade em um ambiente, já que um declínio na densidade e distribuição de uma espécie hospedeira pode criar uma falha no ciclo,

ocasionando uma diminuição na capacidade de transmissão destes parasitos (LAFFERTY & KURIS 2005).

### **1.3. Ecologia e estrutura das comunidades de helmintos**

Segundo POULIN (2001), os padrões e processos que envolvem a estrutura das comunidades de parasitos foram bastante estudados nas décadas de 1980 e 1990. No entanto, ainda não existe consenso em relação à importância da relação interespecífica entre parasitos na estruturação das suas comunidades. Alguns trabalhos sugerem que a presença de uma espécie não influencia a presença de outra, enquanto outros mostram que as comunidades de helmintos podem ser altamente interativas e que uma espécie pode influenciar na abundância e distribuição de outra (POULIN 1999; 2001).

A identificação acurada dos recursos utilizados pelos organismos ajuda a elucidar os processos envolvidos nas suas comunidades. No caso dos parasitos, uma grande proporção destes recursos está fortemente correlacionada com a espécie hospedeira ou mais especificamente, com a região de seu corpo que é explorada. Apesar da diversidade genética e fisiológica que existe dentre e entre as populações de hospedeiros, elas proporcionam habitats bastante semelhantes e as espécies pertencentes a um mesmo táxon são estruturalmente semelhantes para a colonização pelos parasitos (HOLMES & PRICE 1986). Acerca das comunidades de parasitos de espécies hospedeiras semelhantes, HOLMES & PRICE (1986) propuseram as seguintes generalizações: (1) a maioria dos parasitos tem sucesso em, relativamente, poucas espécies de hospedeiro; (2) espécies de parasitos comuns em uma determinada espécie de hospedeiro, não são normalmente comuns em outras; (3) diferentes espécies de hospedeiros de uma mesma comunidade geralmente não possuem os mesmos parasitos; e (4)

parasitos que possuem mais de um hospedeiro são, normalmente, encontrados com frequências estatisticamente diferentes.

Além disso, conforme citado anteriormente, muitas espécies de parasitos apresentam um certo grau de especificidade aos hospedeiros, o que está relacionado com sua habilidade em procurar o hospedeiro adequado. Aqueles parasitos, que ativamente procuram e invadem o hospedeiro podem escolher a espécie hospedeira e esta seleção pode ser guiada por informações programadas geneticamente. Já aquelas espécies que colonizam os hospedeiros através da ingestão de seus ovos, cistos ou hospedeiros intermediários infectados, são incapazes de rejeitar um hospedeiro. Estes últimos sofrem pressões seletivas mais fortes para aumentar a probabilidade de atingir os hospedeiros necessários para o seu desenvolvimento (HOLMES & PRICE 1986).

A especificidade pode estar relacionada, também, com o microhábitat ocupado pelo parasito em seu hospedeiro. Algumas espécies têm microhábitats mais restritos enquanto outras podem se deslocar de um microhábitat para outro com o amadurecimento. Além disso, a presença de um helminto pode modificar a escolha de um microhábitat por outra espécie (HOLMES 1973). É no nível de microhábitat que ocorre a maior parte da diferenciação de nichos entre os parasitos de uma mesma espécie hospedeira. As variáveis que influenciam no sucesso de um dado parasito incluem a disponibilidade de nutrientes, a umidade e a temperatura, assim como fatores que afetam a especificidade ao hospedeiro, a natureza da resposta imune do hospedeiro e a habilidade do parasito em contra-atacar esta resposta (ESCH *et al.* 1990).

BUSH (1990) sugere que o padrão de distribuição dos helmintos entre as espécies hospedeiras está relacionado com a distribuição geográfica, idade e sexo do hospedeiro e com a sazonalidade ambiental. Parece existir uma relação positiva entre a área de distribuição do hospedeiro e o número de espécies de

parasitos registradas para ele; isto é, à medida que ocorre um aumento da distribuição geográfica do hospedeiro há uma tendência de aumento da riqueza da comunidade local de parasitos, o que aumenta a probabilidade de competição entre eles. Isto também aumenta a probabilidade de troca de parasitos entre comunidades, aumentando a probabilidade de resistência genética e imunológica do hospedeiro, devido a esta exposição a um maior número de espécies de parasitos (PRICE 1990).

Além da distribuição geográfica, a densidade do hospedeiro também influencia a estrutura da sua comunidade de parasitos. Quando sua abundância local aumenta, aumentam as chances de manutenção de uma dada espécie de parasito e a riqueza de espécies de parasitos na comunidade em geral, além de provocar uma diminuição na probabilidade de extinção dos parasitos (PRICE 1990). De uma maneira geral, um aumento na densidade leva a um declínio no tamanho corporal do hospedeiro e, conseqüentemente, a um aumento na taxa de crescimento da sua população. Assim, a alta taxa reprodutiva do hospedeiro mantém a população abastecida de novos indivíduos que não ficarão saturados com as espécies parasitas, o que acarretará em uma redução da competição nestas comunidades (PRICE 1990).

KENNEDY *et al.* (1986) sugerem que os principais fatores que contribuem para uma alta riqueza nas comunidades de parasitos estão relacionados a características do hospedeiro, tais como a complexidade do canal alimentar (quanto mais complexo o hábitat, maior a diversidade de nichos ocupados pelos parasitos), a quantidade de alimento ingerido (aumenta a probabilidade de infecção pelos parasitos e o número de indivíduos por espécie), a movimentação do hospedeiro (aumenta a sua exposição a uma maior quantidade de parasitos e à efetividade de amostragem dos hábitats) e a amplitude da dieta do hospedeiro

(espécies generalistas são expostas a uma maior variedade de fontes de parasitos do que as especialistas).

BUSH (1990), por outro lado, considera que o ambiente, com os seus habitats, é o principal determinante do padrão das comunidades de parasitos em aves. Segundo ele, quase todos os helmintos encontrados nas aves são adquiridos através da ingestão. Assim, o ambiente como um todo, influenciará na sobrevivência e potencial transmissão de helmintos com ciclo de vida direto e sobrevivência e transmissão dos estágios intermediários.

THUL *et al.* (1985) classificam as espécies de parasitos em quatro categorias de acordo com a sua importância na comunidade: as dominantes são aquelas que caracterizam uma comunidade; as co-dominantes contribuem significativamente para a comunidade, porém em um grau menor do que as dominantes; as espécies subordinadas ocorrem infreqüentemente e embora se reproduzam e desenvolvam no hospedeiro, não contribuem de maneira significativa para a comunidade; e as pioneiras mal-sucedidas tem acesso ao hospedeiro, mas não amadurecem e se reproduzem, contribuindo pouco para a comunidade por serem características de outro hospedeiro.

Estudos sobre a estrutura de comunidades de helmintos têm sido realizados por vários autores. Por exemplo, LUQUE *et al.* (1996a; b) realizaram uma análise comparativa dos parasitos de duas espécies de peixes marinhos - *Orthopristis ruber* (Cuvier, 1830) e *Haemulon steindachneri* (Jordan & Gilbert, 1882) - capturados na Baía de Sepetiba, Estado do Rio de Janeiro, quanto à influência do tamanho e do sexo dos hospedeiros sobre a diversidade de parasitos, suas associações interespecíficas e distribuição gastrointestinal. A comunidade parasitária de *O. ruber* foi considerada interativa, já que todos os locais disponíveis para infecção pelos parasitos estavam ocupados e pelas evidências de processos interativos entre as espécies de parasitos. Para *H. steindachneri* não

foram observadas associações entre os parasitos, assim sua comunidade foi considerada isolacionista. Na pesquisa dos parasitos metazoários das tainhas *Mugil platanus* Günther, 1880 no litoral do Rio de Janeiro, KNOFF *et al.* (1997) concluíram que a comunidade parasitária deste hospedeiro era do tipo isolacionista, já que era constituída principalmente por espécies com baixa prevalência. FEDYNICH *et al.* (1997) enfocaram a estrutura e padrão das comunidades de helmintos de biguás *Phalacrocorax auritus* (Lesson, 1831). As comunidades parasitárias dos sapos *Bufo americanus americanus* Holbrook, 1836 e das rãs *Rana clamitans melanota* Rafinesque, 1820 foram estudadas no sudeste de Wisconsin, Estados Unidos. Nestes hospedeiros foi encontrada uma relação significativa entre o seu peso e a riqueza de helmintos, mas a sazonalidade não influenciou significativamente a comunidade parasitária (BOLEK & COGGINS 2000; 2001). GLASS *et al.* (2002) estudaram uma população em expansão da pomba de asa branca *Zenaida asiatica asiatica* (Linnaeus, 1758) e concluíram que o padrão de abundância local, a simpatria com outros columbiformes e a dieta granívora deste hospedeiro são fatores mais importantes para a estruturação da comunidade parasitária do que a influência da expansão de sua distribuição geográfica.

#### **1.4. As aves**

Em uma escala mundial existem aproximadamente 9.700 espécies de aves, das quais cerca de 33% são encontradas na América do Sul (SIBLEY & MONROE 1990), o que faz com que esta região seja considerada o continente das aves. A Colômbia e o Brasil são os países com a maior riqueza de avifauna do mundo. O Brasil possui 1.796 espécies, pertencentes a 95 famílias e 26 ordens (55% das aves residentes na América do Sul) (CBRO, 2006). A abundância de aves brasileiras

torna-se também impressionante quando comparada com os mamíferos: seis espécies de aves para cada espécie de mamífero registrado (SICK 1997).

O grupo mais diverso de aves no mundo é a Ordem Passeriformes, a qual é constituída por 5.739 espécies ou 59% do total de espécies vivas no planeta. No Brasil encontramos 938 espécies de passeriformes (56%) (SICK 1997); o Estado do Rio Grande do Sul e o Município de Porto Alegre apresentam o mesmo padrão. Das 624 espécies listadas por BENCKE (2001) para o Estado, 47% pertencem à Ordem Passeriformes, enquanto cerca de 50% das 198 espécies de Porto Alegre são representantes deste grupo (FONTANA 2005).

Dados morfológicos e moleculares (hibridização de DNA e DNA mitocondrial) suportam a hipótese de monofilia para a Ordem Passeriformes (RAIKOW & BLEDSOE 2000). Segundo FITZPATRICK (1988) e COLLIAS (1997), o sucesso da radiação dos passeriformes pode ser atribuído a uma combinação de características que incluem hábitos arborícolas e diurnos, cérebro proporcionalmente grande, flexibilidade comportamental, grande capacidade de aprendizado, corpo pequeno, insetivoria, primeira postura precoce e tempo curto entre as gerações, excelente capacidade de dispersão, alta taxa metabólica e sofisticadas vocalizações.

### **1.5. Biologia das espécies hospedeiras**

O sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris* Vieillot, 1818 e o pardal, *Passer domesticus* (Linnaeus, 1758), são passeriformes pertencentes, respectivamente, às famílias Turdidae e Passeridae (CBRO, 2006).

O sabiá-laranjeira ocorre no Brasil oriental, do Maranhão ao Rio Grande do Sul, e na região central do país é encontrado nos Estados de Minas Gerais, Goiás e Mato Grosso. Apresenta uma característica cor ferrugínea-laranja na

barriga e uma vocalização bastante conhecida. No Brasil, *T. rufiventris* é o maior representante da subfamília Turdinae, medindo, aproximadamente, 25 cm; os machos pesam cerca de 68 g e as fêmeas, 78 g (SICK 1997). Apesar desta pequena diferença no peso, não há maneira de determinar o sexo dos indivíduos na natureza, o que compromete uma comparação do comportamento e da ecologia de machos e fêmeas desta espécie de fácil observação, porém pouco estudada (W. Voss, comunicação pessoal).

Espécimes de *T. rufiventris* podem ser observados em áreas de mata, bem como nas ruas e jardins das cidades, mostrando-se bastante adaptado ao convívio humano (EFE *et al.* 2001; FONTANA 2001). Nas florestas, ocupa com maior frequência, o estrato médio da copa das árvores, enquanto nos jardins o chão é bastante utilizado (BELTON 1994).

Alimenta-se de frutos diversos e invertebrados, tais como insetos e minhocas (EFE *et al.* 2001; FONTANA 2001). Em *Turdus migratorius* Linnaeus, 1766 as minhocas representam cerca de 20% da dieta, principalmente durante a época do acasalamento. O forrageio por minhocas envolve corridas curtas intercaladas com paradas frequentes, durante as quais os sabiás torcem a cabeça para um dos lados por alguns segundos e, então dão uma estocada em direção ao solo, geralmente enterrando o bico no substrato para capturar a minhoca, a qual é consumida ou levada para o ninho para alimentar os filhotes. Desta forma, *T. migratorius* parece utilizar dicas auditivas para detectar a presença de minhocas e outras presas no substrato. Após essa detecção inicial, no entanto, é provável que as dicas visuais desempenhem um papel importante na localização da presa (MONTGOMERIE & WEATHERHEAD 1997). O sabiá-laranjeira é considerado um importante dispersor de sementes de várias espécies arbóreas, tais como *Ficus microcarpa* L. (RODRIGUES 2001), *Trema micrantha* (L.) Blume (ZIMMERMANN 2001) e *Cabralea canjerana* (Vellozo) Martius (PIZO 1997).

O sabiá-laranjeira é uma espécie residente do Rio Grande do Sul (BELTON 1976) e que já compunha a avifauna de Porto Alegre, pelo menos, desde a década de 20. As áreas com maior abundância concentravam-se nas adjacências do centro da cidade e eram caracterizadas por várzeas. À medida que árvores nativas e exóticas foram plantadas nesses locais, ocorreu a formação de um ambiente de bosque aberto com frutos, ideal para os representantes do gênero *Turdus*, especialmente o *T. rufiventris*. Aparentemente, os sabiás-laranjeira que antes utilizavam as áreas menos habitadas passaram a ocupar a cidade mais homoganeamente, figurando hoje entre as espécies mais comuns na área urbana de Porto Alegre (FONTANA 2005).

O pardal é originário da Eurásia e norte da África, mas encontra-se, atualmente, bem estabelecido no continente sul-americano. Segundo MATTHEWS *et al.* (2005) sua introdução inicial na América do Sul ocorreu através de Buenos Aires (Argentina) em 1872. No entanto, EFE *et al.* (2001) citam que ela já havia sido introduzida no Brasil no século XVIII. Contudo, SICK (1997) cita a entrada de pardais no Rio de Janeiro, somente em 1906. Segundo ele, Antônio B. Ribeiro soltou 200 espécimes com a intenção de colaborar com Oswaldo Cruz na campanha de higienização da cidade, já que os pardais eram considerados inimigos de mosquitos e outros insetos transmissores de enfermidades (SICK 1997). Seu alto grau de adaptação ao meio urbano permitiu que se espalhasse por todo o território brasileiro, inclusive nas ilhas oceânicas de Fernando de Noronha e Atol das Rocas (EFE *et al.* 2001). A ocupação do Rio Grande do Sul, um dos estados atualmente mais densamente povoados pelo pardal, ocorreu entre 1910 e 1923 (SICK 1997). Apesar de não ter sido coletado nas capturas seletivas de Camargo em Porto Alegre na década de 1960, aparentemente já havia sido introduzido na cidade na década de 1920, provavelmente através do município de São Leopoldo, onde já existia desde 1917-1918. Gliesch, em 1923, alertava a

população sobre a necessidade de conter a expansão da espécie na cidade, que estava no início limitada às ruas da capital e mais tarde expandiram sua distribuição para os arredores (FONTANA 2005).

Considerado uma espécie onívora, o pardal utiliza alimentos de origem vegetal e animal (insetos), podendo inclusive utilizar lixo como fonte de recursos (EFE *et al.* 2001). Mede cerca de 14,8 cm e pesa em torno de 30 g (SICK 1997). Apresentam dimorfismo sexual, sendo que os machos adultos caracterizam-se pela placa negra na garganta e pelo píleo cinzento e uniforme. O bico é negro, mas torna-se amarelado durante o descanso reprodutivo. As fêmeas e os juvenis possuem bico pardo e mais grosso, plumagem pardacenta, faixa pós-ocular clara e lado inferior branco-sujo uniforme (SICK 1997). O macho corteja a fêmea pulando à sua volta com as asas caídas, cauda arrebitada e gritando. No Brasil utilizam beirais e outras partes de construções humanas que oferecem cavidades e fendas para a nidificação. Os ovos, geralmente quatro, são manchados e incubados pelo casal durante 12 dias. Os filhotes são alimentados pelos pais, que inicialmente aglomeram o alimento em pequenas bolas. Mais tarde, passam a oferecer pequenos artrópodes e suas larvas (SICK 1997).

SCHERER *et al.* (2005) estudaram a estrutura trófica da avifauna em parques de Porto Alegre, e observaram estas duas espécies em sete parques da região metropolitana (Chico Mendes, Farroupilha, Gabriel Knijnik, Marinha do Brasil, Mascarenhas de Moraes, Maurício Sirotsky e Moinhos de Vento). A presença constante destes passeriformes nos parques deve-se, provavelmente, ao hábito onívoro de ambas as espécies, o qual pode ter um efeito tampão contra as flutuações no suprimento de alimento nestes ambientes (WILLIS 1979).

### **1.6. O estudo da helmintofauna de aves: considerações históricas**

O primeiro registro de um helminto de ave data do século XIII, quando Demetrios Pepagomenos observou vermes (possivelmente espirurídeos) sob a membrana nictitante de falcões utilizados para caça. No entanto, os estudos com helmintos em aves iniciaram-se na Europa apenas no final do século XVIII. Um dos primeiros trabalhos importantes foi o de J.A. Goeze que em 1782 descreveu várias espécies de helmintos de diferentes hospedeiros. Neste mesmo ano, M.E. Bloch também descreveu algumas espécies parasitas de aves. Em 1786, A.J.G.C. Batsch propôs uma classificação para os cestóides. Numerosas espécies foram descritas nas publicações de C.A. Rudolphi, das quais a mais importante foi "Entozoorum Synopsis" de 1819. Os trabalhos de F. Dujardim (1845) e C.M. Diesing (1850) demonstram os progressos da helmintologia durante a primeira metade do século XIX. Com o desenvolvimento da tecnologia e a ênfase em investigações experimentais, após 1850 muitos estudos passaram a focar a anatomia e o desenvolvimento dos ciclos em humanos e animais domésticos. Entre eles destacam-se os realizados por F. Küchenmeister, P.J. van Beneden e R. Leuckart. Em 1869, H. Krabbe realizou um importante trabalho com cestóides de aves, e em 1878 Von Linstow publicou um compêndio de helmintologia onde todos os helmintos conhecidos de animais foram listados por hospedeiro e local de infecção (RAUSCH 1983).

Numerosas publicações a respeito de helmintos de aves apareceram durante as primeiras décadas do século XX. Entre as mais importantes está a obra de O. Fuhrmann (1908) sobre cestóides e que foi parcialmente baseada em coleções preservadas nos museus europeus. A publicação de 1914 de K.I. Skrjabin marcou o começo da intensa investigação da helmintofauna na União Soviética, enquanto o trabalho de C. Joyeux e J.G. Baer de 1936 sobre a fauna da

França foi uma importante fonte de informação sobre os cestóides (RAUSCH 1983).

No hemisfério sul, as pesquisas foram menos extensivas, tanto geográfica quanto faunisticamente (RAUSCH 1983). As primeiras citações de helmintos em espécies brasileiras datam de 1648, quando G. Marcgrave fez referência a helmintos de iguanas e tamanduás. Entre 1817 e 1835, Natterer capturou milhares de espécimes de vertebrados e coletou uma quantidade muito grande de helmintos que foram depositados no Museu de Viena. A partir de 1916, L. Travassos iniciou os seus estudos sobre a helmintofauna de animais silvestres e domésticos do Brasil (REGO 1982) e publicou trabalhos abordando todos os grandes grupos de helmintos, embora sua especialidade tenha sido os trematódeos digenéticos (TRAVASSOS *et al.* 1969). H. von Ihering e A. Lutz foram, também, pesquisadores importantes durante as primeiras décadas do século XX (RAUSCH 1983).

Estudos sobre a taxonomia, a sistemática e os ciclos de vida dos helmintos permanecem essenciais nas pesquisas destes organismos. Publicações nestas áreas vêm aumentando em número desde a década de 1950, embora ainda sejam menos representativos do que aquelas que abordam temas como coevolução, especificidade ao hospedeiro e competição intra- e interespecífica. Em relação às aves, espécies com importância econômica, principalmente das ordens Anseriformes e Galliformes, têm sido mais intensamente estudadas, enquanto o conhecimento a respeito da helmintofauna da maioria das mais de 9.000 espécies de aves viventes permanece muito escasso (RAUSCH 1983).

### 1.7. A helmintofauna do sabiá-laranjeira e do pardal

Os Passeriformes podem ser parasitados por trematódeos digenéticos, cestóides, acantocéfalos e nematóides (BORGSTEDE *et al.* 2000) e a comparação da helmintofauna de seus representantes pode indicar diferenças no uso do hábitat, na preferência alimentar e partição de recursos e nas interações com os hospedeiros intermediários (CHING 1993), tanto em nível inter- quanto intraespecífico.

A helmintofauna das espécies de *Turdus* Linnaeus, 1758 que vivem no Brasil tem sido pouco pesquisada. Apenas os trabalhos de TRAVASSOS *et al.* (1969), VICENTE *et al.* (1995), FABIO & FERREIRA (1999) e CALEGARO-MARQUES & AMATO (2004) citam digenéticos e nematóides parasitos destas aves (Tabela I). Na América do Norte, por outro lado, *T. migratorius* tem sido amplamente estudado (Anexo 1). Já em 1932, J. A. Rayner foi o primeiro a conduzir uma pesquisa sobre parasitos de aves em Quebec (Canadá) a qual incluía esta espécie (SLATER 1967). Mais tarde, WEBSTER (1943) estudou a helmintofauna deste hospedeiro em Ithaca, Nova Iorque (Estados Unidos da América) e em 1963 foram encontradas 11 espécies de helmintos – um digenético, três cestóides, seis nematóides e um acantocéfalo – parasitando esta ave no Colorado (Estados Unidos da América). Dos 62 *T. migratorius* do Colorado examinados, 58 estavam infectados por, no mínimo, uma espécie de helminto.

Tabela I – Lista dos helmintos registrados em *Turdus* spp. no Brasil.

HELMINTO	HOSPEDEIRO	REFERÊNCIA
<b>Trematoda</b>		
<i>Conspicuum conspicuum</i> (Faria, 1912) Bhalerao, 1936	<i>Turdus albicollis</i> Vieillot, 1818	TRAVASSOS <i>et al.</i> 1969
	<i>Turdus amaurochalinus</i> Cabanis, 1850	TRAVASSOS <i>et al.</i> 1969
	<i>Turdus leucomelas</i> Vieillot, 1818	TRAVASSOS <i>et al.</i> 1969
	<i>Turdus rufiventris</i> Vieillot, 1818	TRAVASSOS <i>et al.</i> 1969; CALEGARO-MARQUES & AMATO 2004
<i>Lutztrema obliquum</i> (Travassos, 1917)	<i>T. amaurochalinus</i>	TRAVASSOS <i>et al.</i> 1969
	<i>T. leucomelas</i>	TRAVASSOS <i>et al.</i> 1969
	<i>T. rufiventris</i>	TRAVASSOS <i>et al.</i> 1969; FABIO & FERREIRA 1999
<i>Prosthogonimus</i> sp.	<i>T. amaurochalinus</i>	TRAVASSOS <i>et al.</i> 1969
	<i>T. rufiventris</i>	TRAVASSOS <i>et al.</i> 1969
<i>Stomylotrema graciosus</i> Travassos, 1922	<i>Turdus</i> sp.	TRAVASSOS <i>et al.</i> 1969
<b>Nematoda</b>		
<i>Diplotriaena henryi</i> Blanc, 1919	<i>T. amaurochalinus</i>	VICENTE <i>et al.</i> 1995
<i>Diplotriaena sylvinae</i> Pinto & Noronha, 1970	<i>T. amaurochalinus</i>	VICENTE <i>et al.</i> 1995
<i>Tetrameres</i> sp.	<i>T. amaurochalinus</i>	VICENTE <i>et al.</i> 1995
	<i>T. rufiventris</i>	VICENTE <i>et al.</i> 1995
<i>Tetrameres pusilla</i> (Travassos, 1915) Chabaud, 1975	<i>T. rufiventris</i>	VICENTE <i>et al.</i> 1995

Em pesquisa realizada em 1969 sobre a ecologia do parasitismo na avifauna da Ilha South Bass em Ohio (Estados Unidos da América), COOPER & CRITES (1976a) encontraram *T. migratorius* parasitado por nove espécies de helmintos com ciclos de vida estabelecidos na área. O nematóide *Capillaria exilis* (Dujardim, 1845) e o cestóide *Dilepis undula* (Schrank, 1788) tiveram os representantes do gênero *Turdus* como os principais hospedeiros, o que sugere um alto consumo de minhocas, as quais são os hospedeiros intermediários destes parasitos. Além disso, a presença de *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) e *Plagiorhynchus formosus* Van Cleave, 1918 sugere a inclusão de isópodos terrestres na dieta. As espécies citadas por COOPER & CRITES (1976a) foram listadas na revisão sobre os helmintos parasitos de *T. migratorius* na América do Norte, a qual inclui 10 espécies de digenéticos, 14 de cestóides, seis de acantocéfalos e 17 espécies de nematóides (COOPER & CRITES 1976b).

Mais tarde, no período entre 1986 e 1992, a helmintofauna de *T. migratorius* foi investigada, na Columbia Britânica (Canadá). Todos os indivíduos necropsiados (N=17) estavam parasitados. As espécies mais prevalentes foram o acantocéfalo *Prosorhynchus cylindraceus* (Goeze, 1782) (53%), o cestóide *D. undula* (53%) e os nematóides *Capillaria obsignata* (Madsen, 1945) (41%) e *Capillaria quisicali* Read, 1949 (47%). *Aploparaksis dujardini neoarcticus* Webster, 1955 e *C. quisicali* foram citados pela primeira vez como parasitos de *T. migratorius* (CHING 1993).

À semelhança das espécies ocorrentes no Brasil, pouco se sabe sobre a helmintofauna de outras espécies de *Turdus* de outras regiões do mundo. POJMANSKA (1969) cita *Turdus philomelos* Brehm, 1831, *Turdus merula* Linnaeus, 1758 e *Turdus iliacus* Linnaeus, 1766 como hospedeiros do trematódeo *Leucochloridium perturbatum* Pojmanska, 1969 e SCHMIDT (1975) cita *T. merula* como hospedeiro do acantocéfalo *Plagiorhynchus cylindraceus* (Goeze, 1782).

Estudos recentes realizados no Japão propõem novas espécies de cestóides: *Malika turdi* Kugi and Fujino, 1999 para *Turdus dauma* Holandre (KUGI & FUJINO 1999) e *Sobolevitaenia japonensis* Kugi, 2000 para *T. naumanni eunomus* Temminck (KUGI 2000).

A helmintofauna dos pardais foi melhor estudada na Europa, região de origem desta ave (Anexo 2). Na Polônia, de 190 pardais necropsiados, 89 estavam infectados com espécies de digenéticos, cestóides e nematóides. Os helmintos que apresentaram maior prevalência foram *Acuaria subula* (Dujardim, 1845) (34%) e *Choanotaenia passerina* (Fuhrmann, 1907) (8%) (JOSZT 1962). Estes helmintos também foram os mais prevalentes em um estudo conduzido por SCIUMILO (1963) na Itália.

Das regiões onde o pardal foi introduzido, a América do Norte é a região responsável pelo maior número de pesquisas acerca de sua helmintofauna. HOPKINS & WHEATON (1935) necropsiaram 131 pardais, dos quais apenas nove estavam infectados, com uma única espécie, o cestóide *C. passerina*. Este e outros cestóides, *Hymenolepis passeris* (Gmelin, 1790) e *Anonchotaenia globrata* (Linstow, 1879) foram os únicos helmintos encontrados por KINTNER (1938) em apenas 17 (8,6%) dos 197 pardais examinados. Novas espécies de helmintos foram descritas para *P. domesticus* no Egito, tais como o cestóide *Anomotaenia assuti* Mandour, Mazen & Omran, 1995 (MANDOUR *et al.* 1995) e o trematódeo *Caprimolgorchis jhai* Ramadan, Saoud & Aly, 1988 (RAMADAN *et al.* 1988); e na Índia, os cestóides *Mogheia* sp. (JADHAV & NANAWARE 1993) e *Thaparea yeolaensis* Shah, Shinde & Jadhav, 1992 (SHAH *et al.* 1992). Além disso, o pardal tem sido citado como novo hospedeiro de outros helmintos, como o acantocéfaló *Mediorhynchus emberizae* (Rudolphi, 1819) (SCHMIDT 1975).

Entre os estudos realizados no Brasil e que enfocam a helmintofauna do pardal merecem destaque as pesquisas realizadas no Estado do Rio de Janeiro

(AMATO & BRASIL 1990; BRASIL 1990; BRASIL *et al.* 1991) (Tabela II), onde 85 dos 250 espécimes capturados estavam infectados com uma ou mais espécies de helmintos. Este estudo não encontrou diferença significativa quanto à infecção de indivíduos machos e fêmeas (BRASIL 1990).

## 1.8. Objetivos

Este trabalho visou conhecer a fauna helmintológica do sabiá-laranjeira (*T. rufiventris*) e do pardal (*P. domesticus*) na região metropolitana de Porto Alegre, Rio Grande do Sul. Seus objetivos específicos foram:

- (1) identificar as espécies parasitas e determinar a sua prevalência, intensidade média e abundância média de infecção, relacionando os resultados com a ecologia e o comportamento das aves e com as interações parasito-hospedeiro;
- (2) determinar e comparar a estrutura das comunidades de helmintos de *T. rufiventris* e *P. domesticus*, identificando os padrões de dispersão, diversidade, similaridade, associação e competição entre as espécies parasitas;
- (3) comparar a fauna de helmintos de indivíduos adultos e juvenis e de machos e fêmeas adultos de cada espécie de hospedeiro visando determinar a existência de segregação no uso de recursos, tal como diferenças na composição da dieta, entre as classes etárias e sexuais;
- (4) avaliar se o grau de infecção, medido pela riqueza de parasitos e pela abundância e intensidade de infecção de cada espécie de parasito, afeta a saúde de indivíduos adultos, estimada pelo seu peso corporal;
- (5) avaliar a influência da sazonalidade na prevalência e intensidade de infecção dos parasitos nas espécies hospedeiras;

(6) comparar a helmintofauna de paisagens rurais e urbanas e determinar se a diversidade de ambientes da área de vida das aves e a representatividade dos diferentes ambientes ao longo de um gradiente urbano-rural afetam a riqueza e abundância das espécies de helmintos, tendo em vista a sua potencial influência sobre a fauna de hospedeiros intermediários e a disponibilidade de outros alimentos (tais como, frutos e restos de alimento humano).

Tabela II – Lista dos helmintos registrados em *Passer domesticus* no Brasil.

HELMINTO	REFERÊNCIA
<b>Trematoda</b>	
<i>Athesmia rudecta</i> (Braun, 1901) Travassos, 1941	AMATO & BRASIL 1990; BRASIL 1990
<i>Echinostoma revolutum</i> (Froelich, 1802) Looss, 1899	AMATO & BRASIL 1990; BRASIL 1990
<i>Eumegacetes medioximus</i> Braun, 1901	AMATO & BRASIL 1990; BRASIL 1990
<i>Leucochloridium parcum</i> Travassos, 1922	RODRIGUES <i>et al.</i> 1984; AMATO & BRASIL 1990 BRASIL 1990, BRASIL <i>et al.</i> 1991
<i>Lutztrema transversum</i> (Travassos, 1917)	TRAVASSOS & FREITAS 1941; TRAVASSOS <i>et al.</i> 1969
<i>Paraurotocus fusiformis</i> (McIntosh, 1935)	TRAVASSOS <i>et al.</i> 1969
<i>Tanaisia inopina</i> Freitas, 1951	FREITAS 1951; TRAVASSOS <i>et al.</i> 1969; AMATO & BRASIL 1990; BRASIL 1990
<i>Tanaisia minax</i> Freitas, 1951	FREITAS 1951; TRAVASSOS <i>et al.</i> 1969
<i>Tanaisia zarudnyi</i> (Skrjabin, 1924) Byrd & Denton, 1950	ALMEIDA 1935
<i>Urogonimus</i> sp.	LUTZ 1921
<b>Eucestoda</b>	
<i>Choanotaenia passerina</i> (Fuhrmann, 1907) Fuhrmann, 1932	AMATO & BRASIL 1990; BRASIL 1990
<b>Nematoda</b>	
<i>Capillaria angusta</i>	TRAVASSOS 1915b
<i>Diplotrriaena ozouxi</i> Railliet & Henry 1909	VICENTE <i>et al.</i> 1995
<i>Dispharynx nasuta</i> (Rudolphi, 1819) Stiles & Hassal, 1920	AMATO & BRASIL 1990; BRASIL 1990
<i>Tetrameres minima</i> (Travassos, 1914) Travassos, 1915	AMATO & BRASIL 1990; BRASIL 1990
<b>Acanthocephala</b>	
<i>Mediorhynchus papillosus</i> Van Cleave, 1916	AMATO & BRASIL 1990; BRASIL 1990

## 2

**MATERIAL E MÉTODOS****2.1. Caracterização da área de estudo e dos locais de coleta**

A região da Grande Porto Alegre caracteriza-se por possuir um relevo formado por diferentes domínios morfoestruturais com altitudes que variam de 31 metros abaixo do nível do mar, na Fossa de Itapuã, até 311 metros acima do nível do mar, no topo do Morro Santana (HASENACK & MENEGAT 1998). O clima desta região é subtropical úmido, tendo como característica marcante a grande variabilidade meteorológica ao longo do ano. A cidade se localiza em uma zona de transição climática onde massas de ar tropical marítimo alternam-se com massas de ar polar marítimo, provocando quedas bruscas de temperatura (LIVI 1998).

A flora de Porto Alegre possui uma diversidade muito peculiar e está hoje conservada em áreas com maior dificuldade de ocupação, tais como as encostas dos morros. É composta por quatro tipos florestais nativos, dois tipos de campos savanóides e dois tipos de formações pioneiras das áreas úmidas. Os morros e o delta do Rio Jacuí permanecem com grandes áreas intocadas graças a iniciativas conservacionistas que ajudam a manter os remanescentes da diversidade de flora outrora existente em todo o município (PORTO & MELLO 1998). A fauna encontrada nesta região é apenas uma amostra da riqueza e abundância anteriores. Assim como a flora, a maioria das espécies animais remanescentes encontram-se em refúgios naturais nos morros, banhados e restingas nas margens do lago Guaíba ou em áreas de preservação. Poucas espécies nativas se

beneficiaram com a ação antrópica, dentre as quais cita-se o sabiá que é abundante nas áreas verdes urbanas (DIEFENBACH 1998).

Os locais de coleta estiveram localizados na Região Metropolitana de Porto Alegre, RS (Figura 1; Tabela III) e classificados em paisagem urbana e rural de acordo com seu grau de urbanização. Devido à grande heterogeneidade de hábitat nestes locais e a fim de permitir a análise da influência de diferentes características da paisagem sobre a helmintofauna das duas espécies hospedeiras estudadas, cinco ambientes foram quantificados em uma superfície com raio de 564 m ao redor do ponto de coleta (=1 km<sup>2</sup>): área construída, mata, campo, solo exposto e água (Figura 2, Tabela IV) Esta quantificação foi obtida através do emprego de rotinas de processamento e tratamento de imagens orbitais realizadas no software Idrisi Andes 15.0, plataforma Windows. A imagem orbital utilizada foi captada pelo sensor Landsat ETM 7+, de órbita ponto 221/081, de retângulo envolvente de coordenadas UTM 467230m, 515020mE; 6661430m, 6700220mN, datando de 31/01/2003. Foram utilizadas três bandas espectrais (vermelho, infravermelho próximo e infravermelho médio) para elaboração da composição colorida no sistema RGB. Os outros tratamentos realizados foram a correção geométrica, a correção radiométrica, a classificação não supervisionada e o método de clusterização. Na clusterização, o software realizou a separação das classes através de distância euclidiana, classificando os píxeis de mesmo tema em uma única classe. A seguir, os pontos plotados na imagem foram rasterizados e utilizados para a elaboração de uma imagem de distâncias cuja origem zero metros é o próprio ponto plotado, aumentando em direção aos extremos da imagem. Logo, através da rotina de reclassificação das distâncias das superfícies de 1 km<sup>2</sup> foram elaboradas imagens booleanas para cada ponto. Utilizando rotinas específicas de operações aritméticas, a imagem clusterizada foi multiplicada pelas imagens booleanas de 1 km<sup>2</sup> de cada ponto plotado. Estes

Tabela III. Localização dos locais de coleta na Região Metropolitana de Porto Alegre, RS.

<b>Locais de coleta</b>	<b>Localização</b>	<b>Coordenadas geográficas</b>
1	Gravataí (GRA)	29°50'57"S, 50°57'10"O
2	Estrada da Branquinha, Viamão (EBR)	30°07'54"S, 51°03'46"O
3	Kelleter, Viamão (KEL)	30°05'42"S, 51°02'23"O
4	Bairro Vila Nova, Porto Alegre (VNO)	30°06'10"S, 51°12'47"O
5	Lago Tarumã, Viamão (LTA)	30°04'15"S, 50°01'20"O
6	Bairro Glória, Porto Alegre (GLO)	30°05'55"S, 51°10'26"O
7	Águas Claras, Viamão (ACD)	30°09'00"S, 50°53'43"O
8	Águas Claras, Viamão (ACL)	30°08'24"S, 50°52'00"O
9	Guaíba (GUA)	30°02'48"S, 51°18'28"O
10	Bairro Guarujá, Porto Alegre (GUR)	30°09'25"S, 51°13'16"O
11	Bairro Cristal, Porto Alegre (CRI)	30°05'26"S, 51°14'22"O
12	Eldorado do Sul (ELS)	30°06'14"S, 51°18'45"O
13	Bairro Jardim Santa Fé, Porto Alegre (JSF)	30°00'45"S, 51°06'36"O
14	Bairro Partenon, Porto Alegre (PPU)	30°03'41"S, 51°10'35"O
15	Bairro Partenon, Porto Alegre (PAR)	30°03'52"S, 51°10'36"O
16	Bairro Moinhos de Vento, Porto Alegre (MVE)	30°01'38"S, 51°11'57"O
17	Bairro Higienópolis, Porto Alegre (HIG)	30°01'11"S, 51°11'20"O
18	Bairro Centro, Porto Alegre (CEN)	30°01'50"S, 51°13'08"O
19	Bairro Petrópolis, Porto Alegre (PET)	30°02'37"S, 51°11'48"O
20	Bairro Menino Deus, Porto Alegre (MDE)	30°03'04"S, 51°13'01"O

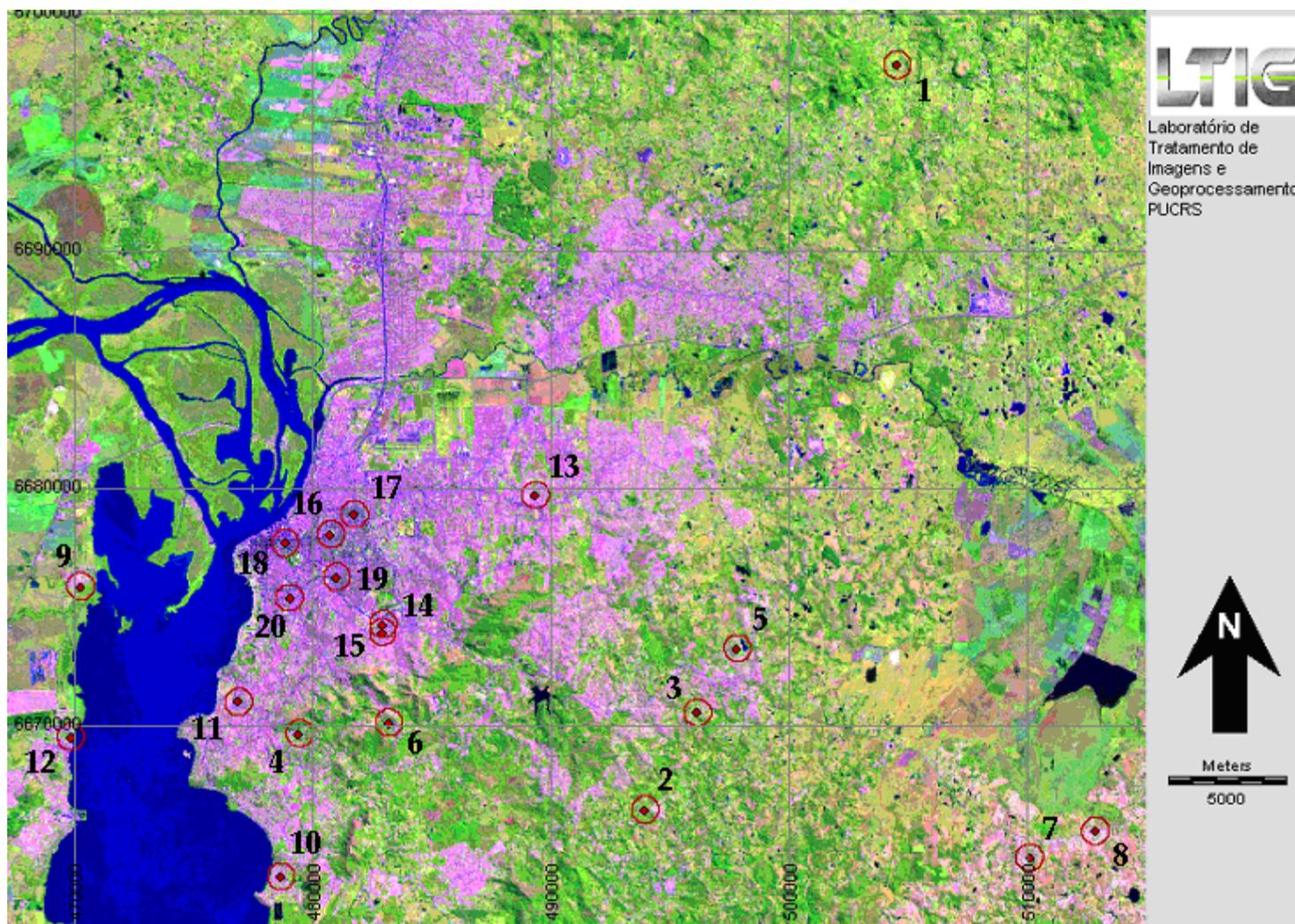


Figura 1. Mapa mostrando a distribuição dos locais de coleta na Região Metropolitana de Porto Alegre (numeração de acordo com a Tabela III).

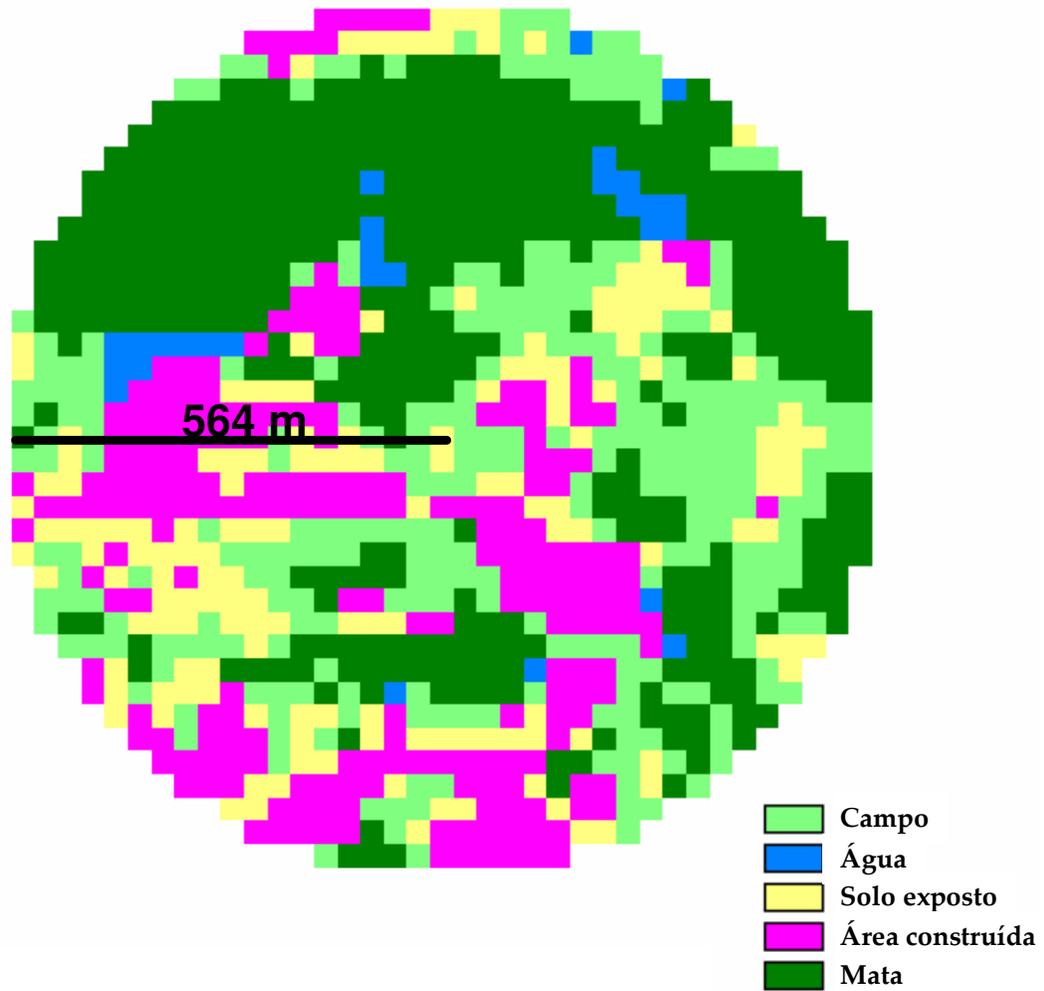


Figura 2. Esquema diagramático mostrando a caracterização dos locais de coleta de sabiás-laranjeira e pardais na Região Metropolitana de Porto Alegre. O local representado está localizado no bairro Vila Nova (VNO).

Tabela IV. Quantificação (em % da área de 1 km<sup>2</sup>) dos cinco ambientes da paisagem nos locais de coleta: área construída, mata, campo, solo exposto e água.

<b>Locais de coleta</b>	<b>Hospedeiro coletado</b>	<b>Área construída</b>	<b>Mata</b>	<b>Campo</b>	<b>Solo exposto</b>	<b>Água</b>
1 - GRA	sabiá	0,9	16,1	43,5	38,4	0,9
2 - EBR	sabiá	10,4	31,4	35,2	22,5	0,3
3 - KEL	sabiá	14,4	18,4	28,7	37,4	0,9
4 - VNO	sabiá	19,5	37,9	25,6	14,3	2,5
5 - LTA	sabiá	22,1	13,1	25,4	32,2	7,1
6 - GLO	sabiá	29,2	20,6	25,2	22,9	2,0
7 - ACD	sabiá	34,3	1,4	11,4	52,5	0,3
8 - ACL	sabiá/pardal	45,0	1,6	13,1	40,1	0,1
9 - GUA	pardal	41,3	13,5	25,7	19,4	0
10 - GUR	pardal	63,5	8,0	10,7	13,4	4,2
11 - CRI	pardal	79,7	0,7	3,5	14,2	1,6
12 - ELS	sabiá	48,2	8,9	3,9	5,5	33,3
13 - JSF	sabiá/pardal	84,7	3,2	5,2	6,7	0
14 - PPU	sabiá/pardal	85,9	1,0	4,1	6,1	2,8
15 - PAR	sabiá/pardal	91,3	0,5	2,9	4,5	0,7
16 - MVE	sabiá/pardal	84,9	2,2	2,5	2,9	7,4
17 - HIG	sabiá/pardal	92,1	1,3	2,0	0,4	4,1
18 - CEN	sabiá/pardal	87,4	2,4	0,6	0,5	8,8
19 - PET	sabiá	94,2	0,3	1,0	0,4	4,0
20 - MDE	sabiá	96,2	0	0,6	0,5	2,5

produtos foram submetidos a cálculos de área. Esta metodologia foi elaborada e implementada no Laboratório de Tratamento de Imagens e Geoprocessamento da Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul (LTIG-PUCRS) pelo geógrafo Roger Santos, sob a coordenação do professor Dr. Régis Alexandre Lahm. Esta metodologia é semelhante à utilizada em estudos sobre ecologia e conservação de aves que enfocaram diferenças entre áreas com variados graus de urbanização (ALBERTI *et al.* 2001; MENNECHEZ & CLERGEAU 2006).

## 2.2. Coleta dos hospedeiros

As coletas dos sabiás-laranjeira (Figura 3) e dos pardais (Figura 4) foram realizadas entre março/2003 e março/2006, utilizando-se armadilhas (alçapões) e, principalmente, redes de neblina (Figura 5) (BUB 1991). As redes de neblina utilizadas possuíam malhas de 20, 32 e 38 mm e dimensões de 3,0 x 10 m, 2,5 x 7,0 m e 1,0 x 6,0 m.

Os sabiás e pardais (160 indivíduos de cada espécie) foram coletados durante todo o ano, obtendo-se, assim, amostragens em cada estação (primavera, verão, outono e inverno) (Tabela V). Nove dos 160 sabiás coletados não foram necropsiados devido à perda (roubo) do material durante o transporte para o laboratório. Todos os pardais foram necropsiados. O número de aves coletadas foi planejado de maneira conservadora a fim de minimizar o impacto sobre as populações. Além disso, as coletas foram realizadas ao longo de três anos (março/2003 a março/2006) durante as quatro estações e em vários locais. O tamanho da amostra de cada espécie de hospedeiro foi compatível com aquele utilizado em outros estudos helmintológicos: THUL *et al.* (1985)



Figura 3. Espécime de sabiá-laranjeira *Turdus rufiventris*.



Figura 4. Espécimes de pardal, *Passer domesticus*: macho (a) e fêmea (b).



Figura 5. Rede de neblina utilizada para a captura dos hospedeiros.

Tabela V. Distribuição das coletas por hospedeiro/ano/paisagem/estação.

Paisagem	Estação	Ano I		Ano II		Ano III		TOTAL	
		Sabiá	Pardal	Sabiá	Pardal	Sabiá	Pardal	Sabiá	Pardal
Urbana	Out	6	6	7	7	7	7	20	20
	Inv	6	6	7	7	7	7	20	20
	Pri	6	6	7	7	7	7	20	20
	Ver	6	6	7	7	7	7	20	20
Rural	Out	6	6	7	7	7	7	20	20
	Inv	6	6	7	7	7	7	20	20
	Pri	6	6	7	7	7	7	20	20
	Ver	6	6	7	7	7	7	20	20
<b>TOTAL</b>		<b>48*</b>	<b>48</b>	<b>56**</b>	<b>56</b>	<b>56***</b>	<b>56</b>	<b>160</b>	<b>160</b>

Número de indivíduos não necropsiados devido à perda do material: \* 4, \*\* 2, \*\*\* 3.

necropsiaram 215 aves em um estudo sobre a ecologia de helmintos de anatídeos, enquanto GLASS *et al.* (2002) determinaram a estrutura da comunidade de helmintos de pombos através do exame de 171 aves ao longo de um ano, citando apenas dois exemplos. O tamanho das amostras de cada hospedeiro/ambiente/estação (20 indivíduos) está de acordo com o sugerido por JOVANI & TELLA (2006) que consideram amostras >15 suficientes para fornecer estimativas confiáveis da prevalência das espécies.

A captura e o transporte dos hospedeiros foram autorizados pelo Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis – IBAMA através das licenças n<sup>os</sup>. 051/2002/RS, 005/2004/RS e 004/2005/RS. A captura nos parques da Região Metropolitana de Porto Alegre também foi autorizada pela Secretaria Municipal do Meio Ambiente – SMAM (licenças n<sup>os</sup>. 176/04 e 049/05). Este projeto também foi submetido à Comissão de Ética em Pesquisa da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS) obtendo um parecer circunstanciado favorável.

*Turdus rufoventris* não foi citado por BENCKE *et al.* (2003) no Livro Vermelho da Fauna Ameaçada de Extinção no Rio Grande do Sul, cujas espécies foram legalmente listadas no Decreto n<sup>o</sup>. 41.672 de 11 de junho de 2002 (publicado no Diário Oficial do Estado do Rio Grande do Sul, Ano LXI, N<sup>o</sup>. 110, pp. 1-4) que declara as espécies da fauna silvestre ameaçadas de extinção no Estado do Rio Grande do Sul. *Passer domesticus*, por sua vez, é uma espécie exótica de ocorrência comum na Região Metropolitana de Porto Alegre.

### **2.3. Necropsia e exame das aves**

As aves foram sacrificadas através de uma dosagem excessiva de anestésico, seguindo as recomendações do “The Ornithological Council” para o

uso de aves silvestres em pesquisa (GAUNT & ORING 1999), a fim de evitar o sofrimento do animal. A necropsia ocorreu no Laboratório de Helminologia do Departamento de Zoologia, da UFRGS, preferencialmente, logo após o sacrifício dos hospedeiros. Quando isto não foi possível, as aves foram congeladas para posterior exame.

Para cada espécime examinado foi preenchida uma ficha de necropsia (Figura 6) com dados sobre o animal, a coleta e as infrapopulações dos helmintos encontrados em cada órgão ou local examinado. Uma infrapopulação é considerada um conjunto de parasitos pertencentes à mesma espécie e que são encontrados no mesmo local de infecção (BUSH *et al.* 1997). Cada hospedeiro recebeu uma numeração de acordo com a coleção do Laboratório de Helminologia, enquanto os helmintos encontrados foram referidos através deste número seguido pelo número de identificação da sua infrapopulação (conforme exemplo na Figura 6).

Os passarinhos foram submetidos a uma incisão ventral na linha mediana do corpo, no sentido da cloaca até a região da siringe, com tesoura de ponta fina. Os órgãos foram individualizados em placas de Petri contendo solução salina fisiológica 0,85% evitando-se contaminação do conteúdo de diferentes órgãos. Traquéia, esôfago, proventrículo, moela, duodeno, jejuno-íleo, intestino grosso, cecos, cloaca e vesícula biliar foram abertos utilizando-se tesoura, enquanto pulmão, fígado, rins, pâncreas, baço, coração, ovário/testículos e bolsa de Fabricius (quando presente) foram dilacerados com o auxílio de pinças e agulhas histológicas. Quando necessário, cada órgão foi lavado com água corrente em peneiras de coleta com malha de 154 µm de abertura (AMATO *et al.* 1991). Olhos, narinas, boca e cavidade abdominal foram examinados com auxílio de pincel e lavados com jato de solução salina fisiológica 0,85%.

## FORMULÁRIO PARA NECROPSIA DE AVES JFA-2006

**HOSPEDEIRO**

Nome genérico/específico: \_\_\_\_\_ Nome comum: \_\_\_\_\_

Local de coleta: \_\_\_\_\_ Leitura de GPS: \_\_\_\_\_

Data da coleta: / / \_\_\_\_\_

Modo de captura: \_\_\_\_\_

Armazenagem: Não ( ) Refrigerador: ( ) Congelador: ( )

Data da necropsia: / / \_\_\_\_\_ Sexo: macho ( ) fêmea ( )

Cor dos olhos: \_\_\_\_\_ Jovem ( ) Adulto ( )

Cor da carínacula: \_\_\_\_\_

Medidas de bico, asa e tarso (cm):

**Anatídeos**

Peso: \_\_\_\_\_ g

Comprimento de um testículo: \_\_\_\_\_ cm

Comprimento do ovário: \_\_\_\_\_ cm

Largura do ovário: \_\_\_\_\_ cm

Diâmetro do maior ovócito: \_\_\_\_\_ cm

Observações:

Desenhos de SCS (1984) Análise: U:\jfa\jfa06\2006\necropsia\com9200606a.jpg 14 de março de 2006

### PARASITOS

Penas: \_\_\_\_\_

Olhos: \_\_\_\_\_

Narinas: \_\_\_\_\_

Boca: \_\_\_\_\_

Esôfago: \_\_\_\_\_

Papo (quando houver): \_\_\_\_\_

Pró-ventrículo: \_\_\_\_\_

Moela (quando houver): \_\_\_\_\_

Duodeno: \_\_\_\_\_

Pâncreas: \_\_\_\_\_

Jenuno/ileo - ½ anterior: \_\_\_\_\_

Jenuno/ileo - ½ posterior: \_\_\_\_\_

Intestino grosso: \_\_\_\_\_

Cecos direito/esquerdo: \_\_\_\_\_

Cloaca: \_\_\_\_\_

Bolsa de Fabricius: \_\_\_\_\_

Traquéia: \_\_\_\_\_

Pulmões: \_\_\_\_\_

Sacos aéreos: \_\_\_\_\_

Coração: \_\_\_\_\_

Grandes vasos: \_\_\_\_\_

Fígado: \_\_\_\_\_

Vesícula biliar: \_\_\_\_\_

Baço: \_\_\_\_\_

Rins/ureteres: \_\_\_\_\_

Ovário/Testículos: \_\_\_\_\_

Cavidade abdominal: \_\_\_\_\_

JFA 2006 12-1-8

Figura 6. Ficha de necropsia utilizada durante o exame das aves.

Sempre que possível o conteúdo da moela era triado a procura de partes de invertebrados que tivessem sido consumidos pelas aves. No entanto, como o sacrifício delas ocorria várias horas após a sua coleta, foram encontrados apenas alguns élitros de coleópteros e pedaços de himenópteros. Como os sabiás-laranjeira não apresentam dimorfismo sexual, a diferenciação entre os sexos foi realizada durante a necropsia pela visualização de testículos ou ovário em machos e fêmeas, respectivamente. Com relação à classe etária, tanto em sabiás-laranjeira quanto em pardais, a diferenciação foi realizada pela presença da bolsa de fabricius que é encontrada apenas em indivíduos jovens, estando atrofiada nos adultos (PROCTOR & LYNCH 1993).

#### **2.4. Coleta e fixação dos helmintos**

A triagem dos helmintos foi realizada após a lavagem dos órgãos com auxílio de estereomicroscópio. Os helmintos foram transferidos para placas contendo solução salina fisiológica 0,85% para limpeza e posterior fixação em A.F.A. (álcool etílico 70°GL – 93 partes, formalina comercial (37-40%) – 5 partes, ácido acético glacial – 2 partes) de acordo com AMATO *et al.* (1991). A limpeza dos helmintos foi realizada através do sonicamento dos espécimes submersos em solução salina ou agitação dos mesmos em solução de água sanitária e água (1 : 250) ou detergente e água (1 : 250).

Os digenéticos foram comprimidos entre lâmina e lamínula em placas contendo fixador frio. Os cestóides foram colocados na geladeira em placas de petri com solução salina fisiológica 0,85% para morrerem pela ação do frio, possibilitando, assim, o relaxamento da musculatura. Após a morte, quando necessário, os cestóides foram comprimidos entre lâmina e lamínula e colocados em placas com fixador frio. Os acantocéfalos também foram sacrificados sendo

levados ao refrigerador submersos em água destilada. Este método também provoca a eversão da probóscide, estrutura necessária para a indentificação do helminto. Após, os acantocéfalos foram comprimidos e fixados em placas com fixador frio. O tempo utilizado para a compressão variou conforme o tipo e a espessura do helminto. Os nematóides foram fixados em A.F.A. quente (65°C) após o procedimento de limpeza. Todos os helmintos permaneceram em A.F.A. por, aproximadamente, 48 horas e após este período foram transferidos para etanol 70 °GL.

## 2.5. Processamento dos helmintos

Após a fixação, os digenéticos, os cestóides e os acantocéfalos foram corados com hematoxilina de Delafield (HUMASON 1972) para os estudos de microscopia de luz. A hematoxilina oferece vantagens ao corar, principalmente os núcleos, evidenciando, desta forma, estruturas internas muito delicadas necessárias para a identificação dos helmintos. O processo utilizado para coloração foi o regressivo, onde o helminto foi corado em excesso, para posterior diferenciação em etanol clorídrico (etanol 70 °GL com 0,5% de ácido clorídrico). A Tabela VI apresenta a seqüência para coloração de helmintos pela hematoxilina através do processo regressivo (AMATO *et al.* 1991). Após a coloração, os digenéticos e cestóides foram clarificados em óleo de cedro e os acantocéfalos em creosoto de faia. Os espécimes foram montados individualmente em lâminas permanentes com bálsamo do Canadá. Os nematóides foram clarificados diretamente em lactofenol de Aman (HUMASON 1972) e estudados em preparações temporárias.

O corte *en face* para os nematóides, inicialmente descrito por ANDERSON (1958), foi realizado através de corte da parte apical da região cefálica de

Tabela VI. Seqüência das etapas necessárias à coloração de helmintos através de processo regressivo, segundo AMATO *et al.* 1991.

SUBSTÂNCIA	TEMPO (min)	PROCESSO
Etanol 70 °GL	15	
Etanol 50 °GL	15	HIDRATAÇÃO
Etanol 30 °GL	15	
Hematoxilina	Tempo variável <sup>(1)</sup>	COLORAÇÃO
Água destilada	Lavagem rápida	REGRESSIVA
Água de torneira <sup>(2)</sup>	Tempo variável	OXIDAÇÃO
Etanol 30 °GL	15	
Etanol 50 °GL	15	DESIDRATAÇÃO
Etanol 70 °GL	15	
Etanol 70 °GL Clorídrico 0,5%	Tempo variável	DIFERENCIAÇÃO
Etanol 70 °GL	15	
Etanol 80 °GL	15	
Etanol 90 °GL	15	DESIDRATAÇÃO
Etanol absoluto 1	15	
Etanol absoluto 2	15	
Creosoto de faia ou óleo de cedro	Tempo variável <sup>(3)</sup>	CLARIFICAÇÃO

(1) O tempo na hematoxilina foi variável, de acordo com o helminto, seu tamanho, e a diluição do corante.

(2) A água de torneira teve por objetivo oxidar a hematoxilina, mudando a coloração do tecido de roxa para azul.

(3) O tempo correto para clarificação de um helminto dependeu de seu tamanho e do grupo a que pertencia. Cada helminto foi clarificado individualmente impedindo a sua flutuação com o auxílio de agulha histológica ou pincel.

espécimes clarificados e montagem em lâmina com gelatina de glicerina (AMATO *et al.*, 1991).

Para os procedimentos de microscopia eletrônica, os espécimes foram desidratados em uma bateria gradual de etanol (etanol 20 °GL até etanol absoluto – 2 horas em cada) e etanol/acetona (acetona 20% até acetona pura – 20 minutos em cada) após a fixação, tomando-se cuidado para que eles não entrassem em contato com o ar para evitar danos ao material. Após a acetona pura, os espécimes foram submetidos à dessecação no aparelho de ponto crítico (Critical Point Dryer da Bal-Tec – CPD030). As peças foram, então, colocadas sobre os “stubs” e submetidas à metalização com carbono e ouro, utilizando-se o metalizador Sputter Coater da Bal-Tec (SCD050). As amostras foram armazenadas em dessecador com sílica fechado a vácuo até o momento de serem examinadas ao microscópio eletrônico de varredura (Jeol-JSM-5800). A preparação e análise destas amostras foram realizadas no Centro de Microscopia Eletrônica (CME) da UFRGS.

Os espécimes utilizados para o procedimento histológico foram fixados em formalina tamponada 10% a 90°C e incluídos em blocos de parafina. Cortes com 0,7 µm de espessura foram realizados em um micrótomo Leica RM 2145 e corados com hematoxilina-eosina.

## **2.6. Identificação dos helmintos**

Os helmintos foram identificados até a categoria de gênero utilizando-se chaves especializadas: YAMAGUTI (1971) e GIBSON *et al.* (2002) para os trematódeos digenéticos; SCHMIDT (1986) e KHALIL *et al.* (1994) para os cestóides; YAMAGUTI (1963) e PETROCHENKO (1971) para os acantocéfalos; e YAMAGUTI (1961) e ANDERSON *et al.* (1974 – 1983) para os nematóides.

Para as determinações em nível de espécie foram realizadas medidas dos espécimes em microscópio de luz de acordo com as características de cada helminto. A determinação específica foi efetuada através da comparação com descrições e redescrições publicadas, bem como com o uso de chaves para espécie, quando disponíveis. Na descrição das espécies encontradas neste estudo, os dados morfométricos estão informados em micrometros ( $\mu\text{m}$ ), exceto em alguns casos onde outra unidade métrica é indicada. Para cada medida será informado o valor máximo e mínimo seguido, entre parênteses, pela média, tamanho da amostra analisada para a característica e desvio padrão da média.

Durante o trabalho de determinação, os helmintos e os cortes histológicos foram fotomicrografados utilizando filme negativo (Kodak Gold, ISO 100) em microscópio de luz Zeiss Axiolab com câmera fotográfica acoplada. As fotomicrografias foram obtidas com câmera digital Sony W7 em microscópio estereoscópico. Quando necessário, foram confeccionados desenhos dos helmintos com auxílio de tubo de desenho acoplado ao microscópio.

## **2.7. Depósito dos espécimes**

Material tipo e espécimes representativos dos helmintos estão sendo depositados na Coleção Helmintológica da Fundação Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC) no Rio de Janeiro, RJ.

Após a necropsia as carcaças das aves foram congeladas e enviadas para depósito nas coleções ornitológicas do Museu da Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul (FZB) e do Museu de Ciências e Tecnologia da Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul (MCP) em Porto Alegre, RS.

## 2.8. Parâmetros ecológicos e análise estatística

Os ecólogos quando estudam um organismo necessitam descrever o meio onde ele vive e as suas relações intra- e interespecíficas. Os parasitos não são fundamentalmente diferentes dos outros seres vivos. No entanto, devido ao fato deles freqüentemente possuírem ciclos de vida complexos e viverem parte de sua vida sobre ou dentro de outro ser vivo, alguns termos ecológicos precisam ser adaptados. Neste sentido, o conjunto de todos os indivíduos de uma determinada espécie de parasito co-ocorrente em um único espécime de hospedeiro é chamado de infrapopulação (BUSH *et al.* 1997). O conjunto das infrapopulações de um dado parasito presente em todos os hospedeiros que coexistem em uma determinada área compõe a população desta espécie de parasito. Conseqüentemente, uma infracomunidade é o conjunto de todas as infrapopulações co-ocorrentes em um único indivíduo hospedeiro. São as interações entre as infrapopulações que determinam quantas espécies de parasitos podem coexistir dentro de um indivíduo hospedeiro e, desta forma, definem a riqueza da sua infracomunidade. O conjunto das espécies componentes das infracomunidades de todos os indivíduos de uma população de hospedeiros representa a comunidade de parasitos desta espécie de hospedeiro (BUSH *et al.* 1997).

Com os dados obtidos das infrapopulações de parasitos foram calculadas para cada espécie de hospedeiro, seguindo BUSH *et al.* (1997): (a) a prevalência (número de hospedeiros infectados com uma espécie de parasito dividido pelo número de hospedeiros examinados); (b) a intensidade de infecção média (número total de indivíduos de uma espécie de parasito dividido pelo número de hospedeiros infectados com este parasito); (c) a abundância média (número total de indivíduos de uma espécie de parasito dividido pelo número total de hospedeiros examinados - incluindo infectados e não-infectados) e (d) a

amplitude da intensidade de infecção (intervalo compreendido entre o valor mínimo e máximo da intensidade de infecção). Além disso, foi determinado o valor de importância (I) de cada espécie de helminto conforme proposto por THUL *et al.* (1985). Este valor é calculado através da fórmula:

$$I_j = M_j \frac{A_j \cdot B_j}{\sum A_t \cdot B_t} \times 100$$

onde:  $M_j$  = fator de maturidade que terá valor igual a um se pelo menos um espécime adulto foi encontrado para a espécie  $j$  ou valor igual a zero se todos os espécimes eram imaturos;  $A_j$  = número de espécimes da espécie  $j$  encontrados;  $B_j$  = número de hospedeiros infectados pela espécie  $j$ ;  $\sum A_t \cdot B_t$  = somatório de  $A \cdot B$  para todas as espécies de helmintos encontradas naquele hospedeiro. Cada espécie foi classificada em dominante ( $I \geq 1,0$ ), codominante ( $0,01 \leq I < 1$ ), subordinada ( $0 < I < 0,01$ ) ou pioneira mal-sucedida ( $I = 0$ ).

A representatividade da riqueza de espécies de helmintos encontrada nas amostras de sabiás-laranjeira e pardais em relação à riqueza real de espécies destes hospedeiros foi avaliada através da confecção de curvas do coletor ou de suficiência amostral (SANTOS 2003), nas quais o número cumulativo de espécies de parasitos encontrados foi plotado em relação ao número cumulativo de unidades amostrais (necropsias) realizadas. Quando a curva obtida atinge uma estabilização é possível inferir que a riqueza observada é altamente representativa da riqueza real existente e que qualquer aumento no esforço de coleta possui uma baixa probabilidade de resultar em um aumento no número de espécies registradas (SANTOS 2003). O índice de diversidade de Shannon da comunidade de helmintos de cada espécie e de machos e fêmeas adultos foi calculado utilizando-se o logaritmo natural ( $\log_e$ ) na fórmula (BROWER & ZAR 1984).

A similaridade entre as comunidades de parasitos de sabiás-laranjeira e pardais e de machos e fêmeas adultos de cada espécie foi calculada qualitativa e quantitativamente. A similaridade qualitativa foi determinada pelo índice de similaridade de Jaccard (MAGURRAN 1988), como realizado por BRASIL & AMATO (1992). A similaridade quantitativa foi estimada pelo índice de similaridade de Morisita-Horn, o qual é considerado um dos melhores índices quantitativos disponíveis (MAGURRAN 1988). Apesar dele ser altamente sensível à abundância das espécies mais abundantes (MAGURRAN 1988), ele é menos influenciado pela riqueza de espécies e pelo tamanho das amostras do que a maioria dos índices disponíveis (WOLDA 1981).

O padrão de dispersão de cada espécie de parasito foi determinado através da razão variância/média de sua abundância em cada ave, conforme sugerido por BROWER & ZAR (1984) e utilizado por BUSH & HOLMES (1986), HINOJOS & CANARIS (1988) e YANEZ & CANARIS (1988). Valores próximos a 1,0 indicam uma dispersão aleatória, enquanto valores muito inferiores a 1,0 indicam uniformidade e aqueles muito superiores, agregação. Para testar se a razão variância/média encontrada para cada espécie desvia significativamente de 1,0, foi utilizado o teste *t* de Student. O valor obtido foi comparado com o valor tabular fornecido por BROWER & ZAR (1984).

As análises das interações interespecíficas incluíram apenas as espécies com  $\geq 10\%$  de prevalência, conforme realizado por LUQUE *et al.* (1996b). Desta forma, nenhuma análise destas interações foi realizada entre os parasitos dos pardais, tendo em vista que apenas uma espécie atendeu a este critério. À semelhança de BRASIL & AMATO (1992), o grau de associação entre cada par de espécies foi estimado através do coeficiente de afinidade de Jaccard (*q*), o qual utiliza a mesma fórmula do índice de similaridade de Jaccard mencionado anteriormente.

Além disso, estas associações interespecíficas foram avaliadas através do teste do qui-quadrado ( $\chi^2$ ) com correção de Yates, como realizado por LUQUE *et al.* (1996b). Para tal, foram construídas tabelas de contingência 2 x 2 para cada par de espécies de parasitos, nas quais foram incluídas a frequência de hospedeiros infectados com ambas as espécies (A e B, por exemplo), a frequência de hospedeiros infectados apenas com a espécie A, a frequência de hospedeiros infectados apenas com a espécie B e a frequência de aves não infectadas com nenhuma destas espécies. Os pares de espécies cujas associações se mostraram significativas pelo teste do qui-quadrado tiveram, então, a covariação na sua intensidade de infecção quando em co-ocorrência no mesmo hospedeiro analisada pelo coeficiente de correlação por postos de Spearman ( $r_s$ ), método anteriormente utilizado por LUQUE *et al.* (1996b). A ocorrência de uma correlação significativa é sugestiva de influência mútua entre as espécies. Se ela for positiva, é possível supor que haja um processo de cooperação ou facilitação entre as espécies. Por outro lado, se ela for negativa, a hipótese de competição parece a mais provável. Quando tanto o teste do qui-quadrado quanto o coeficiente de correlação por postos de Spearman entre duas espécies apresentaram resultados significativos, as intensidades de infecção de cada espécie quando em co-ocorrência com a outra foram comparadas com suas intensidades de infecção naqueles hospedeiros sem a outra espécie pela análise de variância não paramétrica de Kruskal-Wallis. Esta comparação intra-específica permite avaliar se a intensidade de infecção de uma espécie quando em co-ocorrência com a outra espécie *vs.* em condições de não-associação é diferente. Se a intensidade de infecção de uma espécie em co-ocorrência com outra for significativamente maior ou menor, esta análise dá suporte, respectivamente, às hipóteses de cooperação ou competição entre as espécies. A ausência de diferenças significativas, por

outro lado, enfraquece a hipótese de existência de uma interferência da intensidade de uma espécie sobre a outra.

A comunidade de helmintos de indivíduos adultos e juvenis e de machos e fêmeas adultos de ambas as espécies foi comparada quanto à prevalência e à intensidade de infecção de cada espécie de parasito. Os dados de prevalência foram organizados em tabelas de contingência  $2 \times 2$  contendo o número de indivíduos necropsiados positivos e negativos em cada classe e comparados através do teste  $G$  com correção de Yates. A intensidade de infecção destas classes com cada espécie de helminto foi comparada através do teste de Mann-Whitney. Na ausência de diferenças estatisticamente significativas entre estas classes, os dados foram agrupados para a realização de análises subseqüentes, tais como a influência da estação e da paisagem dos locais de coleta.

A prevalência de cada espécie de helminto e sua intensidade de infecção também foi comparada entre as estações de coleta dos sabiás e pardais. A prevalência foi novamente avaliada pelo teste  $G$  em tabelas  $4 \times 2$  contendo o número de indivíduos positivos e negativos para cada espécie de parasito. A intensidade de infecção nas quatro estações foi comparada pelo teste de Kruskal-Wallis. Na existência de diferença significativa, utilizou-se o método *post-hoc* de Student-Newman-Keuls para determinar quais os pares de estações apresentaram divergência significativa entre as médias de seus postos.

Para avaliar a influência da paisagem sobre a riqueza de parasitos e sua abundância em sabiás e pardais, os locais de coleta foram classificados em urbanos e rurais de acordo com a proporção de área construída, estimada conforme descrito no item 2.1 (caracterização da área de estudo e dos locais de coleta). Assim, foram consideradas rurais as paisagens com menos de 50% de urbanização para ambas as espécies hospedeiras e paisagens urbanas aquelas com urbanização  $\geq 85\%$  e  $> 63\%$  para sabiá-laranjeira e pardal, respectivamente.

Estas variáveis foram comparadas entre as paisagens pelo teste de Kruskal-Wallis. As espécies que mostraram diferença significativa em sua abundância entre as paisagens foram, então, avaliadas quanto à influência de cada um dos cinco tipos de ambiente (área construída, mata, campo, solo exposto e água) pelo teste de regressão linear simples. O poder da diversidade de ambientes dos locais de coleta, medida pelo índice de diversidade de Shannon, como preditor da riqueza média de parasitos por hospedeiro também foi avaliado pelo teste de regressão.

A normalidade da distribuição das variáveis foi avaliada pelo teste D'Agostino Pearson para amostras  $\geq 20$ , enquanto amostras  $\geq 10$ , mas  $< 20$ , foram avaliadas pelo teste D'Agostino (AYRES *et al.* 2005). Quando a distribuição de uma variável nas amostras foi normal e suas variâncias semelhantes, foi utilizado o teste paramétrico *t* de Student. Quando a distribuição foi normal, mas as variâncias foram desiguais, foi utilizado o teste paramétrico Z. Quando a distribuição não apresentou normalidade e nenhuma transformação conseguiu normalizá-la foram utilizados testes não-paramétricos. Isto ocorreu, por exemplo, em relação à abundância das espécies de parasitos devido à alta frequência de indivíduos negativos. Todos os testes estatísticos consideraram um nível de significância de 5%, exceto quando expresso ao contrário, como no caso da realização de múltiplos testes envolvendo a mesma variável. Nestas situações foi considerado um nível de significância protegido (mais conservador) dividindo-se 5% pelo número de testes realizados com cada variável, conforme sugerido por LEIGH & JUNGERS (1994). Por exemplo, na avaliação da influência dos cinco ambientes sobre a abundância de algumas espécies de parasitos utilizou-se um nível de significância de 1% (5%/5 testes). Todos os testes foram realizados utilizando os programas BioEstat 4.0 (AYRES *et al.* 2005) e Systat 5.0 (WILKINSON 1990).

## 3

**RESULTADOS****3.1. Taxonomia, descrição e resenha taxonômica dos helmintos****3.1.1. Digenéticos**

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1985

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863 (como subclasse van Beneden, 1858)

Superfamília Brachylaimoidea Joyeux & Foley, 1930

Família Brachylaimidae Joyeux & Foley, 1930

Subfamília Brachylaiminae Joyeux & Foley, 1930

*Brachylaima* sp.

(Figuras 7 - 9)

**Descrição:** Brachylaimidae, Brachylaiminae. Baseada em três espécimes montados *in toto*. Corpo alongado com 2,51mm – 2,17mm (2,36; 3; 0,17) de comprimento e 0,45mm – 0,38mm (0,42; 3; 0,03) de largura. Ventosa oral medindo 219,84 – 210,68 (213,73; 3; 5,29) por 210,68 – 201,52 (204,57; 3; 5,29). Acetábulo na metade anterior do corpo com 229,00 - 219,84 (222,89; 3; 5,29) de comprimento por 229,00 - 219,84 (222,89; 3; 5,29) de largura e localizado a 998,44 - 842,72 (912,95; 3; 78,97) da extremidade anterior. Faringe medindo 128,24 - 119,08 (125,19; 3; 5,29) por 128,24 -

119,08 (122,13; 3; 5,29). Esôfago praticamente ausente e cecos longos e levemente sinuosos. Gônadas dispostas em tandem, próximas uma da outra e localizadas na extremidade posterior do corpo. Testículo anterior medindo 201,52 – 164,88 (180,15; 3; 19,07) por 146,56 – 100,76 (122,13; 3; 23,05) e o posterior 210,68 – 164,88 (186,25; 3; 23,05) por 137,40 – 119,08 (131,29; 3; 10,58). Bolsa do cirro alongada e localizada a frente do testículo anterior. Ovário posicionado entre os testículos, com 183,20 – 174,04 (180,15; 3; 5,29) de comprimento e 174,04 – 137,40 (155,72; 3; 18,32) de largura. Vitelário medindo 687,00 – 659,52 (674,79; 3; 13,99) de comprimento e com folículos pequenos, estendendo-se do testículo anterior até próximo ao acetábulo. Útero com uma alça que atinge a região anterior ao acetábulo. Ovos com 31,92 – 27,36 (29,41; 10; 1,29) de comprimento e 20,52 – 15,96 (16,87; 10; 1,59) de largura.

**Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*

Local de Infecção: intestino grosso

Localidade: Viamão, RS

Prevalência: 0,66%

Intensidade Média de Infecção: 3 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,02 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 3 helmintos/hospedeiro

**Comentários:**

A superfamília Brachylaimoidea compreende um grupo grande de digenéticos, a maioria deles parasitos de aves e mamíferos, caracterizados

principalmente por apresentarem um esôfago extremamente curto ou ausente, a localização dos órgãos genitais posterior ao acetábulo e pela estrutura do sistema excretor.

Esta superfamília foi inicialmente reconhecida por ALLISON (1943), com *Brachylaimidae* como a família-tipo. Mais tarde, LA RUE (1957) estabeleceu a subordem *Brachylaimata* La Rue, 1957 dentro da ordem *Strigeatoidea* La Rue, 1926 e TRAVASSOS *et al.* (1969) a ordem *Brachylaimiformes* Travassos, Freitas & Kohn, 1969. A superfamília *Brachylaimoidea* foi aceita por MAS-COMA & GALLEGO (1945), MEHRA (1962) e TRAVASSOS & KOHN (1966). A classificação atual para a superfamília *Brachylaimoidea*, adotada por POJMANSKA (2002a), segue TRAVASSOS & KOHN (1966), com exceção de duas famílias que são excluídas (*Urotrematidae* Poche, 1925 e *Liolopidae* Dollfus, 1934). Oito famílias são aceitas em *Brachylaimoidea*, dentre estas, *Brachylaimidae* que se caracteriza por possuir o ovário localizado entre os testículos, poro genital anterior às gônadas, vitelário com extensão variável, mas que não atinge o nível da ventosa oral e cecos terminando próximos à extremidade posterior (POJMANSKA 2002a).

No estudo da família *Brachylaimidae* muita confusão tem sido feita com relação à grafia dos nomes dos táxons relacionados. O gênero-tipo, por exemplo, apresenta várias grafias em diferentes trabalhos: Dujardin, em 1843 utilizou duas grafias no mesmo trabalho, *Brachylaima* e *Brachylaimé*; em 1845, este mesmo autor, mudou o nome genérico para *Brachylaimus*. Blanchard (1847) corrigiu ortograficamente o nome genérico para *Brachylaemus*. Em 1899, Braun elegeu o gênero *Harmostomum*, que incluía o gênero *Brachylaima* ou *Brachylaimé* citada por Dujardin em 1843 (POJMANSKA 2002b). No entanto, desde os trabalhos de DOLLFUSS (1934; 1935) o nome genérico *Brachylaemus* e conseqüentemente a família *Brachylaemidae* foram aceitos em trabalhos de grande relevância como YAMAGUTI (1958), MEHRA (1962), TRAVASSOS & KOHN (1964; 1966) e FREITAS *et al.*

(1967). Mas, KRUIDENIER & GALLICCHIO (1959) discutiram amplamente este problema ortográfico e concluíram que o primeiro nome utilizado por Dujardin, *Brachylaima* deve ser aceito como nome genérico e conseqüentemente a família Brachylaimidae. Desde então, o nome da família Brachylaimidae tem sido aceito e citado em trabalhos como os de YAMAGUTI (1971; 1975). Com relação ao nome genérico, apesar de KRUIDENIER & GALLICCHIO (1959) terem mostrado que a grafia *Brachylaima* apareceu em páginas anteriores do que *Brachylaima* na publicação de Dujardin em 1843, a última é mais comumente utilizada. Além disso, a estabilidade nomenclatural e o fato de que prioridade de página não faz mais parte do Código Internacional de Nomenclatura Zoológica, são fatores que levaram POJMANSKA (2002b) a indicar o uso do nome genérico *Brachylaima*.

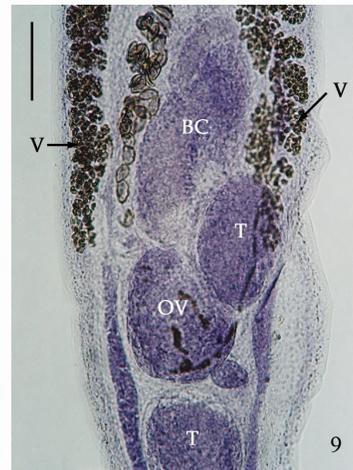
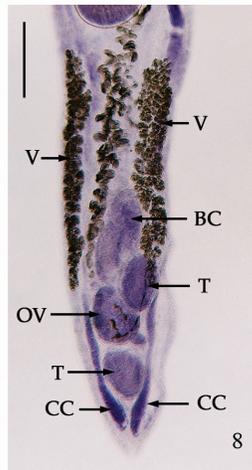
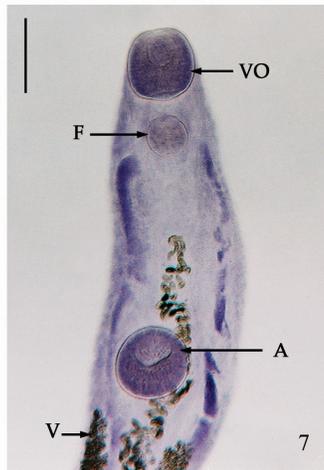
YAMAGUTI (1971) divide o gênero em dois subgêneros *Brachylaima* e *Rallitrema* Travassos & Kohn, 1964, no entanto, mais recentemente POJMANSKA (2002b) sinonimiza os dois subgêneros incluindo-os dentro do único gênero *Brachylaima*. Os gêneros *Heterolope* Looss, 1899, *Entosiphonus* Sinitisin, 1931, *Centrodes* Travassos & Kohn, 1964 e *Mazzantia* Travassos & Kohn, 1964 também são considerados sinônimos do gênero *Brachylaima* (POJMANSKA 2002b).

*Brachylaima centrodes* (Braun, 1901) Dollfus, 1935 parasito de *Tinamus* sp., *Crypturellus variegatus* Gmelin, 1789, *Crypturellus obsoletus* (Temminck, 1815) e *Nothura maculosa* (Temminck, 1815); *Brachylaima marsupium* (Braun, 1901) Dollfus, 1935 encontrada em *Perdix rufina* Spix, 1925 e *Brachylaima mazzantii* (Travassos, 1927) Dollfus, 1935 de *Columba livia* Gmelin, 1789 e *Columbigallina talpacoti* (Temminck, 1811) são as espécies parasitas de aves registradas para o Brasil (YAMAGUTI 1971). Apenas três espécimes foram encontrados parasitando *T. rufiventris*, o que tornou difícil a determinação deste helminto em nível de espécie, no entanto foi possível constatar que eles diferenciavam-se das espécies

descritas para o Brasil pela extensão do vitelário que apresentava-se distribuído da região do testículo anterior até o acetábulo.

O ciclo de vida dos representantes da família Brachylaimidae em ambientes terrestres caracteriza-se por apresentar dois hospedeiros intermediários e a metacercária pode estar encistada ou não no segundo hospedeiro intermediário (YAMAGUTI 1975; POJMANSKA 2002a). Os moluscos terrestres *Helix* sp., *Helicella* sp., *Oxychilus* sp. e *Agriolimax* sp. são citados como hospedeiros intermediários para o gênero *Brachylaima* (YAMAGUTI 1975).

Figuras 7 – 9. *Brachylaima* sp., parasito de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, fotomicrografias: (7) região anterior, barra= 250 $\mu$ m; (8) região posterior, barra= 250 $\mu$ m; (9) detalhe das gônadas, barra= 100 $\mu$ m. VO- ventosa oral; F- faringe; A- acetábulo; V- vitelária; BC- bolsa do cirro; T- testículo; OV- ovário; CC- ceco.



Superfamília Cyclocoeloidea Stossich, 1902

Família Eucotyliidae Cohn, 1904

Subfamília Tanaisiinae Freitas, 1951

*Tamerlania inopina* (Freitas, 1951)

(Figuras 10 - 12)

**Descrição:** Eucotyliidae, Tanaisiinae. Baseada em 13 espécimes montados *in toto*. Corpo alongado com 3,92 – 2,30 mm (2,88; 13; 4,86) de comprimento por 0,78 – 0,36 mm (0,58; 13; 0,12) de largura. Tegumento com espinhos. Ventosa oral subterminal, arredondada medindo 290,00 - 146,56 (225,45; 13; 48,14) de comprimento e 310,00 - 164,88 (257,30; 13; 50,48) de largura. Faringe musculosa globular com 120,00 - 73,28 (98,69; 13; 16,72) de comprimento por 160,00 - 100,00 (123,49; 13; 18,82) de largura. Esôfago curto, muitas vezes imperceptível. Cecos bifurcados, levemente sinuosos, estendendo-se ao longo do corpo, fusionando-se a 420,00 - 200,00 (293,52; 11; 60,92) da extremidade posterior do corpo. Bolsa do cirro ausente. Gônadas posicionadas na porção anterior do corpo. Testículos lobados e pós-ovarianos. Testículo direito medindo 280,00 - 155,72 (204,94; 12; 44,88) por 237,50 - 119,08 (177,39; 12; 45,54) e o esquerdo 265,64 - 162,50 (207,99; 12; 33,05) por 240,00 - 107,50 (175,09; 12; 41,92). Ovário lobado, localizado no mesmo campo do testículo direito, medindo 201,52 - 109,92 (149,89; 12; 33,29) de comprimento por 252,50 - 112,50 (184,33; 12; 40,77) de largura. Útero muito desenvolvido, com alças ascendentes e descendentes que ocupam todo o corpo, com exceção das regiões da ventosa oral e das gônadas. Vitelário formado por numerosos folículos; estendendo-se da região dos testículos até 989,28 - 677,84 (789,87; 13; 111,70) da extremidade posterior do corpo. Ovos castanho escuros

medindo 40,00 - 27,36 (34,92; 13; 4,61) de comprimento por 25,08 - 18,24 (23,44; 13; 2,33) de largura.

**Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris* e pardal, *Passer domesticus*

Local de Infecção: rins

Localidade: Guaíba, Porto Alegre e Viamão, RS

Prevalência: 4,64% em *T. rufiventris* e 2,50% em *Passer domesticus*

Intensidade Média de Infecção: 3,71 helmintos/sabiá-laranjeira e 7 helmintos/pardal

Abundância Média de Infecção: 0,17 helmintos/sabiá-laranjeira e 0,18 helmintos/pardal

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 10 helmintos/sabiá-laranjeira e 1 – 17 helmintos/pardal

**Comentários:**

A superfamília Cyclocoeloidea divide-se em três famílias Cyclocoelidae Stossich, 1902, Typhlocoelidae Harrah, 1922 e Eucotyliidae, que distingue-se das demais famílias por apresentar a ventosa oral bem desenvolvida (KANEV *et al.* 2002a). Atualmente, a família Eucotyliidae encontra-se dividida em duas subfamílias, Eucotylinae Skrjabin, 1924 e Tanaisiinae que distinguem-se pela presença de um alargamento cervical em forma de cone ou triângulo, presença de ciclocele, posição dos testículos em relação ao ceco e presença de bolsa do cirro. Três gêneros são listados para a subfamília Tanaisiinae: *Tanaisia* Skrjabin, 1924, *Paratanaisia* Freitas, 1959 e *Tamerlania* Skrjabin, 1924 (KANEV *et al.* 2002b).

O gênero *Tamerlania* diferencia-se por apresentar testículos simétricos, pré-equatoriais e o vitelário pós-ovariano (KANEV *et al.* 2002b). Este gênero foi pela primeira vez descrito por Skrjabin (1924) *apud* KANEV *et al.*(2002b) para digenéticos encontrados nos rins de aves do Turquestão. No entanto, YAMAGUTI (1958; 1971) listou *Tamerlania* como um subgênero de *Tanaisia* e FREITAS (1951; 1959a) sinonimizou os dois.

YAMAGUTI (1971) cita, para o Brasil 11 espécies dentro do subgênero *Tamerlania*: *Tamerlania exigua* Freitas, 1951; *Tamerlania freitasiana* Odening, 1963; *Tamerlania incerta* Freitas, 1951; *Tamerlania inopina* Freitas, 1951; *Tamerlania magnicolica* Freitas, 1951; *Tamerlania minax* Freitas, 1951; *Tamerlania oviaspera* Freitas, 1951; *Tamerlania parva* Freitas, 1951; *Tamerlania precaria* Freitas, 1951; *Tamerlania similis* Freitas, 1951 e *Tamerlania valida* Freitas, 1951.

Os hospedeiros definitivos registrados para *T. inopina* são os passeriformes *Passer domesticus* (FREITAS 1959a; BRASIL & AMATO 1992) e *Icterus chryscephalus* (Linnaeus, 1766) (FRANCO 1965) e de uma espécie não identificada do gênero *Sterna* Linnaeus, 1758 (FREITAS 1959a). Não existem registros sobre os hospedeiros intermediários de *T. inopina*. No entanto, KINGSTON (1965) estudando experimentalmente o ciclo de vida de *T. zarudnyi* (Skrjabin, 1924) coletados dos ureteres e ductos renais de *Bonasa umbellus* (Linnaeus, 1766) em Ontário (Canadá) e Michigan (Estados Unidos da América) constatou que os caracóis terrestres das espécies *Anguispira alternata* (Say, 1816) e *Succinea ovalis* (Say, 1817) serviam como hospedeiros intermediários. Representantes do gênero *Succinea* Draparnaud, 1801 são encontrados no sul do Brasil e podem ser potenciais hospedeiros intermediários para *T. inopina* (THOMÉ *et al.* 2006).

Neste trabalho seguimos KANEV *et al.*(2002b) que consideram *Tamerlania* como um gênero válido com características morfológicas intermediárias aquelas apresentadas pelos gêneros *Tanaisia* e *Paratanaisia*.

Figuras 10 – 12. *Tamerlania inopina*, parasito de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, e de pardal, *Passer domesticus*, fotomicrografias: (10) região anterior, barra= 250µm; (11) região posterior, barra= 250µm; (9) detalhe do tegumento com espinhos (setas), barra= 50µm. VO- ventosa oral; F- faringe; CC- ceco; V- vitelária; U- útero.



Família Dicrocoeliidae (Looss, 1899) Odhner, 1910

Subfamília Dicrocoeliinae Looss, 1899

Tribo Eurytrematini Yamaguti, 1958

*Conspicuum conspicuum* (Faria, 1912) Bhalerao, 1936

(Figuras 13 - 16)

**Descrição:** Dicrocoeliidae, Dicrocoeliinae, Eurytrematini. Baseada em 18 espécimes montados *in toto*. Corpo sub-elipsóide, com 9,52mm – 5,31mm (6,85mm; 16; 1,14) de comprimento e 3,07mm – 1,68mm (2,35mm; 17; 0,45) de largura. Tegumento com papilas cônicas. Ventosa oral subterminal medindo 750 – 480 (570; 17; 70) de comprimento e 710 – 480 (600; 17; 80) de largura. Acetábulo no final do terço anterior do corpo com 990 - 710 (830; 16; 80) de comprimento por 1010 - 710 (850; 16; 90) de largura. Faringe com 260 - 160 (210; 17; 30) de comprimento. Esôfago dorsal à bolsa do cirro medindo 530 – 220 (340; 8; 100) de comprimento. Cecos terminando a 1590 - 350 (990; 7; 480) da extremidade posterior do corpo. Testículos simétricos, irregularmente lobados e imediatamente pós-acetabulares. O testículo esquerdo medindo 710 – 310 (510; 15; 110) por 640 – 310 (460; 15; 90) e o direito 720 – 330 (520; 15; 110) por 580 – 260 (450; 15; 70). Bolsa do cirro com 540 – 330 (390; 13; 70) de comprimento por 220 – 110 (140; 13; 30) de largura, contendo vesícula seminal tubular e enovelada (“winding”), complexo prostático e cirro. Porções genitais terminais dos machos e fêmeas abrem separadamente em uma cavidade comum e o poro genital localiza-se na superfície ventral no nível da faringe. Ovário submediano, pós-testicular, com 480 – 190 (360; 16; 60) por 490 – 220 (360; 16; 80). Receptáculo seminal e canal de Laurer presentes. Vitelário medindo 2,71mm – 1,33mm (1,99mm; 15; 0,36mm) de comprimento e com folículos pequenos, estendendo-se nos campos extracecais do nível testicular até próximo ao

final dos cecos, distando 3,62mm – 1,62mm (2,38mm; 14; 0,56mm) da extremidade posterior do corpo. Útero ventral ocupando a maior parte da região posterior ao acetábulo. Ovos com 40 – 30 (40; 17; 0) de comprimento e 30 – 20 (20; 17; 0) de largura. Vesícula excretora levemente dilatada na extremidade terminal. Poro excretor terminal.

**Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*

Local de Infecção: Vesícula biliar

Localidade: Eldorado do Sul, Porto Alegre e Viamão, RS

Prevalência: 59,60%

Intensidade Média de Infecção: 2,42 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 1,44 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 20 helmintos/hospedeiro

Espécime depositado: CHIOC nº 36.508.

**Comentários:**

Esta espécie foi inicialmente descrita por FARIA (1912) como *Dicrocoelium conspicuum*. TRAVASSOS (1916) incluiu-a no gênero *Platynosomum* Looss, 1907 e em 1918, no gênero *Eurytrema* Looss, 1907. No entanto, BHALERAO (1936) colocou-a como um subgênero de *Eurytrema*, com duas subespécies *Eurytrema conspicuum conspicuum* Faria, 1912 e *Eurytrema conspicuum pulchrum* Travassos, 1919. Mais tarde TRAVASSOS (1944), baseado na estrutura da porção terminal do útero, poro genital e bolsa do cirro, separou esta espécie do gênero *Eurytrema*. *Conspicuum conspicuum* assemelha-se morfológicamente a *Eurytrema coelomaticum* (Giard &

Billet, 1892) Looss, 1907, diferenciando-se pela ausência de novelo de alças uterinas na região anterior ao acetábulo, pela posição mais anterior do poro genital e pela fusão dos canais deferentes antes de penetrarem na bolsa do cirro (TRAVASSOS 1944).

*Conspicuum conspicuum* parasita a vesícula biliar de várias espécies de aves, das quais a maioria pertence a Ordem Passeriformes: *Turdus albicollis* Vieillot, 1818, *Turdus amaurochalinus* Cabanis, 1850, *Turdus leucomelas* Vieillot, 1818, *Turdus rufiventris* Vieillot, 1818, *Platycichla flavipes flavipes* (Vieillot, 1818), *Mimus gilvus autelius* Oberholser, 1919, *Ramphocelus brasilius brasilius* (Linnaeus, 1766), *Cacicus haemorrhous* (Linnaeus, 1766), e *Xiphocolaptes albicollis albicollis* (Vieillot, 1818) (TRAVASSOS 1944). Outras aves hospedeiras deste dicrocelídeo são *Celeus flavescens* (Gmelin, 1788) (TRAVASSOS *et al.* 1969) e *Numida meleagris* (Linnaeus, 1758) (MENEZES *et al.* 2001). De acordo com TRAVASSOS *et al.* (1969), os primatas *Callimico goeldii* (Thomas, 1904) e *Saguinus nigricollis* (Spix, 1823) são, também, hospedeiros definitivos desta espécie. No entanto, no trabalho original de KINGSTON & COSGROVE (1967) estes macacos são citados como hospedeiros de duas novas espécies de *Platynosomum* Looss, 1907 (*P. amazonensis* e *P. marmoseti*), encontradas nos ductos biliares e por eles descritas.

Este é o primeiro registro de *C. conspicuum* no Rio Grande do Sul, Brasil e pela primeira vez a porção terminal do aparato genital masculino e feminino foi estudada em detalhe utilizando espécimes *in toto*, cortes histológicos e microscopia eletrônica. A análise de espécimes corados sugeriu a presença de poros genitais masculinos e femininos abrindo independente, lado a lado, uma vez que o metratermo corre paralelo à bolsa do cirro até próximo da superfície. No entanto, os cortes histológicos mostraram as porções terminais das genitálias masculina e feminina convergindo para uma cavidade rasa que se abre para o exterior através de um único poro. O estudo da microscopia eletrônica confirmou a existência de

uma poro genital único na superfície ventral. De acordo com BROOKS *et al* (1985) esta cavidade poderia ser um átrio genital, no entanto, YAMAGUTI (1971) e GIBSON & BRAY (1979) relacionam o átrio genital a presença de um ducto hermafrodita, o que não é o caso para este dicrocelídeo.

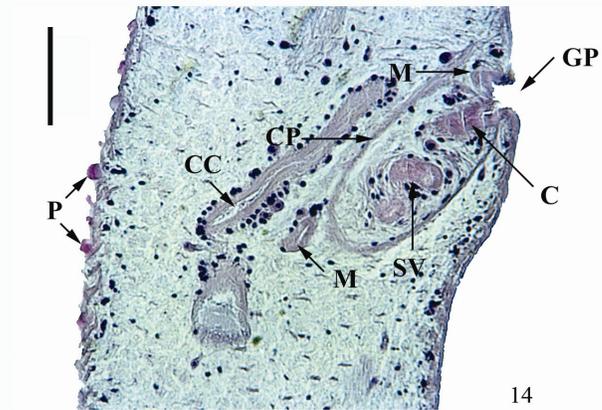
O estudo histológico de vesículas biliares de *Euphagus cyanocephalus* (Wagler, 1829) infectadas com *Conspicuum icteridorum* Denton & Byrd, 1951 mostrou a presença de alterações nos tecidos destes órgãos. As lesões mais comuns foram hiperplasia localizada do tecido conjuntivo, perda de tecido de suporte na parede do órgão, assim como, em alguns casos, a presença de tecido necrosado e de processos inflamatórios (BASSETT 1958). Embora MENEZES *et al.* (2001) tenham registrado a presença de lesões no fígado (lobos alargados e amarelados, e processos degenerativos nos vacúolos hepáticos) de espécimes de *Numida meleagris* parasitados com *C. conspicuum*, nenhuma lesão visível foi observada na vesícula biliar ou fígado dos espécimes de *T. rufiventris* examinados.

Pouco se conhece sobre o ciclo de vida dos representantes da subfamília Dicrocoeliinae. No entanto, o ciclo de vida de *C. icteridorum* foi estudado e elucidado por PATTEN (1952). Este digenético possui como primeiro hospedeiro intermediário o molusco *Zonitoides arboreus* (Say, 1817). A metacercária desenvolve-se no segundo hospedeiro intermediário, um artrópodo, neste caso os isópodos terrestres *Oniscus asellus* (Linnaeus, 1758) e *Armadillidium quadrifrons* Stoller, 1902. Dezesesseis horas após a infecção experimental, as metacercárias já eram encontradas na vesícula biliar de *Quiscalus quiscula quiscula* (Linnaeus, 1758) e o digenético *C. icteridorum* atingiu o estágio de maturação aproximadamente 12 semanas após a infecção.

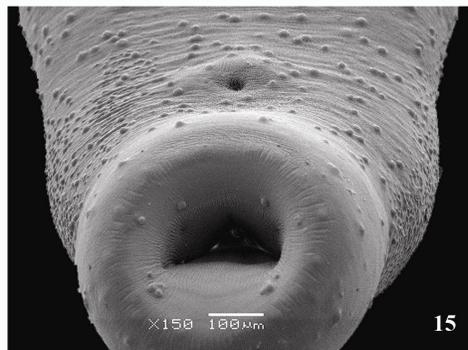
Figuras 13 – 16. *Conspicuum conspicuum*, parasito de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*: (13) aspecto geral, fotomicrografia, barra= 1000 $\mu$ m (foto de J.F.R. Amato); (14) corte histológico da região terminal da genitália masculina e feminina, fotomicrografia, barra= 100 $\mu$ m; (15) região anterior, microscopia eletrônica de varredura, barra= 100 $\mu$ m; (16) detalhe da cavidade na qual se abrem os poros genitais, microscopia eletrônica de varredura, barra= 10  $\mu$ m. GP- poro genital; C- cirro; M- metratermo; SV- vesícula seminal; CP- bolsa do cirro; CC- ceco intestinal e P- papilas.



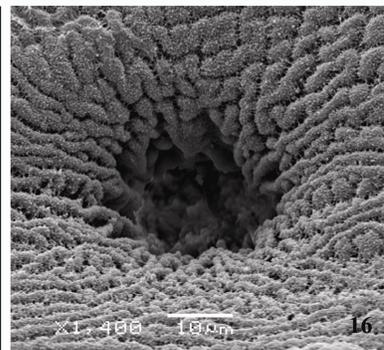
13



14



15



16

Tribo LutztreMATINI Yamaguti, 1958

*Lutztrema obliquum* (Travassos, 1917) Travassos, 1941

(Figuras 17 - 19)

**Descrição:** Dicrocoeliidae, Dicrocoeliinae, LutztreMATINI. Baseada em 12 espécimes montados *in toto*. Corpo alongado medindo 3,39mm – 1,36mm (2,62mm; 12; 0,53) de comprimento e 0,33mm – 0,17mm (0,25mm; 12; 0,05) de largura. Tegumento sem espinhos, mas com pequenas papilas. Ventosa oral subterminal medindo 128,24 – 91,60 (114,50; 12; 11,39) de comprimento e 119,08 – 91,60 (103,05; 12; 9,67) de largura tendo adiante da ventosa oral um pequeno prolongamento em forma de lábio. Acetábulo no terço anterior do corpo com 256,48 - 183,20 (211,44; 12; 21,20) de comprimento por 219,84 - 164,88 (194,65; 12; 15,19) de largura. Faringe com 61,56 - 36,48 (48,26; 12; 7,33) de comprimento e 52,44 - 41,04 (48,64; 12; 3,41) de largura. Esôfago, fracamente visualizado, continua em um ceco único, sinuoso, que fica localizado sob outros órgãos na região posterior do corpo. Poro genital mediano. Bolsa do cirro pré-acetabular com 175,56 – 104,88 (158,75; 8; 22,70) de comprimento por 66,12 – 20,52 (43,32; 8; 13,73) de largura. Testículos de contorno irregular, o esquerdo medindo 174,04 – 82,44 (125,95; 12; 30,29) por 201,52 – 91,60 (138,16; 12; 35,68) e o direito 201,52 – 100,76 (145,03; 12; 31,21) por 201,52 – 100,76 (150,38; 12; 32,79). Ovário de contorno regular, elipsóide, pós-testicular, com 155,72 – 73,28 (93,89; 12; 22,48) por 128,24 – 82,44 (107,63; 12; 15,68). Vitelário lateral medindo 421,36 – 109,92 (282,43; 12; 94,21) de comprimento e com folículos volumosos, distando 1603,00 – 668,68 (1141,95; 12; 264,43) da extremidade posterior do corpo. Útero ocupando inteiramente a região posterior do corpo e repleto de ovos que medem 36,48 – 27,36 (31,73; 12; 3,43) de comprimento e 22,80 –

15,96 (19,00; 12; 2,02) de largura. Vesícula excretora levemente dilatada na extremidade terminal. Poro excretor terminal.

**Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*

Local de Infecção: fígado e vesícula biliar

Localidade: Eldorado do Sul, Gravataí, Porto Alegre e Viamão, RS

Prevalência: 13,91%

Intensidade Média de Infecção: 11,10 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 1,54 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 47 helmintos/hospedeiro

**Comentários:**

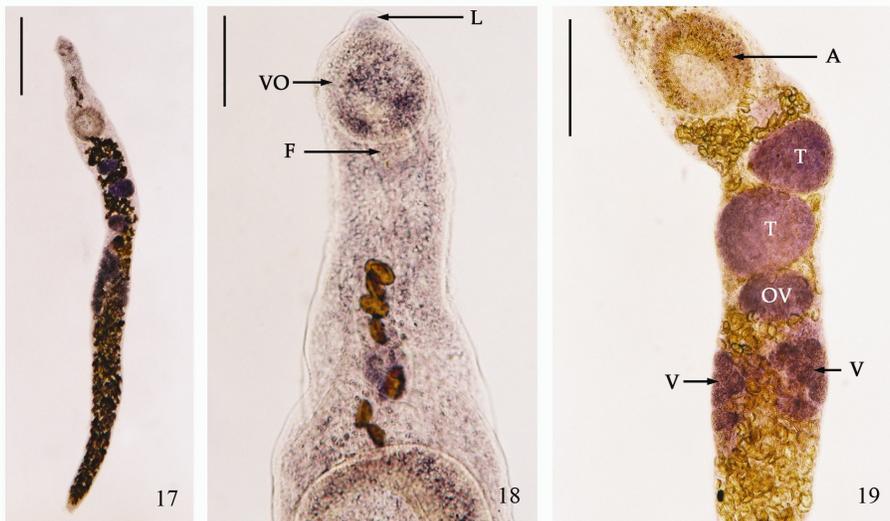
YAMAGUTI (1971) cita 11 espécies pertencentes ao gênero *Lutztrema* Travassos, 1941: *Lutztrema obliquum*, *Lutztrema bhattacharyai* (Pande, 1939) Travassos, 1944, *Lutztrema insigne* Travassos, 1941, *Lutztrema microstomum* Denton & Byrd, 1951, *Lutztrema monenteron* (Price & McIntosh, 1935) Travassos, 1941, *Lutztrema sinense* Faust, 1966, *Lutztrema skrjabini* Rysavy, 1955, *Lutztrema spinosum* Faust, 1966, *Lutztrema sturni* Skrjabin & Evranova, 1953, *Lutztrema transversum* (Travassos, 1917) Travassos, 1941 e *Lutztrema verrucosum* Travassos, 1941. A espécie tipo do gênero é *L. obliquum* que é registrada para o Brasil, assim como *L. insigne*, *L. transversum* e *L. verrucosum*. Os hospedeiros definitivos registrados para *L. obliquum* incluem *Turdus amaurochalinus*, *Turdus leucomelas*, *Turdus rufiventris*, *Platycichla flavipes*, *Cacicus (=Archiplanus) solitarius* (Vieillot, 1816), *Uroleuca cristatella* (Temminck, 1823), *Tyrannus melancholicus* Vieillot, 1819

no Brasil, *Gymnostinops montezuma* (Lesson, 1830) na Costa Rica e *Aethiopsar cristatellus cristatellus* (Linnaeus, 1766) na China (YAMAGUTI 1971).

Inicialmente esta espécie foi descrita como *Lyperosomum obliquum* Travassos, 1917 e TRAVASSOS (1941) fez a nova combinação passando-a para *Lutztrema obliquum*. Uma das características que diferencia estes dois gêneros é a forma do tubo digestivo que é difícil de ser visualizada, pois o útero quando repleto de ovos, ocupa inteiramente a região posterior do corpo. Em *L. obliquum* o esôfago é seguido por ceco único, relativamente longo e mediano ou quando bifurcado, um dos cecos é rudimentar, não ultrapassando a zona acetabular. As espécies do gênero *Lyperosomum* caracterizam-se por apresentar cecos de comprimento semelhante e que terminam à distância variável da extremidade posterior (TRAVASSOS 1944). FABIO & FERREIRA (1999) registraram *L. obliquum* parasitando a vesícula biliar do sabiá-coleira *Turdus albicollis* na Ilha da Marambaia, Rio de Janeiro. No entanto, a ilustração apresentada neste trabalho mostra a presença de cecos bifurcados bem desenvolvidos, o que não está de acordo com a descrição de *L. obliquum* feita por TRAVASSOS (1944).

*Lutztrema monenteron* é a única espécie do gênero que apresenta o ciclo de vida totalmente esclarecido (KRISSENGER 1984). Este dicroceliídeo é comumente encontrado na vesícula biliar e ductos biliares de vários passeriformes da América do Norte e Europa. Várias espécies de moluscos pertencentes à Ordem Stylommatophora Schmidt, 1856 são citados como primeiro hospedeiro intermediário deste digenético (KRISSENGER 1984), entre estes, representantes de gêneros encontrados no Rio Grande do Sul, tais como, *Bulimulus* Leach, 1814, *Deroceras* Rafinesque, 1820 e *Vallonia* Risso, 1826 (THOMÉ *et al.* 2006). KRISSENGER (1984) observou que milípedes *Oxidus gracilis* (Koch, 1847) alimentavam-se prontamente das bolas de muco contendo cercárias que eram eliminadas por estes moluscos, servindo como o artrópodo, segundo hospedeiro intermediário.

Figuras 17 – 19. *Lutztrema obliquum*, parasito de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, fotomicrografias: (17) aspecto geral, barra= 500µm; (18) região anterior, barra= 100µm; (19) detalhe das gônadas, barra= 250µm. L- prolongamento em forma de lábio; VO- ventosa oral; F- faringe; A- acetábulo; T- testículo; OV- ovário; V- vitelária.



Família Eumegacetidae Travassos, 1922

*Eumegacetes* sp.

(Figuras 20 - 21)

**Descrição:** Eumegacetidae. Baseado em um espécime montado *in toto*. Corpo oval, com 2,49mm de comprimento por 1,23mm de largura. Tegumento liso. Ventosa oral subterminal medindo 558,76 de comprimento e 577,08 de largura. Acetábulo pós-equatorial com 531,28 de comprimento e 540,44 de largura. Faringe globosa medindo 155,72 por 219,84. Esôfago medindo 36,64 de comprimento. Testículos lisos, redondos, pré-acetabulares. O testículo direito medindo 311,44 de comprimento e 320,60 de largura e o testículo esquerdo com 320,60 de comprimento e 320,60 de largura. Bolsa do cirro presente. Ovário arredondado, pós-acetabular, medindo 229,00 de comprimento e 229,00 de largura. Útero bem desenvolvido, contendo ovos que medem 27,36 - 22,80 (25,76; 10; 1,54) de comprimento e 13,68 - 11,40 (12,31; 10; 1,18) de largura, e apresentando alças que atingem a região da ventosa oral. Vitelário lateral, disposto ao longo do comprimento do corpo estendendo-se do nível anterior do acetábulo até a extremidade posterior.

**Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: pardal, *Passer domesticus*

Local de Infecção: intestino grosso

Localidade: Viamão, RS

Prevalência: 0,63%

Intensidade Média de Infecção: 1 helminto/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,01 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 helminto/hospedeiro

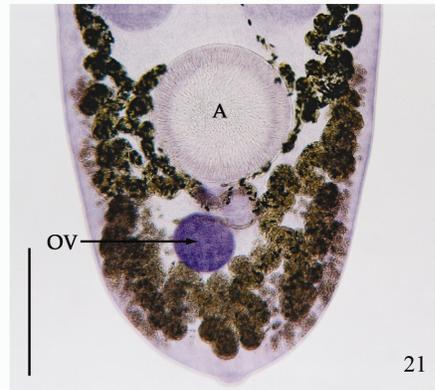
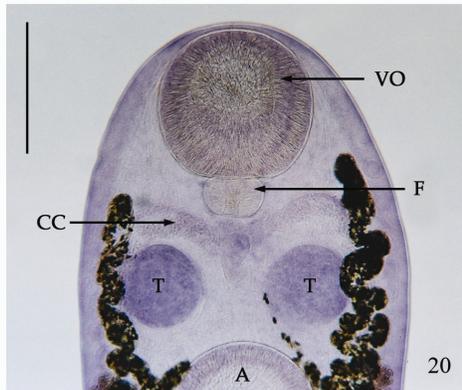
### **Comentários:**

A posição sistemática do gênero *Eumegacetes* Looss, 1900 gerou bastante controvérsia. Inicialmente ele foi considerado um gênero da subfamília Lecithodendriinae Looss, 1902, família Lecithodendriidae Odhner, 1910. Mais tarde passou para a subfamília Pleurogenetinae Looss, 1899, na mesma família. YAMAGUTI (1958; 1971) coloca este gênero na família Eumegacetidae Travassos, 1922. JAISWAL & VASUDEV (1960) discutiram a posição sistemática do gênero *Eumegacetes* e sugeriram a sua retenção em uma subfamília separada, Eumegacetinae, dentro da família Lecithodendriidae. Khotenovskii (1966) *apud* JAISWAL & HUMAYUN (1973) reconheceu a família Eumegacetidae e colocou este e outros gêneros sob esta família, o que também foi aceito por JAISWAL & HUMAYUN (op. cit.). Estes autores sugeriram que o gênero *Posthovitellum* Khotenovskii, 1966 fosse considerado, também, como um subgênero de *Eumegacetes*.

Assim, o gênero *Eumegacetes* compreende três subgêneros, classificados de acordo com a extensão ocupada pelo vitelário. No subgênero *Eumegacetes* (Oshmarin, 1963) Khotenovskii, 1966 a extensão anterior do vitelário está restrita ao nível anterior dos testículos; no subgênero *Anterovitellum* Khotenovskii, 1966 a extensão anterior do vitelário vai além do nível anterior dos testículos; enquanto no subgênero *Posthovitellum* (Khotenovskii, 1966) o vitelário está restrito à região do meio do corpo, não se estendendo nem até o nível anterior do acetábulo (JAISWAL & HUMAYUN 1973).

As espécies do gênero *Eumegacetes* registradas para o Brasil, estariam classificadas dentro do subgênero *Eumegacetes*. No entanto, o único espécime de digenético coletado do intestino grosso de *P. domesticus* neste estudo apresenta vitelário que não chega a atingir o nível anterior do acetábulo, o que a colocaria dentro do subgênero *Posthovitellum*, levando em consideração a classificação proposta por JAISWAL & HUMAYUN (1973). Porém, como se trata de um único espécime, fica difícil considerar se esta é uma característica constante para este parasito de *P. domesticus* ou se esta é uma variação intraespecífica apresentada por este espécime.

Figuras 20 – 21. *Eumegacetes* sp., parasito de pardal, *Passer domesticus*, fotomicrografias: (20) região anterior, barra= 500 $\mu$ m; (21) região posterior, barra= 500 $\mu$ m. VO- ventosa oral; F- faringe; CC- ceco; T- testículo; A- acetábulo; OV- ovário.



### 3.1.2. Cestóides

Superclasse Neodermata Ehlers, 1985

Classe Cercomeromorphae Bychowsky, 1937

Subclasse Cestodaria Monticelli, 1891

Superordem Eucestoda Southwell, 1930

Ordem Cyclophyllidea van Beneden *in* Braun, 1900

Família Davaineidae Braun, 1900

Subfamília Davaineinae Braun, 1900

*Fernandezia spinosissima* (Linstow, 1894) López-Neyra, 1936

(Figura 22)

**Descrição:** Davaineidae, Davaineinae. Baseada em três espécimes montados *in toto*. Estróbilo craspédoto com 31,12 mm de comprimento e 1,50 mm – 1,41 mm (1,46; 2; 64,49) de largura máxima. Escólece medindo 592,80 - 501,60 (562,40; 3; 52,65) de comprimento por 820,80 - 638,40 (706,80; 3; 99,38) de largura, provido de quatro ventosas bem desenvolvidas, desarmadas, que apresentam diâmetro de 192,36 - 137,40 (167,93; 3; 27,98). Rostelo armado com um número grande de minúsculos ganchos arranjados em duas fileiras. Ganchos medindo 18,24 - 13,68 (15,20; 3; 2,63) de comprimento. Colo ausente. Proglótides mais largas do que compridas, as imaturas com 229,00 - 109,92 (169,46; 2; 84,20) de comprimento e 622,88 - 384,72 (503,80; 2; 168,40) de largura; as maduras com 274,80 de comprimento e 1,09 mm de largura; e as grávidas medindo 613,72 de comprimento por 1,54 mm de largura. Testículos numerosos e posteriores ao ovário com 86,64 - 57,00 (72,20; 3; 14,83) de comprimento por 68,40 - 45,60 (57,00; 3; 11,40) de largura. Cirro armado com espinhos muito pequenos. Ovário

bilobado apresentando 155,72 de comprimento por 82,44 de largura. Poros genitais irregularmente alternados. Útero persistente e profundamente lobado. Ovos medindo 50,16 - 31,92 (43,32; 3; 9,94) de diâmetro.

**Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*

Local de Infecção: duodeno e jejuno-íleo

Localidade: Porto Alegre e Viamão, RS

Prevalência: 7,95%

Intensidade Média de Infecção: 3,25 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,26 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 17 helmintos/hospedeiro

**Comentários:**

A família Davaineidae apresenta numerosos e minúsculos ganchos rostelares em forma de martelo. Esta é uma característica totalmente diagnóstica dos representantes desta família, que tem sido freqüentemente dividida em três subfamílias baseado na natureza do útero: Davaineinae Braun, 1900 com cápsulas uterinas contendo um ou mais ovos, Ophryocotylinae Fuhrmann, 1907 com útero persistente em forma de saco e Idiogeninae Fuhrmann, 1907 contendo um grande órgão paruterino. No entanto, atualmente são consideradas apenas duas subfamílias baseadas na presença (Idiogeninae) ou ausência (Davaineinae) de órgão paruterino. Ophryocotylinae foi considerado sinônimo de Davaineinae (JONES & BRAY 1994).

O gênero *Fernandezia* López-Neyra, 1936 é muito próximo do gênero *Skrjabinia* Fuhrmann, 1920 diferenciando-se pela presença, no último, de cápsulas uterinas contendo um único ovo e no primeiro a presença de útero em forma de saco (Spasskii & Korniyushin 1977 *apud* JONES & BRAY 1994). Binder (1971) *apud* JONES & BRAY (1994) descreveu o útero de *F. spinosissima* como sacular e com margens profundamente lobadas o que poderia ser confundido com cápsulas.

Três espécies são listadas para o gênero *Fernandezia*, *Fernandezia goizuetai* Lopez-Neyra, 1936, *Fernandezia indicus* (Singh, 1964) Artyukh, 1966 e *F. spinosissima*. Todas estas espécies são parasitas de aves passeriformes, sendo que *F. goizuetai* está registrada para *Turdus musicus* (James & Llewellyn, 1967) na Europa e norte da África, *F. indicus* em *Turdoides subrufus* (Jerdon, 1839) na Índia e *F. spinosissima* em *Turdus merula* Linnaeus, 1758 na Europa, África, Rússia e Israel (SCHMIDT 1986).

*Fernandezia spinosissima* foi inicialmente descrita por Linstow em 1893 como *Davainea spinosissima*. Esta espécie diferencia-se das demais por apresentar cerca de 1000 ganchos no rostelo enquanto *F. goizuetai* possui em torno de 300 ganchos (LÓPEZ-NEYRA 1936). É difícil precisar o número exato de ganchos no rostelo de *F. spinosissima*, pois eles são minúsculos, destacam-se do rostelo com muita facilidade e estão dispostos em duas fileiras sobrepostas.

O rostelo dos representantes da família Davaineidae é usualmente descrito como um órgão muscular com tamanho e forma variados e armado com uma coroa de numerosos ganchos em forma de martelo (SCHMIDT 1986; JONES & BRAY 1994). No entanto, STOITSOVA *et al.* (2001) estudando *F. spinosissima*, descrevem o aparato rostelar composto por rostelo, pseudoprobóscide (anel de paredes grossas localizado na parte apical do escólece e adjacente ao rostelo) e dois grupos de sincício glandular, um no rostelo e o outro dentro do rostelo e da pseudoprobóscide. Estas características conferem ao aparato rostelar do tipo

davaineídeo uma função de órgão de fixação complexo e especializado que promove o ancoramento mecânico, adesão e, possivelmente, proteção através das suas secreções.

Família Dilepididae Railliet & Henry, 1909

*Choanotaenia passerina* (Fuhrmann, 1907) Fuhrmann, 1932

**Descrição:** Dilepididae. Baseada em oito espécimes montados *in toto*. Estróbilo craspédoto com escólece subglobular com 201,52 - 146,56 (169,46; 8; 17,65) de comprimento por 137,40 - 109,92 (123,66; 8; 10,95) de largura, provido de quatro ventosas bem desenvolvidas, desarmadas medindo 91,60 - 64,12 (77,86; 8; 8,48) de diâmetro. Rostelo retrátil, cilíndrico, medindo 91,60 - 64,12 (77,86; 6; 9,61) de comprimento e armado com 20 ganchos uniformes dispostos em uma única fileira. Cada gancho mede 18,24 - 13,68 (15,96; 4; 1,86) de comprimento. Bolsa do rostelo com 174,04 - 119,08 (140,45; 6; 20,62) de comprimento. Colo medindo 375,56 - 311,44 (345,79; 4; 27,35) de comprimento por 137,40 - 109,92 (128,24; 4; 12,95) de largura. As proglótides imaturas, mais largas do que compridas, medem 164,88 - 100,76 (123,01; 7; 22,97) de comprimento e 274,80 - 155,72 (217,22; 7; 45,41) de largura; as maduras possuem 311,44 - 229,00 (264,11; 6; 34,48) de comprimento por 439,68 - 366,40 (404,57; 6; 30,33) de largura; as proglótides grávidas, mais compridas do que largas, medindo 824,40 - 760,28 (792,34; 4; 37,02) de comprimento e 503,80 - 494,64 (496,93; 4; 4,58) de largura. Testículos redondos, ocupando o terço posterior da proglótide, apresentam 50,16 - 36,48 (41,04; 6; 4,78) de diâmetro. Bolsa do cirro, alongada e situada entre os canais osmorreguladores, mede 127,68 - 95,76 (106,25; 5; 12,76) de comprimento por 34,20 - 22,80 (29,18; 5; 4,39) de largura. Cirro cilíndrico, armado com minúsculos espinhos, medindo 134,52 - 114,00 (124,26; 2; 14,51) de comprimento por 20,52 - 15,96 (18,24; 2; 3,22) de largura quando totalmente extrovertido. Ovário bilobado, pré-testicular situado no meio da proglótide e com 128,24 - 100,76 (109,92; 4; 12,95) de comprimento por 174,04 - 137,40 (162,59; 4; 17,34) de largura. Vitelário

compacto, lobado e localizado entre os lóbulos ovarianos. Receptáculo seminal com 79,80 - 68,40 (74,10; 2; 8,06) de comprimento e 41,04 - 38,76 (39,90; 2; 1,61) de largura. Vagina alongada abre-se, juntamente com a bolsa do cirro, em um átrio genital que se comunica com o exterior através do poro genital. O poro genital localizado lateralmente no terço anterior da proglótide, alterna-se irregularmente. Útero ocupando toda a proglótide e preenchido com ovos que apresentam 38,76 - 34,20 (36,77; 8; 1,90) de diâmetro.

### **Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: pardal, *Passer domesticus*

Local de Infecção: duodeno e jejuno-íleo

Localidade: Porto Alegre e Viamão, RS

Prevalência: 10%

Intensidade Média de Infecção: 4,69 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,47 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 38 helmintos/hospedeiro

### **Comentários:**

SCHMIDT (1986) cita *Icterotaenia* Railliet & Henry, 1909, *Choanofuhrmannia* Lopez-Neyra, 1935, *Macracanthus* Moghe, 1925, *Megalacanthus* Moghe, 1925, *Molluscotaenia* Spasskii & Andreiko, 1971, *Prochoanotaenia* Meggitt, 1924, *Spreotaenia* Spasskii, 1969 e *Sobolevitaenia* Spasskaia & Makarenko, 1965 como sinônimos do gênero *Choanotaenia* Railliet, 1896.

Das espécies listadas por SCHMIDT (1986), apenas *Choanotaenia cayennensis* (Fuhrmann, 1907) parasitando *Belonopterus cayennensis* (Gmelin, 1789) e

*Choanotaenia rostellata* (Fuhrmann, 1908) Baylis, 1925 em *Himantopus mexicanus* (Muller, 1776) são registradas para o Brasil. A esta lista acrescenta-se *C. passerina* registrada no Rio de Janeiro por AMATO & BRASIL (1990). Esta espécie já era registrada parasitando *P. domesticus*, assim como, *Choanotaenia gondwana* Inamdar, 1934 e *Choanotaenia himalayana* Fotedar & Chishiti, 1977 na Índia, e *Choanotaenia parina* (Dujardin, 1895) Cohn, 1899 na Europa e Rússia.

*Choanotenia passerina* tem uma ampla distribuição geográfica existindo registros desta espécie parasitando o pardal na Espanha (ILLESCAS-GOMEZ & LOPEZ-ROMAN 1978; 1980), Polônia (JOSZT 1962), Moldávia (SCIUMILO 1963), Índia (BAUGH & SAXENA 1975) e Estados Unidos (HOPKINS & WHEATON 1935; STUNKARD & MILFORD 1937; KINTNER 1938; WILSON 1956), além do Brasil (AMATO & BRASIL 1990).

Além de besouros e gafanhotos (YAMAGUTI 1961), a mosca doméstica *Musca domestica* Linnaeus, 1758 foi registrada como hospedeiro intermediário para espécies do gênero *Choanotaenia* (REID & ACKERT 1937). Este hospedeiro é facilmente capturado pelos pardais junto a depósitos de lixo em ambientes peridomiciliares.

*Dilepis undula* (Schrank, 1788) Weinland, 1858

(Figuras 23, 25 - 26)

**Descrição:** Dilepididae. Baseada em oito espécimes montados *in toto*. Estróbilo craspédoto com 23,28 mm de comprimento e 2,21 mm – 0,78 mm (1,64; 4; 0,62) de largura máxima. Escólece medindo 512,96 - 265,64 (390,83; 6; 85,27) de comprimento por 577,08 - 274,80 (418,31; 6; 121,48) de largura, provido de quatro ventosas bem desenvolvidas, desarmadas, que apresentam diâmetro de 210,68 - 128,24 (167,17; 8; 28,44). Rostelo retrátil medindo 320,60 - 128,24 (227,47; 6; 77,38) de comprimento e 174,04 - 64,12 (105,34; 6; 36,98) de diâmetro quando extrovertido e armado com ganchos (> 30) arranjados em dois círculos. Ganchos medindo 82,08 - 54,72 (70,22; 5; 11,33) de comprimento. Bolsa do rostelo com 439,68 - 174,04 (328,23; 6; 88,13) de comprimento por 210,68 - 82,44 (149,61; 6; 42,44) de largura. Colo medindo 192,36 - 109,92 (149,61; 3; 41,30) de comprimento e 229,00 - 155,72 (183,20; 3; 39,93) de largura. Proglótides mais largas do que compridas, as imaturas com 192,36 - 82,44 (137,40; 5; 40,45) de comprimento e 687,00 - 320,60 (498,30; 5; 139,16) de largura; as maduras com 338,92 - 219,84 (267,47; 5; 51,16) de comprimento e 1,50 mm – 0,74 mm (1,13; 5; 0,32) de largura; e as grávidas medindo 384,72 - 247,32 (311,44; 3; 69,16) de comprimento por 2,33 mm – 0,63 mm (1,44; 3; 0,85) de largura. Testículos numerosos, pós-ovarianos com 64,12 - 45,80 (54,96; 10; 6,11) de comprimento por 54,96 - 36,64 (47,63; 10; 7,23) de largura. Bolsa do cirro medindo 223,44 - 134,52 (171,00; 5; 35,06) de comprimento por 45,60 - 22,80 (36,94; 5; 9,46) de largura. Cirro longo medindo 209,76 - 193,80 (202,16; 3; 8,01) por 15,96 - 11,40 (13,68; 3; 2,28) e armado com espinhos muito pequenos. Ovário com 256,48 - 146,56 (199,69; 5; 47,33) de comprimento por 100,76 - 54,96 (76,94; 5; 21,09) de largura situado no centro da proglótide. Receptáculo seminal medindo 109,92 - 73,28 (97,71; 5; 21,15) de

diâmetro. Vagina longa, dorsal à bolsa do cirro. Poros genitais unilaterais. Útero inicialmente reticulado e depois saciforme com 1172,48 - 732,80 (952,64; 2; 310,90) de diâmetro e ocupando quase completamente as proglótides grávidas. Ovos medindo 34,20 - 27,36 (30,78; 6; 2,39) de diâmetro e apresentando embrião hexacanto, cujos ganchos medem 13,68 - 11,40 (12,16; 3; 1,32).

### **Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*

Local de Infecção: duodeno e jejuno-íleo

Localidade: Eldorado do Sul, Porto Alegre e Viamão, RS

Prevalência: 30,46%

Intensidade Média de Infecção: 3,48 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 1,06 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 17 helmintos/hospedeiro

### **Comentários:**

A subdivisão de Dilepididae em três subfamílias (Dilepidinae Fuhrmann, 1907, Paruterininae Fuhrmann, 1907 e Dipylidiinae Stiles, 1896) baseada na estrutura do útero não é mais utilizada. Paruterininae e Dipylidiinae foram elevadas à família e uma nova família foi criada, Metadilepididae Spasskii, 1959. A atual família Dilepididae possui mais de 100 gêneros que não formam um grupo monofilético, o que provavelmente levará a novas divisões deste grupo (BONA 1994).

Espécies do gênero *Dilepis* Weinland, 1858 são encontrados em aves, principalmente nos Passeriformes, embora existam registros em alguns

mamíferos (insetívoros e primatas) (POLK 1942). Dentre as espécies citadas para este gênero por SCHMIDT (1986), *D. undula*, *Dilepis brachyarthra* Cholodkovsky, 1906, *Dilepis orientalis* Yamaguti, 1956 e *Dilepis turdi* Yamaguti, 1935 são citadas como parasitos de espécies do gênero *Turdus*. Para o Brasil existem registros de *Dilepis bicoronata* Fuhrmann, 1908, *Dilepis crassirostrata* Fuhrmann, 1908, *Dilepis fuhrmanni* Railliet & Henry, 1909, *Dilepis macrocephala* Fuhrmann, 1908, *Dilepis oligorchida* Fuhrmann, 1906, *Dilepis papillifera* Fuhrmann, 1908 (SCHMIDT 1986) e *Dilepis unilateralis* (Rudolphi, 1819) Clerc, 1906 (REGO & ROLAS 1972). As espécies registradas para o Brasil possuem como hospedeiros definitivos aves como o socó-boi *Tigrisoma lineatum* (Boddaert, 1783), a batuíra-de-esporão *Hoploxypterus cayanus* (Latham, 1790) e a garça-azul *Florida caerulea* Linnaeus, 1758 (SCHMIDT 1986) que costumam habitar margens de corpos de água onde se alimentam (SICK 1997).

*Dilepis undula* é um cestóide com ampla distribuição geográfica (SCHMIDT & NEILAND 1971; ILLESCAS-GOMEZ 1981; SCHMIDT 1986) e bastante comum em aves passeriformes (ILLESCAS-GOMEZ 1981), especialmente em representantes da subfamília Turdinae (SCHMIDT & NEILAND 1971). Tem sido registrado em várias espécies do gênero *Turdus*, entre estes *T. migratorius* (WEBSTER 1943; SLATER 1967; COOPER & CRITES 1976a; 1976b; CHING 1993), *Turdus philomelos* Brehm, 1831 (MARTINEZ *et al.* 1977; ILLESCAS-GOMEZ 1981), *Turdus grayi* Bonaparte, 1838 (SCHMIDT & NEILAND 1971), *Turdus viscivorus* Linnaeus, 1758, *T. merula* e outros Passeriformes, como *Sturnus vulgaris* Linnaeus, 1758 (MARTINEZ *et al.* 1977), *Ixoreus naevius* (Gmelin, 1789) (CHING 1993) e *Seiurus noveboracensis* (Gmelin, 1789) (JEWER & THRELFALL 1978). Neste estudo, *D. undula* é pela primeira vez descrito para o Brasil e como parasito de sabiá-laranjeira.

Apresenta como sinônimos *Taenia undula* Schrank, 1788; *Taenia angulata* Dujardin, 1845; *Dilepis angulata* (Dujardin, 1845) Clerc, 1900; *Hymenolepis undulata*

Parona, 1899; *Dilepis undulata* Volz, 1900; *Drepanidotaenia undula* Rosseter, 1906; *Southwellia ransomi* Chapin, 1926; *Hymenolepis pyramidalis* Sinitzin, 1896 e *Dilepis turdi* Yamaguti, 1935 (SCHMIDT 1986).

Embora nos estudos realizados por diferentes autores com esta espécie exista uma variação com relação às medidas dos órgãos, existe um consenso quanto à forma característica dos ganchos rostelares (ILLESCAS-GOMEZ 1981). Devido à alta facilidade com que estes ganchos se soltam do rostelo, o seu número também pode variar nas descrições desses autores. DAVIES (1935) estudando a anatomia de *D. undula* observou que o rostelo comportava 45 a 60 ganchos (78 de comprimento) dispostos em duas fileiras. Além disso, apesar da descrição para esta espécie citar a presença de poros unilaterais é possível que ocorram irregularidades e eventualmente pode ocorrer a presença de poro genital no lado oposto (DAVIES 1935).

Além do oligoqueta semiaquático *Eiseniella tetraedra* (Savigny, 1826) (RYSAVY 1973), os hospedeiros intermediários já registrados para *D. undula* são os anelídeos terrestres *Allolobophora longa* Ude, 1885 e *Lumbricus terrestris* Linnaeus, 1758 (Vogel 1921 *apud* RYSAVY 1973; Harper 1933 *apud* RYSAVY 1973; Rysavy 1964 *apud* RYSAVY 1973). As minhocas fazem parte da dieta dos sabiás-laranjeira (EFE *et al.* 2001; FONTANA 2001), bem como de outros representantes do gênero *Turdus*, como *T. migratorius* (MONTGOMERIE & WEATHERHEAD 1997).

Família Hymenolepididae Ariola, 1899

Subfamília Hymenolepidinae Perrier, 1897

*Wardium fernandensis* (Nybelin, 1929)

(Figuras 24, 27 - 28)

**Descrição:** Hymenolepididae, Hymenolepidinae. Baseada em seis espécimes montado *in toto*. Estróbilo craspédoto com 980,12 – 595,40 (787,76; 2; 272,04) de largura máxima. Escólece retrátil, bem desenvolvido, provido de quatro ventosas desarmadas com diâmetro de 102,60 – 91,20 (97,28; 6; 4,71). Rostelo retrátil e armado com 10 ganchos arranjados em um único círculo e que medem 22,80 – 11,40 (18,24; 7; 3,72) de comprimento. Bolsa do rostelo com 173,28 - 132,24 (152,19; 4; 18,74) de comprimento por 72,96 - 43,32 (59,28; 4; 12,49) de largura. Colo medindo 141,36 de comprimento e 150,48 de largura. Proglótides imaturas com 146,56 – 119,08 (132,82; 2; 19,43) de comprimento e 357,24 (357,24; 2; 0) de largura; as maduras com 238,16 – 229,00 (233,58; 2; 6,48) de comprimento e 540,44 – 467,16 (503,80; 2; 51,82) de largura; e as proglótides grávidas medindo 412,20 – 393,88 (403,04; 2; 12,95) de comprimento por 998,44 – 677,84 (838,14; 2; 226,70) de largura. Três testículos por proglótide com 119,08 – 82,44 (106,87; 6 16,04) de comprimento por 100,76 – 73,28 (80,91; 6; 12,18) de largura. Cirro armado com minúsculos espinhos. Ovário lobado com o maior diâmetro medindo 348,08 e o menor 238,16. Vitelário situado no centro da proglótide apresentando 100,76 de comprimento por 91,60 de largura. Receptáculo seminal bem desenvolvido. Ductos genitais dorsais aos canais osmorreguladores. Poros genitais unilaterais, direitos. Útero em forma de saco com 723,64 – 467,16 (595,40; 2; 181,36) de diâmetro. Ovos medindo 41,04 – 27,36 (31,92; 3; 7,90) de diâmetro e apresentando

embrião hexacanto, cujos ganchos medem 22,80 – 13,68 (17,48; 3; 4,75) de comprimento.

**Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*

Local de Infecção: duodeno e jejuno-íleo

Localidade: Eldorado do Sul, Porto Alegre e Viamão, RS

Prevalência: 25,83%

Intensidade Média de Infecção: 5,49 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 1,42 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 27 helmintos/hospedeiro

**Comentários:**

A família Hymenolepididae é a mais rica em número de espécie entre todos os cestóides. Somente entre as aves, os himenolepidídeos são representados por 620 espécies divididas em 142 gêneros e subgêneros (CZAPLINSKI & VAUCHER 1994).

O gênero *Wardium* Mayhew, 1925 foi criado para abrigar os cestóides que apresentam três testículos por proglótide, cuja posição pode variar ao longo do mesmo estróbilo, escólece armado com uma única fileira de ganchos, poros genitais unilaterais, útero em forma de saco e ductos genitais dorsais aos canais excretores (MAYHEW 1925).

Segundo CZAPLINSKI & VAUCHER (1994) o gênero *Wardium* apresenta como sinónimas, *Chelacanthus* Yamaguti, 1959; *Debrosia* Spasskii, 1987; *Decacanthus* Yamaguti, 1959; *Glareolepis* Spasskii, 1967; *Hybridolepis* Spasskii, 1959; *Limnolepis*

Spasskii & Spasskaya, 1954; *Lobatolepis* Yamaguti, 1959; *Parvibursa* Yamaguti, 1959; *Troglodytilepis* Yamaguti, 1956 e *Variolepis* Spasskii & Spasskaya, 1954. Destes sinônimos o gênero *Variolepis* foi citado por YAMAGUTI (1959) e SCHMIDT (1986) como um cestóide comumente encontrado parasitando aves com hábitos terrestres.

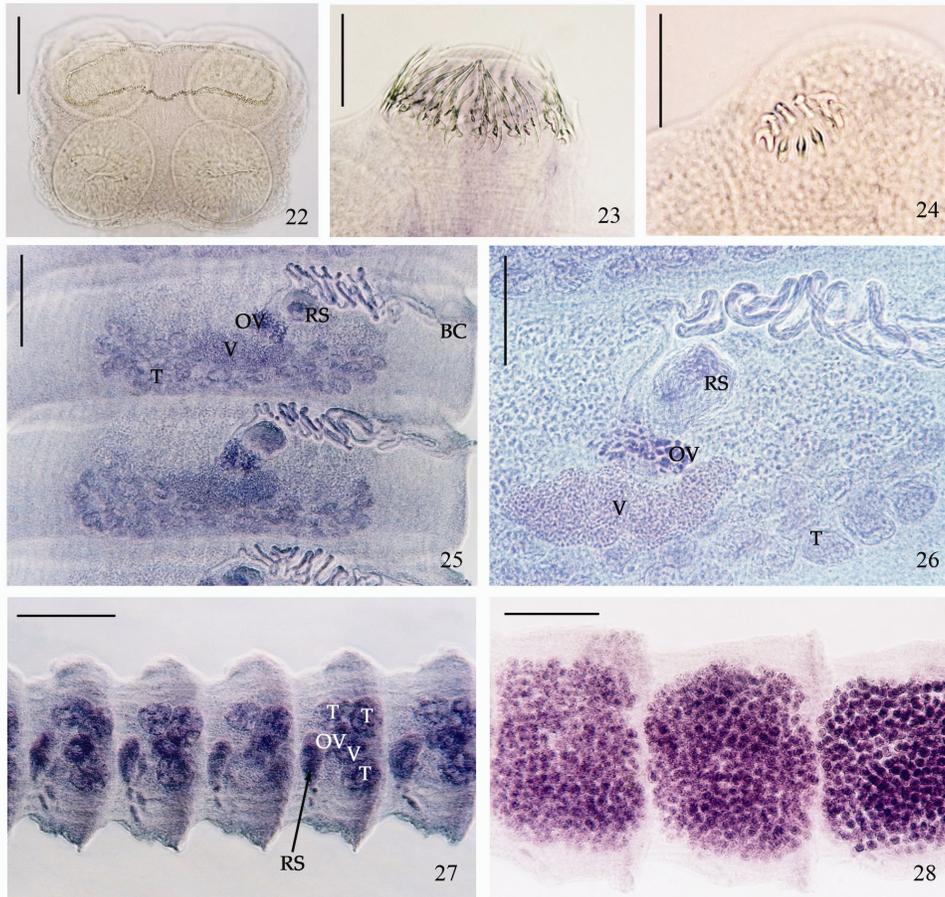
VOSER & VAUCHER (1988) registraram a presença deste cestóide parasitando *Turdus amaurochalinus*, *Turdus leucomelas* e *T. rufiventris* no Paraguai. Estes autores colocaram a espécie dentro do gênero *Hymenolepis* conforme inicialmente proposto por Nybelin em 1929. No entanto, YAMAGUTI (1959) e SCHMIDT (1986) colocam-na dentro do gênero *Variolepis*, como *Variolepis fernandensis* (Nybelin, 1929) Spasskii & Spaskaya, 1954. Este cestóide foi inicialmente descrito em *Turdus falcklandii* Quoy & Gaimard, 1824 no Chile (VOSER & VAUCHER 1988). Como CZAPLINSKI & VAUCHER (1994) citam o gênero *Variolepis* como um dos sinônimos do gênero *Wardium*, a espécie passa a ser denominada *Wardium fernandensis*.

Vários grupos de insetos foram registrados como hospedeiros intermediários destes cestóides, como os besouros das famílias Carabidae Latreille, 1802, *Pterostichus madidus* (Fabricius, 1775) e *Carabus hortensis* Linnaeus, 1758 (MOURAD 1967), Scarabaeidae Latreille, 1802 *Geotrupes sylvaticus* Panzer, 1798 (Linstow 1893 *apud* MOURAD 1967) e Silphidae Latreille, 1807 *Silpha* sp. (Kisielewska 1961 *apud* MOURAD 1967), além dos gafanhotos *Acrotylus humbertianus* Saussure, 1888, *Acrida exaltata* (Walker, 1859), *Oedaleus abruptus* (Thunberg, 1815), *Crotogonus* sp. e *Aiolopus* sp. (Dutt & Mehra 1962 *apud* MOURAD 1967).

Figura 22. *Fernandezia spinosissima*, parasito de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, fotomicrografia: (22) detalhe do escólece, barra= 150 $\mu$ m.

Figuras 23, 25 - 26. *Dilepis undula*, parasito de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, fotomicrografias: (23) detalhe do rostelo e ganchos, barra= 100 $\mu$ m; (25) proglótides maduras, barra= 250 $\mu$ m; (26) detalhe da proglótide madura, barra= 150 $\mu$ m. OV- ovário; V- vitelária; RS- receptáculo seminal; T- testículos; BC- bolsa do cirro.

Figuras 24, 27 - 28. *Wardium fernandensis*, parasito de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, fotomicrografias: (24) detalhe dos ganchos, barra= 50 $\mu$ m; (27) proglótides maduras, barra= 250 $\mu$ m; (28) proglótides grávidas, barra= 250 $\mu$ m. OV- ovário; V-vitelária; T- testículo.



### 3.1.3. Acantocéfalos

Filo Acanthocephala Rudolphi, 1808

Classe Palaeacanthocephala Meyer, 1931

Ordem Polymorphida Petrochenko, 1956

Família Plagiorhynchidae Golvan, 1960

Subfamília Porrorchinae Golvan, 1956

*Lueheia inscripta* (Westrumb, 1821) Travassos, 1919

(Figuras 29 - 36)

**Descrição:** Plagiorhynchidae, Porrorchinae. Baseada em 20 espécimes 12 fêmeas e oito machos, montados *in toto*. Corpo rugoso, achatado, com coloração branco-leitosa. Tronco sem espinhos Sistema de canais lacunares irregular e reticular. Probóscide esférica medindo 531,28 - 421,36 (479,37; 12; 35,01) de comprimento por 458,00 - 293,12 (373,27; 12; 48,65) de largura e com 30 fileiras longitudinais com 10 a 12 ganchos. Ganchos aumentando de tamanho das extremidades para o centro. Ganchos superiores com 41,04 - 29,64 (34,61; 11; 3,35) de comprimento, ganchos medianos medindo 45,60 - 36,48 (41,45; 11; 2,46) e inferiores 38,76 - 29,64 (34,61; 11; 2,85). Receptáculo da probóscide com 1474,76 - 1062,56 (1284,51; 13; 129,23) de comprimento por 531,28 - 302,28 (412,90; 13; 76,13) de largura. Gânglio cerebral medindo 184,68 - 164,16 (173,74; 5; 7,46) por 102,60 - 82,08 (90,74; 5; 9,32) e localizado a 364,80 - 173,28 (280,90; 5; 80,44) do limite anterior do tronco. Cinco lemniscos longos que atingem a região dos testículos nos machos.

**Machos:** Tronco com 8,44 mm - 4,01 mm (6,39; 6; 1,52) de comprimento por 1,28 mm - 0,80 mm (1,07; 6; 0,17) de largura. Colo com 448,84 - 348,08 (392,35; 6; 39,89) de comprimento e 522,12 - 403,04 (453,42; 6; 40,45) de largura na base. Testículos

elipsóides, sobrepostos, o anterior medindo 1300,72 - 512,96 (883,94; 6; 269,73) de comprimento e 558,76 - 274,80 (412,20; 6; 101,01) de largura e o posterior com 1291,56 - 421,36 (787,76; 5; 320,40) de comprimento e 659,52 - 238,16 (445,18; 5; 156,87) de largura. Quatro glândulas de cimento, tubulares e alongadas com 2,18 mm - 0,73 mm (3,49; 6; 1,42) de comprimento. Bolsa de Saefftigen medindo 888,52 - 512,96 (711,43; 6; 127,28) de comprimento e 403,04 - 155,72 (285,49; 6; 90,39) de largura.

Fêmeas: Tronco medindo 11,27 mm - 5,15 mm (8,60; 10; 2,16) de comprimento por 1,64 mm - 0,71 mm (1,22; 10; 0,33) de largura. Colo com 467,16 - 302,28 (405,33; 8; 62,85) de comprimento por 540,44 - 274,80 (422,51; 8; 91,00) de largura na base. Sino uterino localizado a 622,88 - 421,36 (540,44; 3; 105,64) da extremidade posterior. Bolas ovarianas com 338,92 - 283,96 (317,55; 3; 29,45) de comprimento e 155,72 - 91,60 (119,08; 3; 33,03) de largura. Ovos medindo 47,88 - 17,00 (35,71; 18; 8,14) de comprimento e 25,08 - 11,40 (15,20; 18; 3,58) de largura.

### **Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*

Local de Infecção: jejuno-íleo e intestino grosso

Localidade: Eldorado do Sul, Porto Alegre e Viamão, RS

Prevalência: 40,4%

Intensidade Média de Infecção: 2,6 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 1,1 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 - 17 helmintos/hospedeiro

### Comentários:

A subfamília Porrorchinae foi estabelecida dentro de Polymorphidae Meyer, 1931 para abrigar as espécies de acantocéfalos com probóscide oval ou esférica (Golvan 1956 *apud* SCHMIDT & KUNTZ 1967). Nela estavam incluídos os gêneros *Porrorchis* Fukui, 1929; *Pseudoporrorchis* Joyeux & Baer, 1935; *Oligoterorhynchus* Monticelli, 1914; *Lueheia* Travassos, 1919 e *Sphaerechinorhynchus* Johnston & Deland, 1929. De acordo com SCHMIDT & KUNTZ (1967), Golvan em 1960, removeu o gênero *Sphaerechinorhynchus* de Porrorchinae e criou a família Plagiorhynchidae para conter Plagiorhynchinae Meyer, 1931, Porrorchinae e Sphaerechinorhynchinae Golvan, 1956.

A classificação de Acanthocephala proposta por AMIN (1985) com a adição de uma nova classe (Polyacanthocephala Amin, 1987) para acomodar os membros da família monogenérica Polyacanthorhynchidae Golvan, 1956 (AMIN 1987) é atualmente aceita pela maioria dos taxonomistas que trabalham com este filo. Segundo esta classificação, a subfamília Porrorchinae contém seis gêneros: *Lueheia* (= *Furcata* Werby, 1938); *Oligoterorhynchus* Monticelli, 1914; *Owilfordia* Schmidt & Kuntz; *Porrorchis* Fukui, 1929 (= *Pseudoporrorchis* Joyeux & Baer, 1935); *Pseudogordiorhynchus* Golvan, 1957 e *Pseudolueheia* Schmidt & Kuntz, 1967.

O gênero *Lueheia* foi criado para abrigar as espécies que contém de quatro a seis lemniscos que partem independentemente da região do colo (TRAVASSOS 1926). Mais tarde, WERBY (1938) estabeleceu o gênero *Furcata* Werby, 1938 para espécimes de acantocéfalos parasitos de *Turdus migratorius*. Este novo gênero se assemelha a *Lueheia* com relação a vários aspectos, como a estrutura da probóscide e dos ganchos e a presença de lemniscos longos, no entanto, estes em *Furcata* seriam simples, mas ramificados em três a cinco braços enquanto em *Lueheia* eles são múltiplos (WERBY 1938). No entanto, VAN CLEAVE (1942) considerou a descrição de *Furcata* errônea e sugeriu que este gênero fosse

considerado sinônimo de *Lueheia* e *Furcata adlueheia* Werby, 1938 um sinônimo direto de *L. inscripta*. Entretanto, um estudo mais detalhado dos espécimes estudados por Werby suporta a conclusão de que os gêneros *Furcata* e *Lueheia* são sinônimos, mas sugere que a espécie seja registrada como *Lueheia adlueheia* (Werby, 1938) já que existem diferenças entre elas (VAN CLEAVE & WILLIAMS 1951). Já os gêneros *Lueheia* e *Pseudolueheia* diferenciam-se, principalmente, pela estrutura dos lemniscos, que na primeira são múltiplos, longos, delgados e não fusionados à parede do corpo e na última são um único par, largos e com a ponta distal fusionada à parede do corpo (SCHMIDT & KUNTZ 1967).

Os trabalhos de TRAVASSOS (1920; 1921), SOUTHWELL & MACFIE (1925), TRAVASSOS (1926), WERBY (1938), YAMAGUTI (1963), GOLVAN (1960), SCHMIDT & KUNTZ (1967), ACHOLONU (1976) e AMIN (1985), entre outros citam Travassos, 1919 como o autor deste táxon. No entanto, neste ano, Travassos apresentou este gênero oralmente em um encontro científico, o que não é considerado válido para fins de nomenclatura zoológica pelo Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (INTERNATIONAL COMMISSION ON ZOOLOGICAL NOMENCLATURE 1999). No artigo publicado em 1920, Travassos apresenta uma brevíssima diagnose do gênero *Lueheia* e apenas cita a espécie-tipo *Lueheia lueheia* dando como autoria para ambos os táxons Travassos, 1919. No entanto, Travassos só descreve a espécie-tipo na literatura em 1921, na Folha Médica, mas não apresenta a diagnose para o gênero. Baseado neste artigo, NEAVE (1939) no **Nomenclator Zoologicus** dá a autoria do gênero a Travassos, 1921, apesar da ausência da diagnose para o gênero neste trabalho. VAN CLEAVE (1923) cita a data de autoria do gênero (1919) com uma anotação de que nunca encontrou a diagnose para o gênero *Lueheia*. Para evitarmos mais inconsistências com relação a este gênero, será utilizada neste trabalho, a autoria considerada correta pelo próprio autor do gênero e mais freqüentemente utilizada na literatura, ou seja, Travassos, 1919.

Além disso, existe alguma confusão com relação à grafia do gênero e da espécie-tipo. Em TRAVASSOS (1921), onde pela primeira vez aparece a descrição da espécie-tipo, a grafia encontrada é *Lueheia lueheia*, o que sugere o nome genérico *Lueheia*. No entanto, o próprio autor em outros artigos utiliza grafias diferentes, como *Lüheia* e *L. luhei* (TRAVASSOS 1920) e *Lueheia luehei* (TRAVASSOS 1926). A partir daí, os autores de outros artigos utilizam a grafia de diferentes formas. Neste trabalho a grafia da descrição original de TRAVASSOS (1921), *Lueheia lueheia* será utilizada.

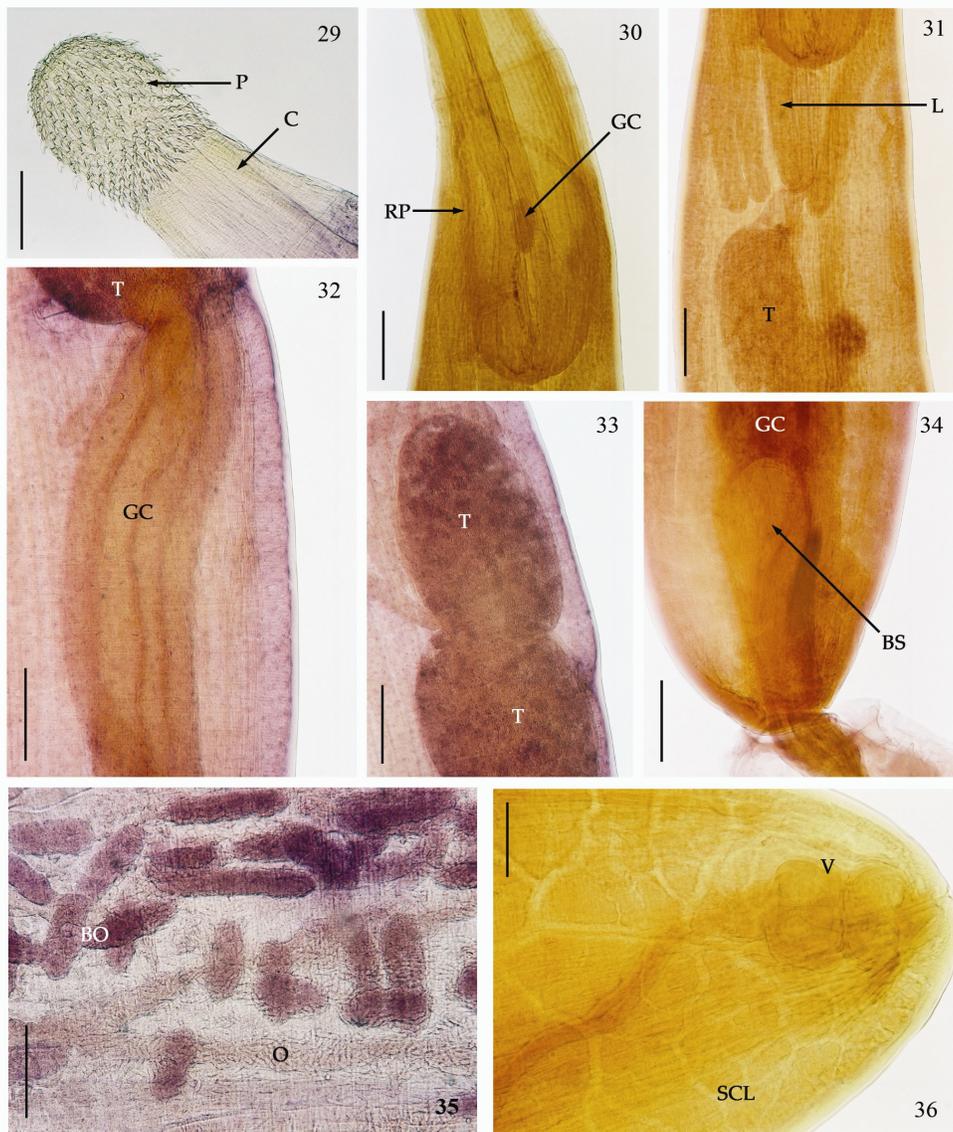
Quatro espécies válidas estão registradas para este gênero: *Lueheia lueheia* Travassos, 1919, *Lueheia adlueheia* (Werby, 1938) Van Cleave, 1942, *Lueheia cajabambensis* Machado & Ibanez, 1967 e *L. inscripta* (TRAVASSOS 1921; MACHADO & IBANEZ 1967; AMIN 1985). Destas espécies, TRAVASSOS (1926) lista duas espécies para o Brasil: *L. lueheia* e *L. inscripta*.

Apesar de *L. inscripta* ter sido registrada para várias espécies de turdíneos (*Platycichla flavipes*, *Turdus albicollis*, *Turdus leucomelas*, *Turdus amaurochalinus* e *Turdus fumigatus* e uma espécie indeterminada de *Turdus* (TRAVASSOS 1926), pela primeira vez ela é registrada em *T. rufiventris*. SCHMIDT & NEILAND (1966) registraram esta espécie em *Turdus grayi* na Nicarágua e WHITTAKER *et al.* (1970) em Porto Rico no passeriforme *Quiscalus niger* (Boddaert, 1783). Duas espécies do gênero *Thamnophilus* Vieillot, 1816 também são citadas como hospedeiros deste acantocéfalo (SOUTHWELL & MACFIE 1925).

O hospedeiro intermediário registrado para *L. inscripta* é a barata americana *Periplaneta americana* Linnaeus, 1758, e lagartos da espécie *Anolis cristatellus* Dumeril & Bibron, 1837 servem como hospedeiros paratênicos. Uma prevalência de aproximadamente 35% de *L. inscripta* foi registrada nos lagartos. No estômago de um deles foi encontrada uma barata parcialmente digerida que apresentava larvas deste acantocéfalo no mesmo estágio de desenvolvimento que

aquelas encontradas nos lagartos, isto confirma a função destes como hospedeiro paratênico no ciclo de *L. inscripta* (ACHOLONU 1976). No entanto, a transmissão de *L. inscripta* para o sabiá-laranjeira ocorre, provavelmente, sem a presença do hospedeiro paratênico, ou seja, o sabiá alimenta-se diretamente do hospedeiro intermediário (barata) infectado com os cistacantos do acantocéfalo.

Figuras 29 – 36. *Lueheia inscripta*, parasito de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, fotomicrografias: (29) probóscide, barra= 250 $\mu$ m; (30) gânglio cerebral, barra= 250 $\mu$ m; (31) lemniscos, barra= 250 $\mu$ m; (32) glândulas de cimento, barra= 250 $\mu$ m; (33) testículos, 250 $\mu$ m; (34) bolsa de Saefftigen, 250 $\mu$ m; (35) bolas ovarianas e ovos, 250 $\mu$ m; (36) vagina e canais lacunares, 100 $\mu$ m. P- probóscide; C- colo; RP- receptáculo da probóscide; GC- gânglio cerebral; L- lemniscos; T- testículos; GC- glândulas de cimento; BS- bolsa de Saefftigen; BO- bolas ovarianas; O- ovos; V- vagina; SCL- sistema de canais lacunares.



### 3.1.4. Nematóides

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Classe Enoplea Inglis, 1983

Subclasse Dorylaimia Inglis, 1983

Ordem Trichinellida Hall, 1916

Superfamília Trichinelloidea Ward, 1907

Família Capillariidae Railliet, 1915

*Aonchotheca* sp.

(Figuras 37 - 41)

**Descrição:** Trichinelloidea, Capillariidae. Baseada em cinco espécimes, um macho e quatro fêmeas, montados *in toto*. Nematóides longos, muito finos. Cutícula lisa. Extremidade anterior arredondada; boca pouco desenvolvida. Esôfago constituído por porção muscular e porção glandular composta por fileira de esticócitos com núcleos grandes de forma variada. Anel nervoso na porção inicial do esôfago muscular.

Machos: Espículo longo, fino com 864,12 de comprimento e 11,40 de largura na base. Bainha espicular, sem espinhos e estriada com 759,24 de comprimento. Bolsa copuladora membranosa com 31,92 de comprimento e 47,88 de largura suportada por projeções laterais. Asas caudais medindo 104,88 e 70,68 de comprimento, respectivamente.

Fêmeas: Corpo com 7,92 mm – 4,68 mm (6,30; 2; 2,29) de comprimento por 45,80 - 36,64 (41,22; 2; 6,48) de largura. Esôfago com 4,40 mm – 3,01 mm (3,70; 2; 0,98) de comprimento, composto por duas porções distintas; a porção muscular com

269,04 - 266,76 (267,90; 2; 1,61) e a porção distal, esticossomo, com 4,13 mm – 2,75 mm (3,44; 2; 0,98) de comprimento e composto por 44 - 52 esticócitos. Relação do comprimento do corpo:comprimento do esôfago 1: 1,7. Anel nervoso distando 61,56 - 43,32 (52,44; 2; 12,90) da extremidade anterior. Abertura vulvar localizada a 4,48 da extremidade anterior e a 82,44 da junção esôfago-intestinal. Apêndices vulvares semicirculares com 54,72 - 45,60 (50,16; 2; 6,45) de comprimento. Cauda medindo 6,84 - 4,56 (5,70; 2; 1,61), ânus quase terminal.

### **Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: sabiá-laranjeira *Turdus rufiventris*

Local de Infecção: duodeno e jejuno-íleo

Localidade: Porto Alegre e Viamão, RS

Prevalência: 1,99%

Intensidade Média de Infecção: 3,33 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,07 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 8 helmintos/hospedeiro

### **Comentários:**

A estrutura do esôfago distingue os representantes da superfamília Trichinelloidea dos demais nematóides, consistindo de uma porção anterior muscular curta e uma longa porção posterior glandular. Esta consiste de um tubo estreito ao qual ficam aderidas grandes células glandulares, os esticócitos que se comunicam com o lúmen do esôfago através de um único poro. Toda esta porção glandular é conhecida como esticossomo. Usualmente a porção anterior do corpo

possui apenas o esticossomo e é mais estreita do que a porção posterior que contém os órgãos reprodutivos (ANDERSON 1992).

A família Capillariidae inclui mais de 300 espécies, tem distribuição mundial e os hospedeiros destes helmintos incluem todas as classes de vertebrados (MORAVEC *et al.* 1987). A classificação dos capilariídeos é uma das mais difíceis e não elucidada dentre os nematóides (LOPEZ-NEYRA 1947; MORAVEC 1982). Em ANDERSON & BAIN (1982), o gênero *Aonchotheca* Lopez-Neyra, 1947 aparece sinonimizado ao gênero *Capillaria* Zeder, 1800. No entanto, MORAVEC (1982) propõe a divisão da família Capillariidae em 16 gêneros, dentre os quais encontra-se *Aonchotheca*. As principais características que distinguem os gêneros de capilariídeos e que foram consideradas por MORAVEC (1982), assim como por outros autores, como FREITAS (1959b) e BUTTERWORTH & BEVERLEY-BURTON (1980), são as estruturas encontradas na extremidade posterior dos machos. Estas estruturas encontradas no gênero *Aonchotheca* são presença de asas caudais, de bolsa copuladora e de espículo e bainha espicular desprovida de espinhos. Mais recentemente outros gêneros foram estabelecidos *Pseudocapillaroides* Moravec & Cosgrove, 1982, *Piscicapillaria* (Moravec, 1982), *Amphibiocapillaria* (Moravec, 1982), *Tenoranema* Mas-Coma & Esteban, 1985 e *Huffmanella* Moravec, 1987. Além destes, o gênero *Paratrichosoma* foi transferido da família Trichosomoididae para a Capillariidae (MORAVEC *et al.* 1987).

O gênero *Aonchotheca* é representado por um grupo muito heterogêneo de 45 espécies. Estas espécies são muito distintas morfológicamente de acordo com o tipo de hospedeiro que podem ser morcegos, carnívoros, aves e anfíbios (MORAVEC 1982). Entre estas espécies, três são citadas por YAMAGUTI (1961) como parasitos de aves: *Aonchotheca bursata* (Freitas & Almeida, 1934) Moravec, 1982, *Aonchotheca caudinflata* (Molin, 1858) Moravec, 1982 e *Aonchotheca exilis* (Dujardin, 1845) Moravec, 1982, sendo que este autor sinonimiza *A. bursata* a *A. caudinflata*.

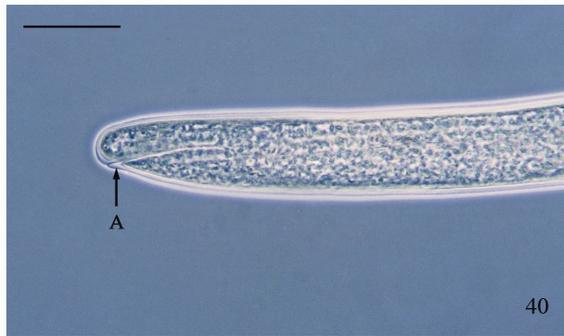
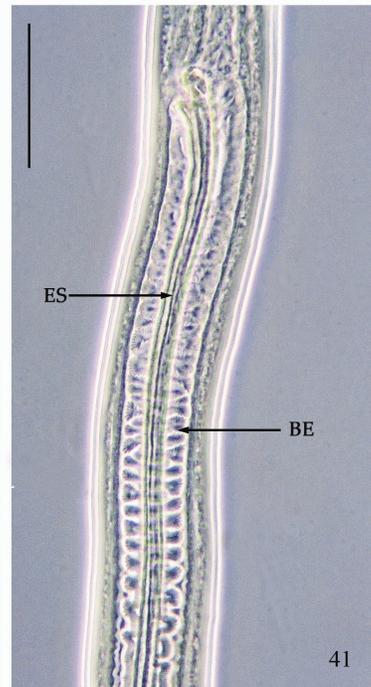
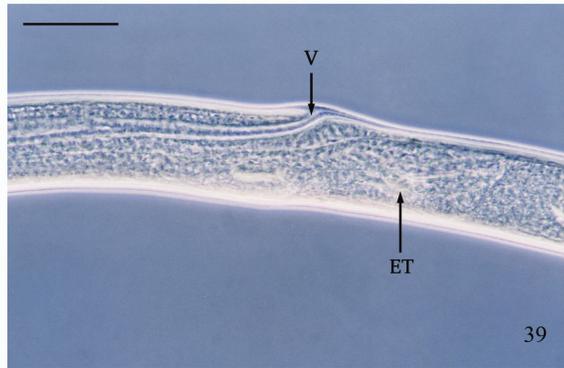
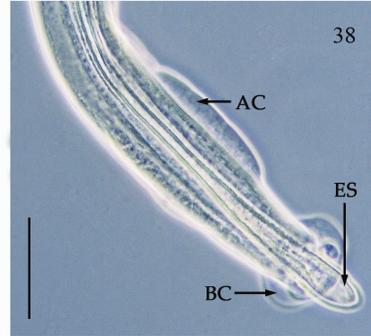
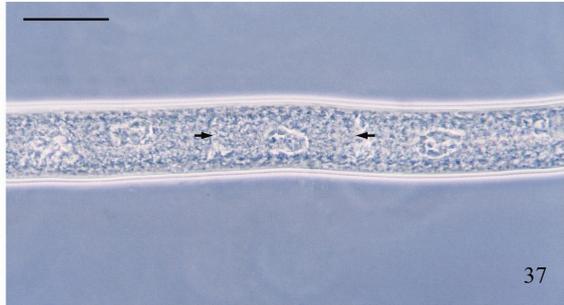
Estes nematóides são encontrados em uma grande variedade de aves, sendo a maioria das citações em aves com importância econômica. Além destas, *A. caudinflata* possui registro em alguns passeriformes como *Passer* sp. e *Turdus* sp. e *A. exilis* em *Turdus merula* e *Sturnus vulgaris* (YAMAGUTI 1961).

*Aonchotheca bursata* foi inicialmente descrita como *Capillaria bursata* Freitas & Almeida, 1934 (FREITAS & ALMEIDA 1934; 1936) tendo sido posteriormente transferida para o gênero *Aonchotheca* (MORAVEC 1982). Está registrada como parasito de galinhas no Brasil (FREITAS & ALMEIDA 1934; 1936) e na Argentina (LED & BRANDETTI 1970). Os nematóides encontrados no duodeno e jejuno-íleo dos sabiás-laranjeira assemelham-se morfológicamente a *A. bursata*, no entanto, apresentam medidas distintas para algumas estruturas. Mas, como o número de espécimes examinados foi muito baixo, não podemos ter certeza de que estas medidas são representativas dos capilariíneos de sabiás. Além disso, as fêmeas encontradas eram jovens, não apresentando ovos, e apêndices perivulvares não estavam presentes em algumas delas, conforme foi também observado por FREITAS & ALMEIDA (1934).

Os ovos dos capilariíneos, que vão para o meio externo juntamente com os produtos da excreção do hospedeiro definitivo, são depositados não embrionados e amadurecem, em condições adequadas de temperatura e umidade, até a formação de uma pequena larva de primeiro estágio. Dos ovos, quando ingeridos por uma minhoca, eclode uma larva que invade os tecidos deste hospedeiro e embora permaneça no primeiro estágio torna-se infectante ao hospedeiro definitivo após um período de crescimento moderado (ANDERSON 1992). A larva continua o seu desenvolvimento apenas quando a minhoca infectada é ingerida por um hospedeiro definitivo adequado, onde no intestino, atinge a maturidade (MORAVEC *et al.* 1987).

Em *A. bursata* a eclosão e o desenvolvimento larval ocorrem nas minhocas *Dendrobaena octaedra* (Savigny, 1826), *Lumbricus rubellus* Hoffmeister, 1843, *Aporrectodea rosea* (Savigny, 1826), *Aporrectodea caliginosa* (Savigny, 1826), *Eisenia foetida* (Savigny, 1826) e *Octodrilus complanatus* (Dugés, 1828) (MORAVEC *et al.* 1987). Já em *A. caudinflata*, um nematóide de ampla distribuição geográfica que parasita o intestino de aves como galinhas, faisões, pombas e patos (ANDERSON 1992), ALLEN & WEHR (1942), MOREHOUSE (1944) e WEHR & ALLEN (1945) comprovaram a existência de minhocas, *Allolobophora caliginosa* (Savigny, 1826) e *Eisenia foetida*, como hospedeiro intermediário.

Figuras 37 – 41. *Aonchotheca* sp., parasito de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, fotomicrografias: (37) esticossomo, barra= 50 $\mu$ m (setas indicam o limite de um esticócito); (38) bolsa copuladora, asas caudais e espículo, barra= 50 $\mu$ m; (39) vulva, barra= 50 $\mu$ m; (40) ânus, barra= 50 $\mu$ m; (41) região proximal do espículo com bainha espicular, 50 $\mu$ m. AC- asas caudais; BC- bolsa copuladora; ES- espículo; V- vulva; ET- esticócito; A- ânus; BE- bainha do espículo.



Classe Chromadorea Inglis, 1983

Subclasse Chromadoria Pearse, 1942

Ordem Rhabditida Chitwood, 1933

Subordem Spirurina

Infraordem Spiruromorpha Ley & Blaxter *in* Lee, 2002

Superfamília Thelazioidea Skrjabin, 1915

Família Thelaziidae Skrjabin, 1915

Subfamília Oxyspirurinae Yamaguti, 1961

*Oxyspirura petrowi* Skrjabin, 1929

(Figuras 42 - 45)

**Descrição:** Thelazioidea, Thelaziidae. Baseada em 14 espécimes, sete machos e sete fêmeas, montados *in toto*. Corpo fusiforme, com 6,29 mm – 5,24 mm (5,79; 7; 0,35) de comprimento e 0,34 mm – 0,27 mm (0,30; 7; 0,3) de largura nos machos e 8,09 mm – 6,41 mm (7,13; 7; 6,00) de comprimento e 0,34 mm – 0,27 mm (0,30; 7; 0,02) de largura nas fêmeas. Boca sem lábios, cercada por papilas. Cápsula bucal medindo 34,20 - 27,36 (29,64; 7; 2,63) de comprimento por 20,52 - 15,96 (17,91; 7; 1,57) de largura nos machos e 31,92 - 20,52 (26,06; 7; 3,92) de comprimento por 22,80 - 15,96 (20,85; 7; 2,44) de largura nas fêmeas. Esôfago dividido em porção glandular e porção muscular apresentando 563,16 - 483,36 (525,38; 7; 29,34) de comprimento total nos machos e 595,08 - 506,16 (562,51; 7; 29,60) de comprimento total nas fêmeas. Anel nervoso localizado nos machos a uma distância de 173,28 - 157,32 (163,83; 7; 5,80) da extremidade anterior e nas fêmeas a 202,92 - 173,28 (182,40; 7; 10,53). Nos machos o poro excretor fica situado a 296,40 - 259,92 (278,92; 6; 15,58) da extremidade anterior e nas fêmeas a 346,56 - 296,40 (310,73; 7; 17,84).

Machos: Cauda enrolada, afilada e dotada de três pares de papilas pré-cloacais e quatro pares de papilas pós-cloacais. Espículos desiguais e dessemelhantes com o menor medindo 93,48 - 84,36 (89,57; 7; 3,15) de comprimento e o maior 196,08 - 159,60 (182,73; 7; 12,72). Cloaca localizada a 230,28 - 186,96 (211,06; 7; 15,62) da extremidade posterior.

Fêmeas: O útero cheio de ovos larvados, que medem 50,16 - 43,32 (46,90; 7; 2,23) de comprimento por 29,64 - 27,36 (28,66; 7; 1,22) de largura, atinge a região do poro excretor. Vulva localizada próxima ao ânus, a uma distância de 385,32 - 351,12 (361,87; 7; 11,53) da extremidade posterior. Distância entre a vulva e o ânus de 212,04 - 182,40 (194,13; 7; 10,48). A cauda pontuda apresenta 221,16 - 200,64 (208,13; 7; 7,18) de comprimento.

### **Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*

Local de Infecção: olhos e narinas

Localidade: Eldorado do Sul, Porto Alegre e Viamão, RS

Prevalência: 9,93%

Intensidade Média de Infecção: 4,60 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,46 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 12 helmintos/hospedeiro

### **Comentários:**

A superfamília Thelazioidea compreende três famílias, Thelaziidae, Rhabdochonidae (Travassos, Artigas & Pereira, 1928) Skrjabin, 1946 e Pneumospiruridae Wu & Hu, 1938 reunidas, principalmente, com base nas

estruturas cefálicas, mas que apresentam biológicas bastante diversas (CHABAUD 1975a). A subfamília Oxyspirurinae foi proposta por YAMAGUTI (1961) para agrupar os nematóides parasitos da cavidade orbital das aves que apresentam boca desprovida de lábios, extremidade posterior afilada em ambos os sexos, machos sem asas caudais e fêmeas com vulva na região posterior do corpo.

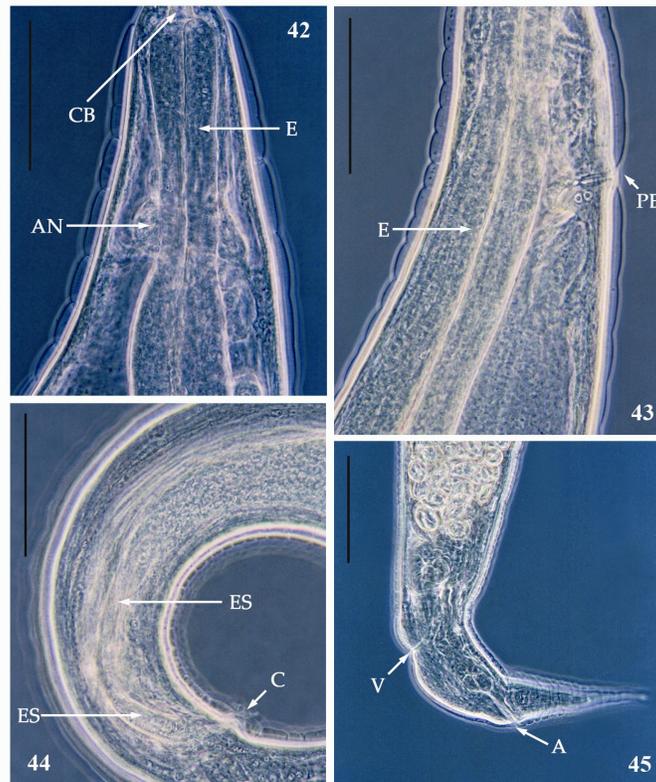
YAMAGUTI (1961) e CHABAUD (1975a) utilizaram a separação do gênero *Oxyspirura* Drasche in Stossich, 1897 em subgêneros, no entanto, RODRIGUES (1964) propôs a elevação dos subgêneros *Oxyspirura* e *Cramispirura* Skrjabin, 1931 a gêneros pertencentes à subfamília Oxyspirurinae. O gênero *Oxyspirura* encontra-se, atualmente, representado por 84 espécies registradas nas cavidades orbitais de aves de pelo menos 43 famílias em todo o mundo (ANDERSON 1992). Para o Brasil, VICENTE *et al.* (1995) citam as seguintes espécies parasitas de aves: *Oxyspirura altensis* Rodrigues, 1962, *Oxyspirura anacanthura* (Molin, 1860) Stossich, 1897, *Oxyspirura brasiliensis* Rodrigues, 1962, *Oxyspirura brevipenis* (Molin, 1860) Stossich, 1897, *Oxyspirura brevisubulata* (Molin, 1860) Stossich, 1897, *Oxyspirura cassici* Rodrigues, 1963, *Oxyspirura cephaloptera* (Molin, 1860) Stossich, 1897, *Oxyspirura cruzi* Rodrigues, 1962, *Oxyspirura heteroclita* (Molin, 1860) Ransom, 1904, *Oxyspirura mansonii* (Cobbold, 1879) Ransom, 1904, *Oxyspirura matogrosensis* Rodrigues, 1963, *Oxyspirura octopapillata* Caballero, 1942, *Oxyspirura petrowi* Skrjabin, 1929 e *Oxyspirura sygmoidea* (Molin, 1860) Stossich, 1897. Estes helmintos são encontrados parasitando aves das ordens Falconiformes, Galliformes, Gruiformes, Charadriiformes, Cuculiformes, Strigiformes, Caprimulgiformes, Coraciformes, Piciformes e Passeriformes (VICENTE *et al.* 1995).

*Oxyspirura petrowi* foi descrita inicialmente parasitando aves na Rússia e mais tarde redescrita por Cram em material coletado nos Estados Unidos da América (RODRIGUES 1980). STRACHAN (1957) estudando material coletado no

Brasil Central, cita esta espécie como parasito de *Setopagis parvula* Gould, 1837. A lista de hospedeiros deste helminto inclui várias espécies de aves de diferentes ordens, incluindo entre os Passeriformes *Turdus migratorius*, *Turdus naumanni* (Temminck 1820) (RODRIGUES 1980) e *Agelaius phoeniceus* (Linnaeus, 1766) (PENCE 1972; COOPER & CRITES 1974b).

As fêmeas destes helmintos produzem ovos pequenos, ovais e de casca lisa que são depositados nas secreções lacrimais. Através dos ductos lacrimais os ovos são conduzidos para a cavidade bucal, onde eles são engolidos e passam ao exterior junto com as fezes do hospedeiro. O modo de transmissão dos helmintos pertencentes a este gênero somente está esclarecido em *O. mansoni*. Esta espécie é bastante conhecida por parasitar aves de importância econômica, como galinhas e patos, além de uma grande variedade de outros hospedeiros, dentre os quais vários passeriformes (ANDERSON 1992). A barata *Pycnoscellus surinamensis* (Linnaeus, 1758) foi registrada como o hospedeiro intermediário deste helminto (FIELDING 1926; 1927). Esta barata era originalmente encontrada no leste da Índia, tendo sua distribuição limitada ao redor dos trópicos, no entanto, espalhou-se para as regiões tropical e subtropical de todo o planeta como resultado das atividades humanas. A distribuição mundial de *O. mansoni* em aves domesticadas coincide quase totalmente com a distribuição geográfica deste hospedeiro intermediário (ANDERSON 1992).

Figuras 42 – 45. *Oxyspirura petrowi*, parasito de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, fotomicrografias: (42) região anterior apresentando cápsula bucal e anel nervoso, barra= 100µm; (43) detalhe do poro excretor, barra= 100µm; (44) região terminal do macho com espículos, barra= 100µm; (45) região terminal da fêmea apresentando vulva e ânus, barra= 150µm. CB- cápsula bucal; E- esôfago; AN- anel nervoso; PE- poro excretor; ES- espículo; C- cloaca; V- vulva; A- ânus.



Superfamília Habronematoidea Chitwood & Wehr, 1932

Família Tetrameridae Travassos, 1914

*Microtetrameres pusilla* Travassos, 1915

(Figuras 46 - 52)

**Descrição:** Habronematoidea. Tetrameridae. Baseada em 20 espécimes, 10 machos e 10 fêmeas, montados *in toto*. Dimorfismo sexual muito evidente.

**Machos:** Corpo filiforme medindo 3,73 mm – 2,71 mm (3,24; 10; 0,38) de comprimento e 109,92 - 54,96 (79,69; 10; 21,18) de largura. Cutícula transversalmente estriada e sem espinhos. Cápsula bucal cilíndrica com 20,52 - 13,68 (17,33; 10; 2,68) de profundidade por 9,12 - 4,56 (7,75; 10; 1,59) de largura. Esôfago glandular com 289,56 - 212,04 (258,15; 9; 26,90) de comprimento por 22,80 - 15,96 (19,51; 9; 2,58) de largura. Esôfago muscular apresentando 690,84 – 576,84 (650,05; 9; 38,46) de comprimento por 34,20 - 29,64 (31,41; 9; 1,90) de largura. Anel nervoso e poro excretor situados a 166,44 - 139,08 (153,90; 8; 10,48) e 139,08 - 127,68 (131,39; 8; 4,03) da extremidade anterior do corpo. Espículos delgados e apresentando tamanhos muito diferentes, o maior com 1,87 mm – 1,47 mm (1,66; 10; 0,14) de comprimento e o menor com 109,92 - 73,28 (89,77; 10; 12,06) de comprimento. Cloaca situada a 166,44 - 143,64 (154,13; 10; 7,06) da extremidade posterior do corpo. Cinco pares de papilas caudais, dois pré-cloacais, um adcloacal e dois pares pós-cloacais.

**Fêmeas:** Corpo arredondado de coloração avermelhada, formando uma espiral em torno do eixo central. Corpo com 2,22 mm – 1,43 mm (1,90; 10; 0,24) de comprimento por 1,56 mm – 0,87 mm (1,19; 10; 0,25) de largura. Cutícula apresentando estriações transversais. Cápsula bucal em forma de barril com 22,80 - 15,96 (20,06; 10; 2,35) de profundidade por 13,68 - 6,84 (9,58; 10; 2,35) de

largura máxima. Parte central do corpo ocupada em grande parte pelo útero expandido e repleto de ovos, que medem 45,60 - 41,04 (43,78; 10; 1,80) de comprimento por 31,92 - 27,36 (29,41; 10; 2,00) de largura. Vulva posicionada a 283,96 - 201,52 (238,16; 6; 33,28) da extremidade posterior do corpo. Cauda medindo 128,24 - 100,76 (113,58; 10; 10,75) de comprimento.

### **Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: sabiá-laranajeira, *Turdus rufiventris*

Local de Infecção: proventrículo

Localidade: Eldorado do Sul, Porto Alegre e Viamão, RS

Prevalência: 31,79%

Intensidade Média de Infecção: 3,83 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 1,22 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 13 helmintos/hospedeiro

### **Comentários:**

A superfamília Habronematoidea está dividida em quatro famílias Hedruridae (Railliet, 1916), Habronematidae (Chitwood & Wehr, 1932) Ivaschkin, 1961, Cystidicolidae (Skrjabin, 1946) e Tetrameridae que inclui os gêneros parasitos de proventrículo de aves e que fazem parte da subfamília Tetramerinae (Travassos, 1914), *Tetrameres* Creplin, 1846 e *Microtetrameres* (CHABAUD 1975b). O gênero *Microtetrameres* é algumas vezes considerado como um subgênero de *Tetrameres*, mas ELLIS (1971a) e ANDERSON (1992) consideram que as diferenças na estrutura dos estágios larval e adulto justificam o reconhecimento de *Microtetrameres* como um gênero distinto. Além disso, dados

sugerem que o gênero *Tetrameres* parasita aves com hábitos aquáticos e semi-aquáticos, enquanto o gênero *Microtetrameres* é encontrado em aves com hábitos terrestres (ELLIS 1971a).

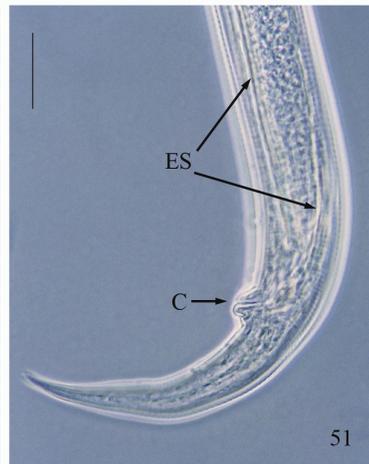
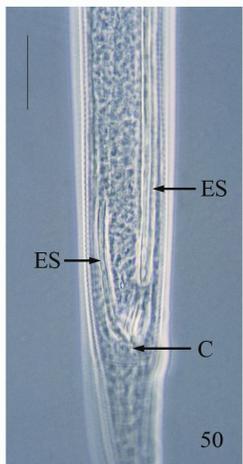
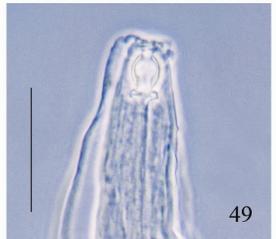
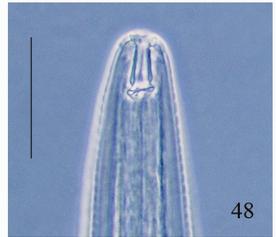
O dimorfismo sexual é altamente aparente, com as fêmeas apresentando uma coloração vermelha escura e com a parte central do corpo torcida em duas ou três voltas espessas e justas em forma de espiral, mas as regiões anterior e posterior do corpo têm a forma e estrutura normais de outros nematóides. Os machos são minúsculos, com coloração esbranquiçada e apresentam a forma característica dos nematóides (ANDERSON 1992). Os machos normalmente são encontrados na mucosa ou cavidade do proventrículo, enquanto as fêmeas ocupam as glândulas de Lieberkuene, situadas na parede deste órgão, atrofiando o epitélio glandular. A presença destes helmintos é facilmente percebida pela visualização das fêmeas como manchas vermelhas através da parede externa do proventrículo (TRAVASSOS 1914). As espirais do corpo das fêmeas podem, segundo CRAM (1927), ser simples ou complexas e em algumas espécies a espiral muda de direção uma ou mais vezes. As fêmeas imaturas são filiformes e encontradas na cavidade do proventrículo, podendo ser confundidas com os machos (TRAVASSOS 1915a).

Dentre as 17 espécies válidas de *Microtetrameres* listadas por YAMAGUTI (1961), três possuem registro para o Brasil, *Microtetrameres cruzi* (Travassos, 1914), *Microtetrameres minima* Travassos, 1914 e *M. pusilla*. Os hospedeiros definitivos citados para a primeira espécie são *Bucco* sp. e *Melanerpes flavifrons* (Vieillot, 1818), para a segunda *Tachyphonus cristatus* (Linnaeus, 1766) e para a última *T. rufiventris* e *Platycichla flavipes* (YAMAGUTI 1961). VICENTE *et al.* (1995) listam, além das espécies acima, *Microtetrameres micropenis* Travassos, 1915 para o Brasil. Além de *T. rufiventris*, outros representantes do gênero *Turdus* são citados como hospedeiros destes nematóides, *Turdus merula*, *Turdus ruficollis* Pallas, 1776,

*Turdus dauma* e *Turdus naumanni* (ELLIS 1971b). Existem registros de espécies representantes deste gênero em outros passeriformes, como *Corvus brachyrhynchos* Brehm, 1822 (MAWSON 1956), *Myadestes elisabeth* (Lembeye, 1850) (BARUS 1966), *Agelaius phoeniceus* (COOPER & CRITES 1974c;d) e *Pica pica* (Linnaeus, 1758) (GOMEZ *et al.* 1982; GUTIERREZ *et al.* 1982).

Evidências sugerem que os machos movem-se livremente para alcançar e fertilizar as fêmeas estacionárias, cujas caudas ficam direcionadas para o lúmen do proventrículo. Como a vulva fica localizada próxima ao ânus, a fertilização é realizada e os ovos são depositados diretamente no lúmen do proventrículo. Algumas vezes, os machos podem ser encontrados junto com as fêmeas dentro das glândulas (SCHELL 1953). Os ovos são pequenos, ovais, de casca lisa e contém uma larva de primeiro estágio totalmente desenvolvida quando são liberados pelas fêmeas (ANDERSON 1992). Vários pesquisadores citam ortópteros como hospedeiros intermediários das espécies de *Microtetrameres* (CRAM 1934; ELLIS 1969; BETHEL 1973; QUENTIN *et al.* 1986).

Figuras 46 – 52. *Microtetrameres pusilla*, parasito de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, fotomicrografias: (46) aspecto geral do macho, barra= 500 $\mu$ m; (47) aspecto geral da fêmea, barra= 500 $\mu$ m; (48) detalhe da cápsula bucal do macho, barra= 50 $\mu$ m; (49) detalhe da cápsula bucal da fêmea, barra= 50 $\mu$ m; (50) espículo menor e porção terminal do espículo maior, 50 $\mu$ m; (51) cloaca, 50 $\mu$ m; (52) porção proximal do espículo maior, 100 $\mu$ m. ES- espículo; C- cloaca.



Superfamília Acuarioidea Railliet, Henry & Sisoff, 1912

Família Acuariidae Railliet, Henry & Sisoff, 1912

*Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) Stiles & Hassall, 1920

(Figuras 53 - 57)

**Descrição:** Acuarioidea, Acuariidae. Baseada em 12 espécimes, sete machos e cinco fêmeas, montados *in toto*. Corpo filiforme medindo 7,77 mm – 6,71 mm (7,27; 6; 0,43) de comprimento por 0,27 mm – 0,23 mm (0,25; 6; 0,01) de largura nos machos e 8,67 mm – 8,10 mm (8,49; 4; 0,27) de comprimento por 0,57 mm – 0,54 mm (0,56; 4; 0,01) de largura nas fêmeas. Lábios pequenos e cônicos. Cordões recorrentes, não anostomosados apresentando 0,67 mm – 0,61 mm (0,64; 6; 0,03) de comprimento nos machos e 1,41 mm – 1,29 mm (1,36; 4; 0,50) nas fêmeas. Anel nervoso situado a 316,92 - 257,64 (281,58; 6; 21,76) da extremidade anterior e poro excretor localizado a 465,12 - 449,16 (456,00; 4; 7,21) da extremidade anterior. Cápsula bucal com 107,16 - 98,04 (102,60; 6; 3,82) de comprimento por 25,08 - 18,24 (21,28; 6; 2,76) de largura nos machos e 155,04 - 136,80 (145,92; 4; 7,68) de comprimento por 34,20 - 22,80 (28,50; 4; 4,75) de largura nas fêmeas. Esôfago muscular medindo 572,28 - 533,52 (561,26; 6; 14,95) nos machos e 699,96 - 684,00 (690,84; 3; 8,22) nas fêmeas e o esôfago glandular com 2,00 mm – 1,84 mm (1,92; 6; 0,07) nos machos e 1,96 – 1,93 (1,95; 3; 0,02) nas fêmeas.

**Machos:** Extremidade caudal enrolada, com a cloaca abrindo-se a 316,92 - 289,56 (302,48; 6; 11,04) da extremidade posterior. Nove pares de papilas caudais, sendo quatro pares pré-cloacais e cinco pós-cloacais. Espículo maior medindo 298,68 - 253,08 (279,53; 5; 19,18) e o espículo menor 171,00 - 157,32 (164,62; 5; 4,94) de comprimento.

Fêmeas: Abertura anal localizada a 148,20 - 143,64 (145,92; 4; 1,86) da extremidade posterior do corpo. Distância entre a vulva e o ânus medindo 1,39 mm - 1,31 mm (1,35; 4; 0,04). Útero bem desenvolvido preenchido por ovos com 38,76 - 34,20 (36,48; 4; 1,86) de comprimento por 25,08 - 20,52 (22,80; 4; 1,86) de largura. Cauda medindo 148,20 - 143,64 (145,92; 4; 1,86) de comprimento.

### **Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: pardal, *Passer domesticus*

Local de Infecção: proventrículo

Localidade: Porto Alegre, RS

Prevalência: 0,63%

Intensidade Média de Infecção: 18 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,11 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 18 helmintos/hospedeiro

### **Comentários:**

Apenas uma família, Acuariidae, é reconhecida dentro da superfamília Acuarioidea. Estes nematóides são de tamanho pequeno a médio e habitam o sistema digestório superior, principalmente de aves. As espécies são caracterizadas pela presença de estruturas cefálicas peculiares em forma de complexos cordões (ANDERSON 1992). O padrão apresentado por estes cordões é a característica diagnóstica e sistemática mais importante para a separação dos gêneros pertencentes a esta família (BARUS & MAJUMDAR 1975), apesar de existir uma grande variabilidade no comprimento e percurso destes cordões intraespecificamente (MACKO *et al.* 1974). A função desempenhada por estas

estruturas cefálicas é ainda desconhecida, mas parece que nas espécies que se fixam ao esôfago e ao proventrículo eles auxiliariam na alimentação (ANDERSON 1992).

Apesar de alguns autores (CHABAUD 1975b; ZHANG *et al.* 2004) considerarem *Dispharynx* como um subgênero de *Synhimantus* Railliet, Henry & Sisoff, 1912, outros (BRASIL 1990; BRASIL & AMATO 1992; VICENTE *et al.* 1995) o consideram como um gênero distinto. Neste trabalho foi seguida a classificação que considera *Dispharynx* como um gênero da família Acuariidae.

VICENTE *et al.* (1995) listam quatro espécies pertencentes ao gênero *Dispharynx* para o Brasil: *Dispharynx capitata* (Molin, 1860) Cram, 1927, *Dispharynx crassissima* (Molin, 1860) Cram, 1927, *Dispharynx magnilabiata* (Molin, 1860) Gendre, 1920 e *Dispharynx spiralis* (Molin, 1858) Skrjabin, 1916. No entanto, *D. spiralis* é considerado sinônimo de *D. nasuta* (GOBLE & KUNZ 1945). A única característica proposta para distinguir estas duas espécies é a posição da vulva, entretanto, a descrição de Rudolphi, em 1819, não indica se a vulva está localizada na parte anterior ou posterior do corpo. Dujardin (1844) *apud* GOBLE & KUNZ (1945), no entanto, menciona em sua descrição de *D. nasuta* a presença de vulva localizada na metade anterior do corpo. Com base nesta descrição, Molin (1858) *apud* MACKO *et al.* (1974) descreveu *D. spiralis* que apresenta vulva na metade posterior do corpo. No entanto, GOBLE & KUNZ (1945) consideraram as observações de Dujardin errôneas e propuseram considerar *D. spiralis* como sinônimo de *D. nasuta*, já que esta apresenta a prioridade de 39 anos. Os registros de *D. spiralis* encontrados no hospedeiro-tipo de *D. nasuta*, a ampla distribuição geográfica de ambas as espécies e a sua morfologia idêntica, são citadas por estes autores como razões suficientes para a sinonímia entre as espécies. GOBLE & KUNZ (1945) listam as seguintes sinonímias *Spiroptera nasuta* Rudolphi, 1819, *Dispharagus nasutus* (Rudolphi, 1819) Dujardin, 1844, *Dispharagus spiralis* Molin,

1858, *Filaria nasuta* (Rudolphi, 1819) Schneider, 1866, *Dispharagus tentaculatus* Colucci, 1893, *Dispharagus spiralis columbae* Bridré, 1910, *Acuaria (Dispharynx) nasuta* (Rudolphi, 1819) Railliet, Henry & Sisoff, 1912, *Acuaria (Dispharynx) spiralis* (Molin, 1858) Railliet, Henry & Sisoff, 1912, *Cheilospirura nasuta* (Rudolphi, 1819) Ransom, 1916, *Dispharynx spiralis* (Molin, 1858) Skrjabin, 1916, *Dispharynx stonae* Harwood, 1933.

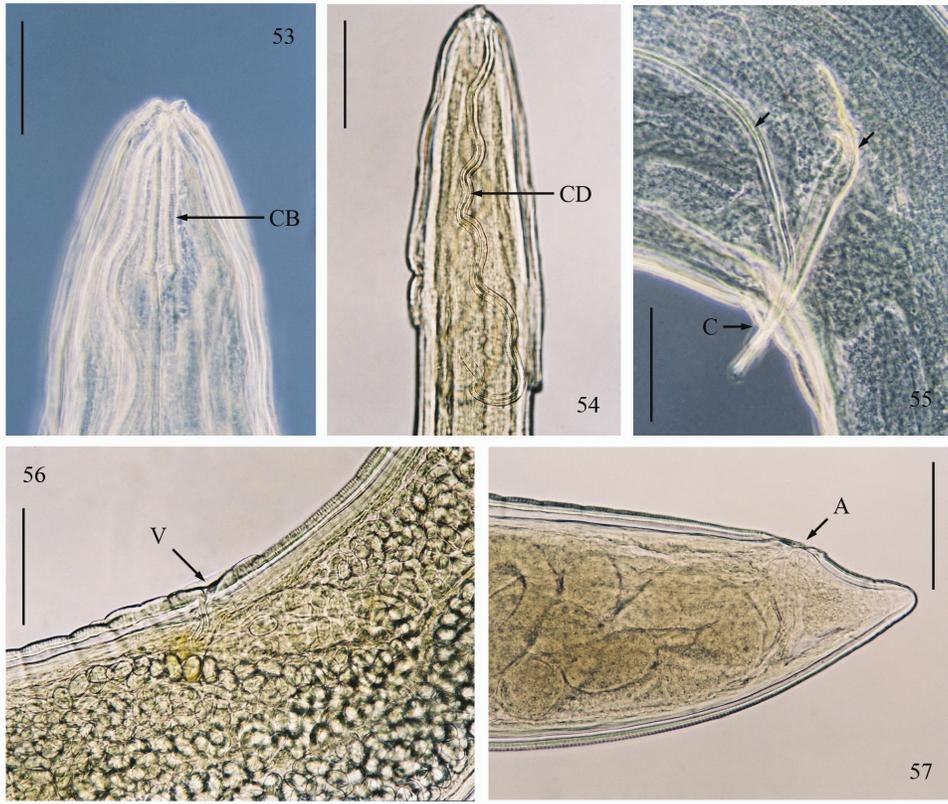
*Dispharynx nasuta*, que é a espécie-tipo do gênero, é um helminto de ampla distribuição geográfica e que habita o proventrículo de Galliformes, como *Meleagris gallopavo* Linnaeus, 1758, *Numida meleagris*, *Perdix perdix* (Linnaeus, 1758), *Gallus gallus* (Linnaeus, 1758) (GOBLE & KUNZ 1945), *Alectoris barbara* (Bonnaterre, 1792) e *Lophortyx californica* (Shaw, 1798) (LEWIN & HOLMES 1971), de Charadriiformes, como *Charadrius vociferus* Linnaeus, 1758 (BARUS 1966), de Columbiformes, como *Columba livia* Gmelin, 1789 (GOBLE & KUNZ 1945), de Strigiformes, como *Athene noctua* (Scopoli, 1769) (ILLESCAS-GOMES *et al.* 1993) e Passeriformes, como *Passer domesticus* (considerado o hospedeiro-tipo), *Turdus migratorius* (GOBLE & KUNZ 1945), *Sturnus vulgaris* (COOPER & CRITES 1975), *Agelaius phoeniceus* (COOPER & CRITES 1974c) e *Pica pica* (GUTIERREZ *et al.* 1982).

Para o Brasil este helminto foi registrado, principalmente em aves com importância econômica, como galinhas (FREITAS 1957; FREITAS & SILVA 1960; MARTINS & FREITAS 1975; MELO & RIBEIRO 1977; COSTA *et al.* 1979; CARNEIRO *et al.* 1980; MACHADO *et al.* 1980; COSTA *et al.* 1986), perus (FREITAS 1957; COSTA & FREITAS 1962; COSTA *et al.* 1986), pavões (DUARTE & DÓREA 1987) e pombos (FREITAS 1957; CARNEIRO *et al.* 1980; COSTA *et al.* 1986). A distribuição de *D. nasuta* no Brasil inclui os estados da Bahia (FREITAS & SILVA 1960; COSTA *et al.* 1986), Distrito Federal (CARNEIRO *et al.* 1980; COSTA *et al.* 1986), Mato Grosso (MELO & RIBEIRO 1977; COSTA *et al.* 1986), Piauí (COSTA & FREITAS 1962), Rio de Janeiro (DUARTE & DÓREA 1987; COSTA *et al.* 1986), Ceará, Minas Gerais, Paraná,

Pernambuco, Rio Grande do Sul e São Paulo (COSTA *et al.* 1986). BRASIL & AMATO (1996) registraram pela primeira vez a presença deste nematóide em pardais *P. domesticus* no Estado do Rio de Janeiro.

A maioria dos acuariídeos ocorre em aves que habitam ambientes aquáticos, mas algumas espécies são registradas para aves com hábitos terrestres, como os falconiformes, galiformes e passeriformes. Estes nematóides produzem ovos ovais, lisos e com casca grossa que contém uma pequena larva de primeiro estágio. As espécies com ciclo terrestre desenvolvem-se com sucesso em uma série de hospedeiros intermediários artrópodos, como os isópodos, os ortópteros, os coleópteros e os diplópodos. Algumas espécies podem inclusive se desenvolver em uma grande variedade de hospedeiros intermediários (ANDERSON 1992). BIROVÁ *et al.* (1974) ao infectar os isópodos terrestres *Porcellionides pruinosus* (Brandt, 1833) e *Cubaris* sp. com larvas de *D. nasuta* concluíram que cada espécime hospedeiro, em condições naturais, pode abrigar várias larvas. A quantidade de larvas encontrada no hospedeiro intermediário está relacionada com o contato potencial deste hospedeiro com material infectado (BIROVÁ *et al.* 1974).

Figuras 53 – 57. *Dispharynx nasuta*, parasito de pardal, *Passer domesticus*, fotomicrografias: (53) região anterior com cápsula bucal, barra= 75 $\mu$ m; (54) detalhe do cordão, barra= 150 $\mu$ m; (55) espículos, barra= 75 $\mu$ m; (56) vulva, barra= 150 $\mu$ m; (57) ânus, 150 $\mu$ m. CB- cápsula bucal; CD- cordão; C- cloaca; V- vulva; A- ânus.



Superfamília Filarioidea Weinland, 1858

Família Onchocercidae Leiper, 1911

Subfamília Splendidofilariinae Chabaud & Choquet, 1953

*Aproctella stoddardi* Cram, 1931

(Figuras 58 - 60)

**Descrição:** Filarioidea, Onchocercidae, Splendidofilariinae. Baseada em 20 espécimes, 10 machos e 10 fêmeas, montados *in toto*. Corpo filiforme medindo 10,05 mm – 8,91 mm (9,43; 10; 0,37) de comprimento por 228,00 – 159,60 (184,68; 10; 25,09) de largura nos machos e 14,77 mm – 13,66 mm (14,15; 10; 0,38) de comprimento por 410,40 – 228,00 (310,08; 10; 67,29) nas fêmeas. Abertura oral circular. Cápsula bucal com minúsculas projeções em forma de lábio pouco cuticularizadas que se projetam pela abertura oral. Esôfago curto, não dividido, medindo 467,16 - 384,72 (409,45; 10; 24,82) nos machos e 428,64 - 396,72 (407,66; 10; 10,95) nas fêmeas. Anel nervoso situado a 186,96 - 155,04 (170,32; 10; 11,97) da extremidade anterior nos machos e a 184,68 - 159,60 (169,86; 10; 7,62) nas fêmeas.

Machos: Cauda com 75,24 - 45,60 (57,23; 10; 9,76) de comprimento. Espículos robustos e curvados. Espículo maior com 100,32 - 86,64 (91,43; 10; 4,09) e o espículo menor 84,36 - 66,12 (73,87; 10; 5,61) de comprimento.

Fêmeas: Vulva localizada a 1,35 – 1,19 (1,28; 10; 0,06) da extremidade anterior. Cauda medindo 137,40 - 73,28 (98,01; 10; 20,28) de comprimento. Microfilárias, coletadas internamente, na região da vagina, medindo 237,12 - 198,36 (211,36; 10; 11,53).

**Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*

Local de Infecção: cavidade abdominal

Localidade: Eldorado do Sul, Gravataí, Porto Alegre e Viamão, RS

Prevalência: 20,53%

Intensidade Média de Infecção: 3,55 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,73 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 13 helmintos/hospedeiro

**Comentários:**

Dezesseis gêneros representantes da superfamília Filarioidea são encontrados parasitando aves. Embora estes gêneros estejam incluídos na chave apresentada por ANDERSON & BAIN (1976), BARTLETT & ANDERSON (1987) propuseram uma nova chave específica para filarióideos de aves incluindo novas sinonimias e o número de espécies válidas para cada gênero.

Os gêneros representantes de Onchocercidae mais comumente encontrados em aves são *Splendidofilaria* Skrjabin, 1923, *Chandlerella* Yorke & Maplestone, 1926, *Cardiofilaria* Strom, 1937 e *Aproctella* Cram, 1931. Estes quatro gêneros são facilmente identificados. Em *Splendidofilaria* e *Chandlerella* a vulva está localizada na região esofagiana, normalmente bem anterior à porção final do esôfago. *Cardiofilaria* e *Aproctella* são gêneros bastante próximos, nos quais a vulva fica posicionada bem abaixo da porção terminal do esôfago. *Aproctella* se diferencia pela presença de um par de minúsculas elevações cuticulares laterais que partem da cavidade bucal reduzida. Em *Cardiofilaria*, além das elevações estarem ausentes, as microfilárias são muito mais longas do que em *Aproctella*.

Este gênero é geralmente encontrado na cavidade abdominal, embora já tenham ocorrido registros no pericárdio e rins do hospedeiro (ANDERSON & FREEMAN 1969).

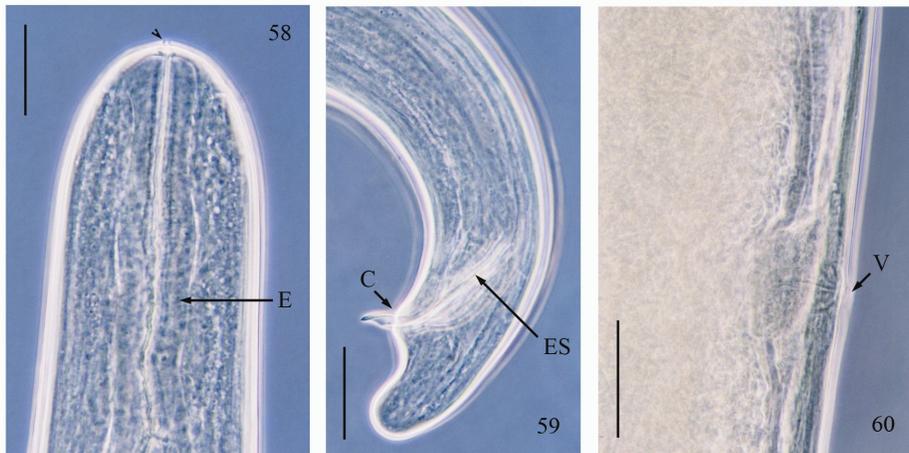
O gênero *Aproctella* apresenta como sinônimo *Carinema* Pereira & Vaz, 1933 e as espécies válidas são *A. stoddardi* (espécie-tipo), *Aproctella carinii* (Pereira & Vaz, 1933) Anderson, 1957, *Aproctella milloti* Chabaud, Anderson & Brygoo, 1959 (ANDERSON & FREEMAN 1969), *Aproctella thahari* (Gupta & Kumar, 1977) (GUPTA & KUMAR 1977), *Aproctella tuberculata* Ramnivas, 1979 (RAMNIVAS 1979), *Aproctella alessandroi* Bain, Petit, Kosek & Chabaud, 1981 e *Aproctella golvani* Bain, Petit, Kosek & Chabaud, 1981 (BAIN, *et al.* 1981). Duas espécies são registradas para o Brasil: *A. carinii* parasito de *Xanthornus* sp. em São Paulo e *Aproctella stoddardi* em *Thraupis sayaca* (Linnaeus, 1766) no Mato Grosso do Sul (VICENTE *et al.* 1995).

As espécies deste gênero possuem uma baixa especificidade ao hospedeiro. Por exemplo, *Aproctella stoddardi* Cram, 1931, apenas na América do Norte, é parasito de aves das famílias Odontophoridae, Tetraonidae, Ptilogonatidae, Fringillidae, Turdidae, Compothlypidae e Alcedinidae. Entre os passeriformes, foram registrados como hospedeiros de espécies deste gênero *T. sayaca* (VICENTE *et al.* 1995), *Thraupis episcopus* (Linnaeus, 1766), *Tachyphonus rufus* (Boddaert, 1783), *Quiscalus lugubris* Swainson, 1838, *Loxigilla noctis* (Linnaeus, 1766) (BAIN *et al.* 1981), *Phainopepla nitens* (Swainson, 1838), *Zonotrichia albicollis* (Gmelin, 1789), *Geothlypis trichas* (Linnaeus, 1766), *Seiurus aurocapilus* (Linnaeus, 1766) (ANDERSON 1957), *Pitta brachyura* (Linnaeus, 1766) (RAMNIVAS 1979) e *Pheucticus ludovicianus* (Linnaeus, 1766) (ANDERSON 1961).

*Aproctella stoddardi* foi redescrita em ANDERSON (1957) a partir de espécimes coletados de aves provenientes de Ontário, Canadá. Na descrição original de Cram, em 1931, aparece que o ânus em *A. stoddardi* é atrofiado ou

ausente, no entanto ANDERSON (1957) em sua redescricao relata a presença de ânus a 133 da extremidade posterior. PINTO *et al.* (1991) redescrivem *A. stoddardi* a partir de espécimes coletados em aves brasileiras.

Figuras 58 – 60. *Aproctella stoddardi*, parasito de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, fotomicrografias: (58) região anterior (seta indica projeção cuticularizada), barra= 50 $\mu$ m; (59) espículos, barra= 50 $\mu$ m; (60) vulva, barra= 75 $\mu$ m. E- esôfago; ES- espículo; C- cloaca; V- vulva.



*Cardiofilaria pavlovskyi* Strom, 1937

(Figuras 61 - 64)

**Descrição:** Filarioidea, Onchocercidae, Splendidofilariinae. Baseada em 15 espécimes, nove machos e seis fêmeas, montados *in toto*. Corpo filiforme medindo 8,50 mm – 6,82 mm (7,68; 9; 0,67) de comprimento por 182,40 – 114,00 (136,80; 9; 25,49) de largura nos machos e 11,38 mm – 8,87 mm (9,60; 6; 0,92) de comprimento por 250,80 – 182,40 (212,80; 6; 23,55) de largura nas fêmeas. Esôfago curto, não dividido, medindo 440,04 - 353,4 (397,73; 9; 34,56) nos machos e 408,12 - 360,24 (384,56; 6; 17,04) nas fêmeas. Anel nervoso situado a 180,12 - 143,64 (162,64; 9; 14,15) da extremidade anterior nos machos e a 159,60 - 141,36 (150,10; 6; 6,35) nas fêmeas.

Machos: Cauda com 75,24 - 61,56 (69,16; 9; 3,95) de comprimento. Espículos robustos e curvados. Espículo maior com 95,76 - 79,80 (87,65; 9; 4,58) apresentando a extremidade distal arredondada, espículo menor 82,08 - 66,12 (74,48; 9; 4,42) de comprimento e com extremidade distal terminando em uma ponta triangular.

Fêmeas: Vulva localizada a 1,41 mm – 1,29 mm (1,35; 6; 0,05) da extremidade anterior. Cauda medindo 75,24 - 63,84 (69,92; 6; 3,99) de comprimento.

**Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: pardal, *Passer domesticus*

Local de Infecção: cavidade abdominal

Localidade: Porto Alegre e Viamão, RS

Prevalência: 5,63%

Intensidade Média de Infecção: 2,33 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,13 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 8 helmintos/hospedeiro

### **Comentários:**

Embora os 16 gêneros representantes da superfamília Filarioidea encontrados em aves estejam incluídos na chave apresentada por ANDERSON & BAIN (1976), BARTLETT & ANDERSON (1987) propuseram uma nova chave específica para filarióideos de aves incluindo novas sinonimias e o número de espécies válidas para cada gênero.

*Cardiofilaria* é um dos gêneros representantes de Onchocercidae mais comumente encontrados em aves. Este gênero é bastante próximo de *Aproctella*, ambos apresentando a vulva posicionada bem abaixo da porção terminal do esôfago. *Cardiofilaria* diferencia-se de *Aproctella* por não apresentar um par de elevações cuticulares laterais que partem da cavidade bucal e possuir microfilárias muito mais longas do que *Aproctella* (ANDERSON & FREEMAN 1969).

Este gênero, que possui como sinônimos *Pseudaproctella* Anderson, 1957, *Gallifilaria* Jain, Alwar, Adwadhya & Pandit, 1965 e *Francofilaria* Jairajpuri & Siddiqi, 1970, (BARTLETT & ANDERSON 1980) é encontrado, principalmente, na cavidade abdominal e pericárdio de aves (ANDERSON 1992). ANDERSON & FREEMAN (1969) consideraram inapropriado o nome deste gênero, já que todas as espécies estão associadas com cavidade abdominal ou pericárdio. As microfilárias, encontradas no sangue, são usualmente longas, desembainhadas e com caudas longas (ANDERSON 1992). BARTLETT & ANDERSON (1980) listam 11 espécies válidas para este gênero: *C. pavlovskyi*, *Cardiofilaria nuda* (Hamann, 1940)

Sonin, 1961, *Cardiofilaria dubia* (Johnston & Mawson, 1940) Sonin, 1961, *Cardiofilaria graucalinum* (Johnston & Mawson, 1940) Sonin, 1961, *Cardiofilaria campanae* (Chabaud & Golvan, 1956) Anderson & Freeman, 1969, *Cardiofilaria andersoni* (Chabaud, Brygoo & Richard, 1964) Dissanaïke & Fernando, 1965, *Cardiofilaria major* Dissanaïke & Fernando, 1965, *Cardiofilaria nilesi* Dissanaïke & Fernando, 1965, *Cardiofilaria mhowensis* (Jain, Alwar, Adwadhiya & Pandit, 1965) Anderson & Bain, 1976, *Cardiofilaria basiri* (Jairajpuri & Siddiqi, 1970) Anderson & Bain, 1976 e *Cardiofilaria stepheni* Schmidt & Neiland, 1973.

*Cardiofilaria pavlovskyi* é a espécie-tipo do gênero e apresenta como sinônimos *Cardiofilaria inornata* (Anderson, 1956) Sonin, 1961 e *Cardiofilaria ardae* (Mawson, 1957) Sonin, 1961. Existem registros desta espécie para aves representantes das famílias Oriolidae, Ardeidae, Accipitridae, Falconidae, Scolopacidae, Strigidae e Apodidae, além de várias espécies pertencentes à Ordem Passeriformes, *Corvus corax* Linnaeus, 1758, *Corvus brachyrhynchos*, *Corvus splendens* Vieillot, 1817, *Aphelocoma coerulescens* (Bosc, 1795), *Hylocichla mustelina* (Gmelin, 1789), *Monticola cinclorhynchus* (Vigors, 1832), *Catharus ustulatus* (Nuttall, 1840), *Turdus migratorius*, *Turdus dissimilis* Blyth, 1847, *Turdus unicolor* Tickell, 1833, *Turdus philomelos*, *Turdus iliacus*, *Anthus gustavi* Swinhoe, 1863, *Lanius cristatus* Linnaeus, 1758, *Geothlypis trichas* (Linnaeus, 1766) e *Seiurus aurocapillus aurocapillus* (Linnaeus, 1766). Este elevado número de hospedeiros apresentado por *C. pavlovskyi* representa uma baixa especificidade ao hospedeiro (ANDERSON & FREEMAN 1969; BARTLETT & ANDERSON 1980).

Os nematóides descritos neste estudo, apresentam medidas e características semelhantes às aquelas apresentadas por ANDERSON & FREEMAN (1969) para *C. inornata*. Já as medidas apresentadas por BARTLETT & ANDERSON (1980) para *C. pavlovskyi* diferem das encontradas neste estudo com relação ao tamanho das fêmeas, comprimento do esôfago e comprimento da cauda das

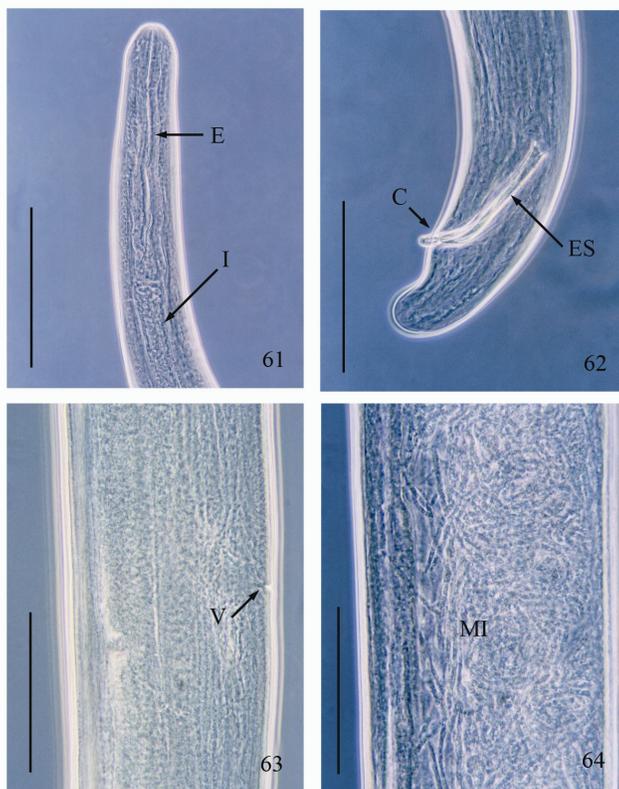
fêmeas. No entanto, como estas duas espécies foram consideradas sinônimos por BARTLETT & ANDERSON (1980), esta espécie de filariídeo encontrada em *P. domesticus* está sendo considerada *C. pavlovskyi*.

As espécies que não são altamente específicas ao hospedeiro, provavelmente parasitam grupos de aves que vivem em ambientes semelhantes e em associação com certos vetores. Filariídeos com uma ampla abrangência de hospedeiros são, provavelmente, transmitidos por vetores com hábitos alimentares não específicos, como os vetores de *C. pavlovskyi* que não são, ainda, conhecidos (BARTLETT & ANDERSON 1980). As larvas infectantes de *C. nilesi* foram encontradas em *Mansonia crassipes* (Niles & Kulasin, 1967), *Armigeres subalbatus* (Coquillett, 1898), *Culex annulus* (Theobald, 1898) e *Culex tritaeniorhynchus* (Giles, 1901) (Cheong *et al.* 1981 *apud* ANDERSON 1992).

Embora algumas espécies representantes da superfamília Filarioidea não sejam específicas a um hospedeiro, dentro de uma comunidade de aves existirão aquelas espécies hospedeiras que serão mais importantes do que outras para a manutenção da infecção na comunidade. Este hospedeiro principal pode variar de uma região para outra. Por exemplo, representantes do gênero *Scolopax* Linnaeus, 1758 parecem ser o principal hospedeiro de *C. pavlovskyi* em Ontário (ANDERSON & FREEMAN 1969), mas, na Flórida *Aphelocoma coerulescens* aparece mais comumente infectada (KINSELLA 1974).

O gênero *Cardiofilaria* não está restrito a qualquer zona zoogeográfica específica, sendo que *C. pavlovskyi* deve, provavelmente, apresentar uma distribuição mundial. É possível que aves migratórias tenham um papel importante na disseminação de espécies de filariídeos pelo mundo, uma vez que estas aves podem alcançar áreas com potenciais vetores adequados e assim espalhar a infecção para populações de aves suscetíveis em diferentes regiões geográficas (BARTLETT & ANDERSON 1980).

Figuras 61 – 64. *Cardiofilaria pavlovskyi*, parasito de pardal, *Passer domesticus*, fotomicrografias: (61) extremidade anterior, barra= 250 $\mu$ m; (62) espículos, barra= 125 $\mu$ m; (63) vulva, barra= 125 $\mu$ m; (64) microfilárias, barra= 125 $\mu$ m. E- esôfago; I- intestino; ES- espículos; C- cloaca; V- vulva; MI- microfilárias.



*Cardiofilaria* sp.

(Figuras 65 - 67)

**Descrição:** Filarioidea, Onchocercidae, Splendidofilariinae. Baseada em 13 espécimes, seis machos e sete fêmea, montados *in toto*. Nematóides filiformes com as extremidades arredondadas medindo 13,45 mm – 10,15 mm (12,38; 5; 1,30) de comprimento por 250,80 – 205,20 (231,80; 6; 17,16) de largura nos machos e 17,83 mm – 13,70 mm (14,97; 6; 1,45) de comprimento por 342,00 – 273,60 (292,60; 6; 26,65) de largura nas fêmeas. Cutícula fina e lisa. Extremidade cefálica com quatro pares de papilas submedianas. Abertura oral pequena e circular. Anel quitinoso pré-esofágico com pontas direcionadas para o esôfago localizado a 6,84 - 4,56 (6,46; 6; 0,93) da extremidade cefálica nos machos e a 6,84 - 4,56 (6,08; 6; 1,18) da extremidade anterior das fêmeas. Esôfago curto, bem desenvolvido, não dividido externamente em porção glandular e muscular, claramente diferenciado do intestino e medindo 508,44 - 405,84 (456,91; 5; 36,61) de comprimento nos machos e 576,84 - 339,72 (467,78; 6; 88,41) de comprimento nas fêmeas. Anel nervoso nos machos situado a 212,04 - 145,92 (173,28; 6; 25,43) da extremidade anterior e nas fêmeas situado a 189,24 - 155,04 (171,00; 6; 12,32) da extremidade anterior.

Machos: Cauda com 72,96 - 61,56 (66,12; 6; 4,08) de comprimento. Espículos robustos e levemente curvados. Espículo maior com 79,80 - 66,12 (76,00; 6; 5,52) apresentando a extremidade distal arredondada, espículo menor 70,68 - 61,56 (66,88; 6; 4,25) de comprimento e com extremidade distal terminando em uma ponta triangular.

Fêmeas: Vulva localizada a 1,31mm – 1,01 mm (1,16; 5; 1,18) da extremidade anterior. Cauda medindo 134,52 - 104,88 (120,38; 5; 11,89) de comprimento.

**Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*

Local de Infecção: canal colédoco (fígado)

Localidade: Eldorado do Sul, Porto Alegre e Viamão, RS

Prevalência: 7,28%

Intensidade Média de Infecção: 3,18 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,23 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 7 helmintos/hospedeiro

**Comentários:**

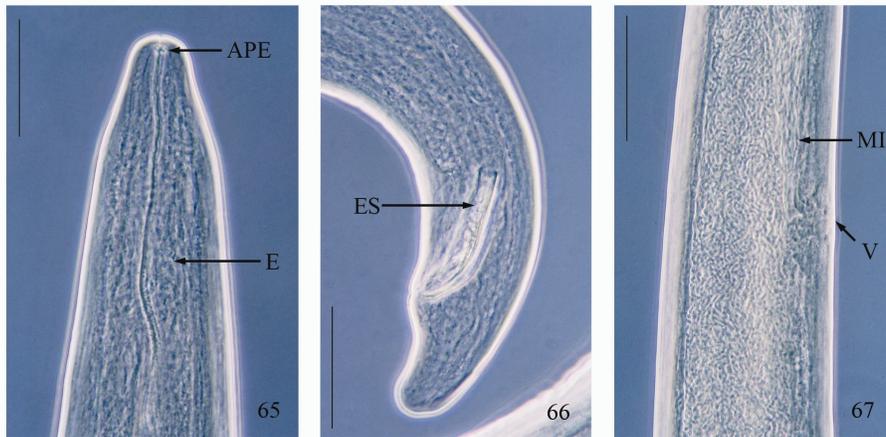
Os espécimes deste nematóide, coletados no canal colédoco do fígado de *T. rufiventris*, apresentam as características diagnósticas do gênero *Cardiofilaria* apresentadas na chave para a identificação dos filarióideos de aves proposta por BARTLETT & ANDERSON (1987). Estas características são ausência de asas caudais e laterais, cloaca não subterminal nos machos, porção anterior do esôfago desenvolvida, junção entre o esôfago e o intestino distinta, espículos não marcadamente diferentes em forma e sub-iguais em tamanho, cutícula lisa, cauda do macho arredondada, cavidade bucal sem dentes laterais que se protraem pela abertura oral, papilas caudais inconspícuas e vulva localizada bem abaixo da junção esôfago-intestino.

No entanto, das 11 espécies válidas listadas por BARTLETT & ANDERSON (1987), estes nematóides de *T. rufiventris* diferenciam-se, pela presença de anel quitinoso na cavidade bucal, de *C. pavlovskyi* (BARTLETT & ANDERSON 1987), *C. basiri* (JAIRAJPURI & SIDDIQI 1970), *C. andersoni* (CHABAUD, *et al.* 1964), *C. graucalinum* (JOHNSTON & MAWSON 1940), *C. mhowensis* (JAIN *et al.* 1965), *C. major* e *C. nilesi* (DISSANAIKE & FERNANDO 1965).

O anel quitinoso pré-esofágico é encontrado em algumas espécies do gênero *Cardiofilaria*, como *C. nuda*, *C. dubia* e *C. stephensi*, no entanto os filariídeos encontrados nos sabiás-laranjeira diferenciam-se da primeira pela posição do anel quitinoso (HAMANN 1940) e das outras duas espécies, pela forma e tamanho dos espículos (JOHNSTON & MAWSON 1940; SCHMIDT & NEILAND 1973).

Dentre as espécies descritas para este gênero, aquela que mais se assemelha aos espécimes encontrados neste estudo é *C. campanae*. Esta espécie foi registrada em *T. iliacus* e *T. philomelos* e apresenta o anel quitinoso pré-esofágico e as dimensões das características, tanto em machos quanto em fêmeas, são semelhantes; no entanto, diferencia-se pela presença de ornamentações cuticulares na face ventral da cauda dos machos nesta espécie (CHABAUD & GOLVAN 1956).

Figuras 65 – 67. *Cardiofilaria* sp., parasito de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, fotomicrografias: (65) extremidade anterior, barra= 75 $\mu$ m; (66) espículos, barra= 75 $\mu$ m; (67) vulva e microfilárias, barra= 150 $\mu$ m. APE- anel pré-esofagiano; E- esôfago; ES- espículos; V- vulva; MI- microfilárias.



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 oswaldoi* Travassos, 1930

(Figuras 68 - 71)

**Descrição:** Strongyloidoidea, Strongyloididae. Baseada em 15 espécimes montados *in toto*. Forma parasita constituída somente por fêmeas partenogénicas que apresentam 2,09 mm – 1,39 mm (1,72; 10; 0,21) de comprimento e 45,80 - 36,64 (42,14; 10; 4,73) de largura. Boca com pequenos lábios salientes. Esôfago claviforme com 531,24 - 383,04 (460,56; 11; 53,70) de comprimento. Anel nervoso e poro excretor situados a 59,28 - 41,04 (52,44; 8; 6,89) e 171,00 - 150,48 (161,88; 3; 10,45) da extremidade anterior do corpo, respectivamente. Vulva em forma de uma fenda transversal localizada pouco abaixo do meio do corpo a 729,60 - 446,88 (577,98; 10; 94,44) da extremidade posterior. Ovejector rudimentar. Didélicas, com úteros comportando ovos dispostos em rosário. Ovos apresentando 47,88 - 31,92 (41,34; 15; 4,63) de comprimento por 27,36 - 18,24 (23,26; 15; 2,61) de largura. Cauda cônica e aguda com 59,28 - 34,20 (44,15; 11; 7,51) de comprimento.

**Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: sabiá-laranfeira, *Turdus rufiventris*

Local de Infecção: duodeno, jejuno-íleo e intestino grosso

Localidade: Eldorado do Sul, Porto Alegre e Viamão, RS

Prevalência: 27,81%

Intensidade Média de Infecção: 20,55 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 5,72 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 166 helmintos/hospedeiro

### **Comentários:**

As espécies que representam o gênero *Strongyloides* Grassi, 1879 são extremamente comuns e amplamente difundidas entre os vertebrados, parasitando a mucosa do intestino (ANDERSON & BAIN 1982). Como parasito, este nematóide é encontrado apenas na forma de delicadas fêmeas que produzem, através de partenogênese, apenas outras fêmeas (ANDERSON 1992).

A primeira citação de representantes deste gênero em aves foi realizada por Cram em 1929, quando descreveu *Strongyloides avium* Cram, 1929 parasitando os cecos de *Gallus gallus* (FREITAS & ALMEIDA 1930). YAMAGUTI (1961), além de *S. avium*, lista como parasitos de aves as seguintes espécies: *Strongyloides cubaensis* Pérez Viguera, 1942, *Strongyloides minimum* Travassos, 1930, *Strongyloides oswaldoi* Travassos, 1930 e *Strongyloides turkmenicus* Kurtieva, 1954. Destas, *S. minimum* e *S. oswaldoi* são registradas para o Brasil em *Anas bahamensis bahamensis* Linnaeus, 1758 e *Gallus gallus*, respectivamente (VICENTE *et al.* 1995).

*Strongyloides oswaldoi* é facilmente distinguida das outras espécies deste gênero por apresentar lábios bucais, pela posição da vulva e pelo pequeno comprimento do esôfago (TRAVASSOS 1930a,b). FREITAS & ALMEIDA (1930) fizeram uma comparação entre *S. oswaldoi* e *S. avium* que são espécies bastante semelhantes. Eles destacaram a importância do exame dos adultos de vida livre para a descrição detalhada das espécies. No presente estudo não obtivemos

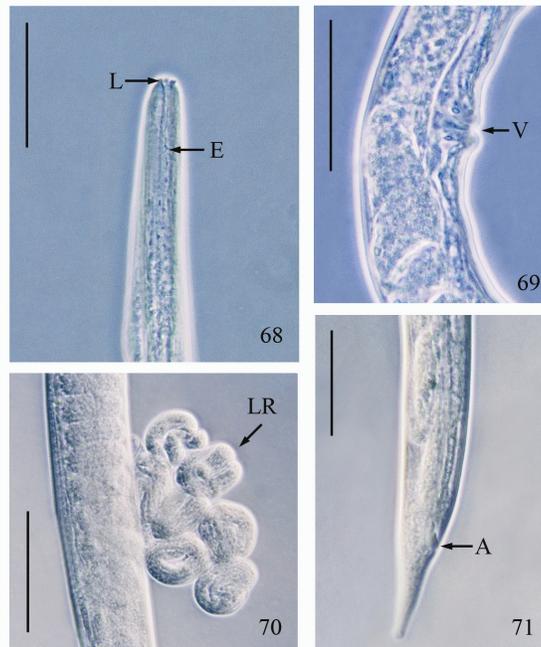
espécimes de vida livre, no entanto a morfologia das fêmeas parasitas coincide com as descrições encontradas em TRAVASSOS (1930a; b) e FREITAS & ALMEIDA (1930). Além disso, FREITAS & ALMEIDA (1930) indicam a presença de larvas nas fezes dos hospedeiros de *S. oswaldoi*, o que indica a liberação das larvas ainda dentro do hospedeiro, o que pode ser observado nos nossos espécimes. Ao contrário, nas fezes dos hospedeiros de *S. avium* foram encontrados ovos.

No Brasil, representantes do gênero *Strongyloides* foram registrados em galinhas nos estados do Espírito Santo (COSTA *et al.* 1975), Minas Gerais (FREITAS 1957), Roraima (SANTIAGO & COSTA 1974), São Paulo (COSTA *et al.* 1979), Bahia e Rio Grande do Sul (COSTA *et al.* 1986). *Strongyloides oswaldoi* está, também, registrado para os estados de Goiás (CARNEIRO *et al.* 1979; COSTA *et al.* 1986), Maranhão, Piauí (COSTA & FREITAS 1962; COSTA *et al.* 1986), Distrito Federal, Rio de Janeiro e São Paulo (COSTA *et al.* 1986). Este é o primeiro registro de *S. oswaldoi* em sabiás-laranjeira.

Os ovos embrionados liberam as larvas rabditiformes de primeiro estágio no intestino do hospedeiro. Estas vão ao meio externo juntamente com as fezes e passam pela fase de vida livre do seu desenvolvimento. No meio ambiente, a larva rabditiforme pode desenvolver-se em larvas fêmeas infectantes ou crescer e sofrer quatro mudas para produzir uma única geração de machos e fêmeas de vida livre. Estas fêmeas produzem ovos, cujo desenvolvimento precisa ser iniciado pela penetração de espermatozóide, embora não ocorra a fusão dos pró-núcleos do espermatozóide e do óvulo. As larvas resultantes destes ovos dão origem a larvas infectantes que invadirão e amadurecerão como fêmeas no hospedeiro. Ao penetrar o hospedeiro as larvas infectantes do gênero *Strongyloides* 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).

Figuras 68 – 71. *Strongyloides oswaldoi*, parasito de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, fotomicrografias: (68) extremidade anterior, barra= 50µm; (69) vulva, barra= 100µm; (70) larvas aderidas ao corpo da fêmea, barra= 75µm; (71) ânus, barra= 100µm. L- lábios salientes; E- esôfago; V- vulva; LR- larvas; A- ânus.



Subordem Rhabditina Chitwood, 1933

Infraordem Rhabditomorpha Ley & Blaxter *in* Lee, 2002

Superfamília Strongyloidea Baird, 1853

Família Syngamidae Leiper, 1912

*Syngamus trachea* (Montagu, 1811) Chapin, 1925

(Figuras 72 - 78)

**Descrição:** Strongyloidea, Syngamidae. Baseada em 12 espécimes, seis machos e seis fêmeas, montados *in toto*. Dimorfismo sexual acentuado, as fêmeas apresentando uma coloração avermelhada e de tamanho muito maior do que os machos que são branco-leitosos. Casal permanentemente em cópula.

**Machos:** Corpo com 2,90 mm – 2,64 mm (2,75; 6; 0,10) de comprimento e 0,39 mm – 0,25 mm (0,32; 6; 0,05) de largura. Cápsula bucal com 137,40 - 100,76 (115,42; 5; 15,33) de comprimento por 174,04 - 137,40 (153,89; 5; 16,39) de largura, provida de 8 dentes na base. Esôfago com 393,88 - 302,28 (340,75; 5; 36,87) de comprimento e 100,76 - 73,28 (82,44; 5; 11,22) de largura. Anel nervoso distando 283,96 - 247,32 (268,69; 3; 19,07) da extremidade anterior do corpo. Espículos não conectados na porção distal, apresentando 72,96 - 57,00 (67,07; 12; 5,00) de comprimento. Bolsa copuladora terminal dotada de raios grossos.

**Fêmeas:** Corpo com 13,50 – 12,47 (12,90; 6; 0,45) de comprimento e 0,80 – 0,71 (0,76; 6; 0,04) de largura. Cápsula bucal com 183,20 - 137,40 (163,35; 6; 15,78) de comprimento por 265,64 - 219,84 (247,32; 6; 19,21) de largura, provida de 8 dentes na base. Esôfago com 512,96 - 458,00 (480,90; 6; 20,69) de comprimento e 137,40 - 100,76 (120,61; 6; 15,78) de largura. Anel nervoso distando 375,56 - 348,08 (360,29; 3; 13,99) da extremidade anterior do corpo. Vulva localizada a 1,11 – 1,04 (1,08; 6; 0,03) da extremidade anterior do corpo. Ovos com 91,60 - 73,28 (83,36; 12; 6,76) de

comprimento por 64,12 - 45,80 (54,04; 12; 6,76) de largura. Cauda afilada medindo 247,32 - 210,68 (224,42; 6; 15,05) de comprimento.

**Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*

Local de Infecção: traquéia

Localidade: Porto Alegre e Viamão, RS

Prevalência: 7,95%

Intensidade Média de Infecção: 5,17 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,41 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 2 – 36 helmintos/hospedeiro

**Comentários:**

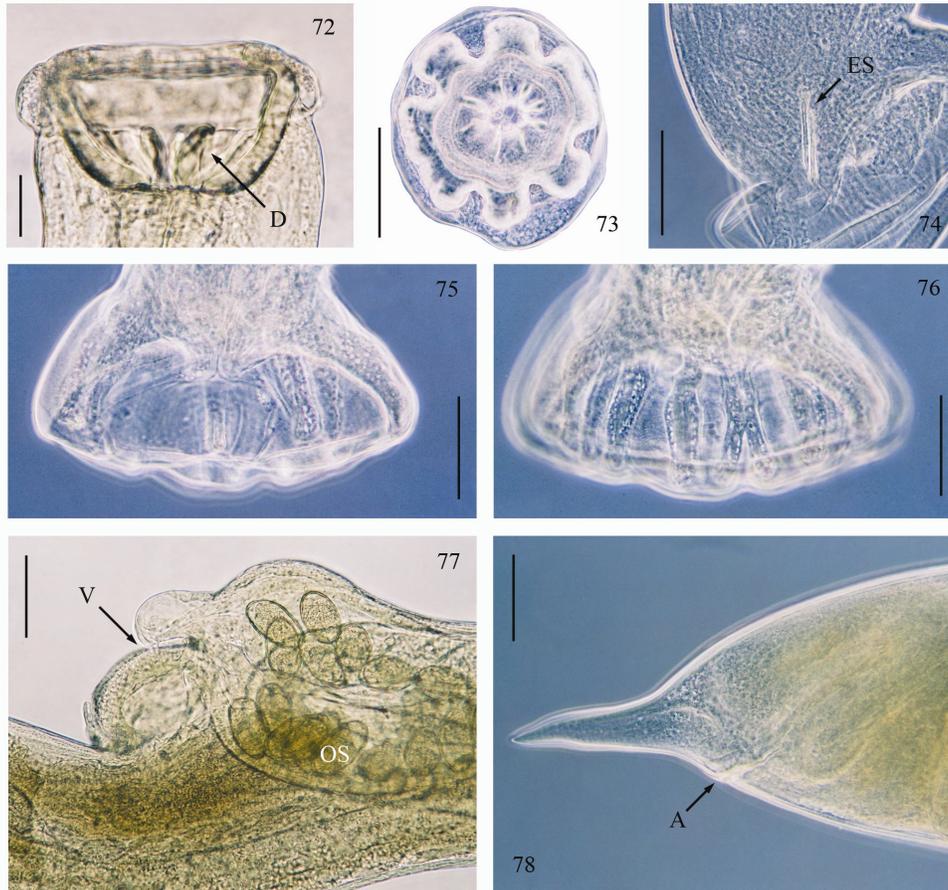
Os representantes da superfamília Strongyloidea apresentam grandes e complexas cápsulas bucais e são, principalmente, parasitos de intestino, embora algumas poucas espécies ocorram no sistema urinário ou respiratório, como os representantes do gênero *Syngamus* Siebold, 1836. A superfamília está dividida nas famílias Strongylidae (Baird, 1853), Chabertiidae (Popova, 1952), Syngamidae e Deletrocephalidae Chitwood, 1969 (ANDERSON 1992). As espécies encontradas nas aves são conhecidas como 'gapeworms' já que elas bloqueiam o sistema respiratório das aves fazendo com que elas respirem com dificuldade (ANDERSON 1992). BARUS & TENORA (1972) reconhecem algumas características que são importantes para a diagnose dos gêneros pertencentes à família Syngamidae, das quais para a determinação do gênero *Syngamus* são importantes a ausência de

faixas longitudinais na parede interna da cápsula bucal, presença de opérculos nos ovos e comprimento dos espículos.

*Syngamus trachea* é um nematóide comum e de ampla distribuição geográfica, que habita a traquéia de galiformes, domesticados e nativos, passeriformes e raramente aves de outras ordens (ANDERSON 1992). Os machos são consideravelmente menores do que as fêmeas e o casal é sempre encontrado em cópula. Para isso, o macho permanece fixado através da bolsa copuladora à região vulvar da fêmea (CRAM 1927). Esta é a única espécie pertencente a este gênero citada para o Brasil, onde ela foi encontrada parasitando *Gallus gallus*, *Meleagris gallopavo*, *Anser anser domesticus* (Linnaeus, 1758) nos estados da Bahia, Ceará, Distrito Federal, Minas Gerais, Pernambuco, Rio Grande do Sul, Rio de Janeiro e São Paulo (FREITAS 1957; FREIRE 1970; MARTINS & FREITAS 1975; COSTA *et al.* 1979; MACHADO *et al.* 1980; COSTA *et al.* 1986; VICENTE *et al.* 1995). Entre os Passeriformes, *S. trachea* já foi registrada em *Paroaria coronata* (Miller, 1776) e *Turdus amaurochalinus* em Porto Alegre, RS (SILVA-SANTOS *et al.* 1995), *Agelaius phoeniceus* em South Bass Island, Ohio (COOPER & CRITES 1974d), *Pica pica* na Província de Córdoba, Espanha (GUTIERREZ *et al.* 1982)

Os ovos fracamente desenvolvidos deixam o hospedeiro definitivo e irão embrionar rapidamente no meio externo sob condições adequadas de umidade e temperatura. O desenvolvimento da larva de terceiro estágio ocorre ainda dentro do ovo. Os hospedeiros definitivos podem infectar-se diretamente ao ingerir o ovo que contem a larva infectante ou esta pode invadir e encapsular na musculatura de hospedeiros paratênicos como minhocas das espécies *Eisenia foetida* (WEHR 1937; NOLST 1973; ANDERSON 1992), *Helodrilus caliginosus* Savigny, 1826 e *Lumbricus terrestris* (WEHR 1937; ANDERSON 1992). Desta forma a larva torna-se disponível para os hospedeiros definitivos que utilizam minhocas como itens alimentares, dentre os quais encontram-se os passeriformes.

Figuras 72 – 78. *Syngamus trachea*, parasito de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, fotomicrografias: (72) cápsula bucal, barra= 50µm; (73) corte *en face*, barra= 150µm; (74) espículos, barra= 100µm; (75) cloaca, barra= 100µm; (76) bolsa copuladora, 100µm; (77) vulva, 100µm; (78) ânus, 100µm. D- dentes; ES- espículos; V- vulva; OS- ovos; A- ânus.



## 3.2. Análise ecológica e estrutura da comunidade de helmintos de sabiá-laranjeira e pardal.

### 3.2.1. Parâmetros ecológicos

#### a. *Turdus rufiventris*

Dos 151 sabiás-laranjeira que foram necropsiados, 140 (92,7%) estavam parasitados por pelo menos uma espécie de helminto. Um total de 2.387 helmintos foi coletado, representando uma intensidade média de infecção de 15,8 helmintos/hospedeiro. Estes helmintos pertenciam aos grupos Nematoda, Digenea, Eucestoda e Acanthocephala em ordem decrescente de contribuição (Figura 79). Foram coletadas 15 espécies de helmintos em sabiá-laranjeira, cujas prevalências, amplitudes de infecção, intensidades médias de infecção e abundâncias médias de infecção estão apresentadas na Tabela VII. Várias destas espécies representam novos registros para o hospedeiro e/ou ampliação da sua distribuição geográfica conhecida (Tabela VIII). Uma curva de suficiência amostral analisando o número cumulativo de espécies de helmintos encontrados pelo número de aves necropsiadas (em ordem cronológica) indica que esta riqueza de espécies é representativa da fauna de helmintos do sabiá-laranjeira (Figura 80). Após encontrar a 15ª espécie de helminto no 52º sabiá necropsiado, nenhuma nova espécie foi obtida nas últimas 99 necropsias. Esta comunidade de helmintos apresentou um índice de diversidade de Shannon  $H' = 2,139$ . A riqueza parasitária por hospedeiro variou de zero a oito, sendo que a maioria dos indivíduos amostrados apresentou entre duas e quatro espécies de helminto (Figura 81) e a riqueza média foi igual a 2,92 espécies/hospedeiro.

O Filo Nematoda foi o mais diverso e abundante, contribuindo com sete espécies, ou seja, 46% desta riqueza (Figura 82). Do total de helmintos coletados 56% pertenciam a este filo (Figura 79), parasitando 98 (64,90%) dos hospedeiros

com uma intensidade média de infecção de 13,60. Em nível de família estas espécies foram classificadas como Onchocercidae (2), Capillariidae (1), Thelaziidae (1), Tetrameridae (1), Strongyloididae (1) e Syngamidae (1). Os strongiloidídeos (64,74%) e os tetramerídeos (13,80%) foram os nematóides mais freqüentes. Apesar dos oncocercídeos estarem representados por duas espécies nos sabiás-laranjeira, eles aparecem apenas como a terceira família mais freqüente (10,88%). Os telaziídeos, singamídeos e capilariídeos apresentaram freqüências bem menores, 5,18%, 4,65% e 0,75% do total de nematóides coletados, respectivamente.

Os digenéticos, com quatro espécies (Figura 82), contribuíram com 20% do total dos espécimes coletados (Figura 79) e 102 (67,55%) dos hospedeiros estavam parasitados com uma intensidade média de 4,71. Estas espécies pertenciam às famílias Dicrocoeliidae (2), Brachylaimidae (1) e Eucotylidae (1). Os dicroceliídeos foram muito mais freqüentes (93,96%) do que os eucotilídeos e os braquilaimídeos, os quais apresentaram baixas freqüências com relação ao número total de espécimes de digenéticos coletados (5,42% e 0,63%, respectivamente).

Os cestóides foram representados por três espécies (Figura 82) que contribuíram com 17% do número total de helmintos coletados (Figura 79) e 68 (45,03%) dos hospedeiros estavam infectados com uma intensidade média de infecção de 6,07. Os cestóides pertenciam às famílias Dilepididae (1), Hymenolepididae (1) e Davaineidae (1). Com relação ao total de cestóides coletados, os himenolepidídeos foram os mais freqüentes com 51,82%, os dilepidídeos contribuíram com 38,74%, enquanto os davaineídeos foram pouco freqüentes, correspondendo a apenas 9,44% do total de espécimes de cestóides coletados.

O filo Acanthocephala esteve representado por apenas uma espécie (Figura 82), pertencente à família Plagiorhynchidae, contribuindo com 7% do total de helmintos coletados (Figura 79) e 61 (40,40%) hospedeiros estavam infectados com uma intensidade média de infecção de 2,64 acantocéfalos por hospedeiro.

b. *Passer domesticus*

Dos 160 pardais que foram necropsiados, apenas 30 (18,8%) estavam parasitados por pelo menos uma espécie de helminto. Um total de 143 helmintos foi coletado, representando uma intensidade média de infecção de apenas 0,90 helmintos/hospedeiro. Estes helmintos pertenciam aos grupos Eucestoda, Nematoda e Digenea em ordem decrescente de contribuição (Figura 83). Foram coletadas cinco espécies de helmintos nos pardais, cujas prevalências, amplitudes de infecção, intensidades médias de infecção e abundâncias médias de infecção estão apresentadas na Tabela IX. A curva de suficiência amostral sugere uma estabilização no número cumulativo de espécies de helmintos a partir da 87ª necropsia, quando a quinta espécie foi encontrada (Figura 84). A comunidade de helmintos dos pardais apresentou um baixo índice de diversidade de Shannon ( $H' = 1,235$ ). A riqueza parasitária por hospedeiro variou de 0 a 2, sendo que a maioria dos indivíduos não encontrava-se parasitado (Figura 85) e a riqueza média foi igual a 0,19 espécie/hospedeiro.

Os digenéticos, representados por duas espécies (Figura 86), pertencentes às famílias Eucotylidae (1) e Eumegacetidae (1), contribuíram com 20% do total dos espécimes coletados (Figura 83) e apenas cinco (3,13%) dos hospedeiros estavam parasitados com uma intensidade média de 5,8. Os eucotilídeos foram muito mais frequentes (96,60%) do que os eumegacetídeos (3,40%) com relação ao número total de espécimes de digenéticos coletados.

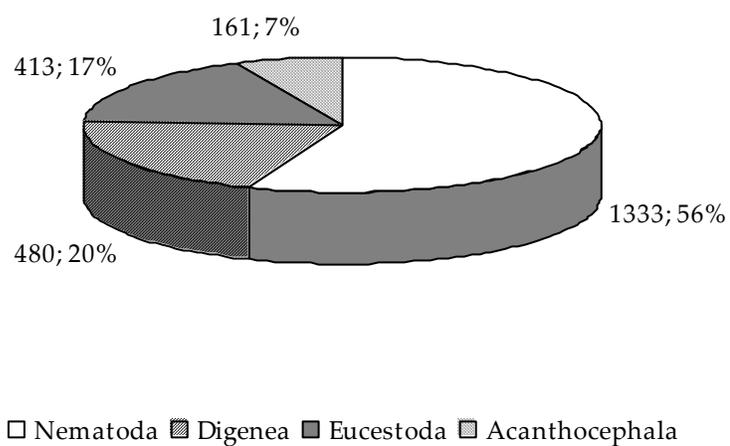


Figura 79. Contribuição de cada um dos grupos taxonômicos (número total e porcentagem) na helmintofauna de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*.

Tabela VII. Prevalência, amplitude da intensidade de infecção, intensidade média e abundância média dos helmintos parasitos de 151 sabiás-laranjeira, *Turdus rufoventris*.

Espécies de helmintos	Prevalência (%)	Amplitude	Intensidade média ( $\bar{X} \pm DP$ )	Abundância média ( $\bar{X} \pm DP$ )
<b>Digenea</b>				
<i>Brachylaima</i> sp.	0,66	3	3,00	0,02 ± 0,24
<i>Tamerlania inopina</i>	4,64	1-10	3,71 ± 2,93	0,17 ± 2,34
<i>Conspicuum conspicuum</i>	59,60	1-20	2,42 ± 2,34	1,44 ± 2,16
<i>Lutztrema obliquum</i>	13,91	1-47	11,10 ± 12,92	1,54 ± 6,09
<b>Eucestoda</b>				
<i>Fernandezia spinosissima</i>	7,95	1-17	3,25 ± 4,77	0,26 ± 1,56
<i>Dilepis undula</i>	30,46	1-17	3,48 ± 3,78	1,06 ± 2,62
<i>Wardium fernandensis</i>	25,83	1-27	5,49 ± 6,46	1,42 ± 4,05
<b>Acanthocephala</b>				
<i>Lueheia inscripta</i>	40,40	1-17	2,64 ± 2,69	1,07 ± 2,14
<b>Nematoda</b>				
<i>Aonchotheca</i> sp.	1,99	1-8	3,33 ± 4,04	0,07 ± 0,66
<i>Oxyspirura petrowi</i>	9,93	1-12	4,60 ± 3,50	0,46 ± 1,75
<i>Microtetrameres pusilla</i>	31,79	1-13	3,83 ± 2,88	1,22 ± 2,41
<i>Aproctella stoddardi</i>	20,53	1-13	3,55 ± 2,96	0,73 ± 1,96
<i>Cardiofilaria</i> sp.	7,28	1-7	3,18 ± 1,94	0,23 ± 0,97
<i>Strongyloides oswaldoi</i>	27,81	1-166	20,55 ± 30,90	5,72 ± 18,61
<i>Syngamus trachea</i>	7,95	2-36	5,17 ± 9,74	0,41 ± 2,99

$\bar{X}$  = média; DP = desvio padrão

Tabela VIII. Novos registros para as espécies de helmintos encontrados em *Turdus rufiventris*.

<b>Helminto</b>	<b>Hospedeiro</b>	<b>RS</b>	<b>Brasil</b>	<b>Américas</b>
<i>Tamerlania inopina</i>	X	X		
<i>Lutztrema obliquum</i>		X		
<i>Fernandezia spinosissima</i>	X	X	X	X
<i>Dilepis undula</i>	X	X	X	
<i>Wardium fernandensis</i>		X	X	
<i>Lueheia inscripta</i>	X	X		
<i>Oxyspirura petrowi</i>	X	X		
<i>Microtetrameres pusilla</i>		X		
<i>Aproctella stoddardi</i>	X	X		
<i>Strongyloides oswaldoi</i>	X			
<i>Syngamus trachea</i>	X			

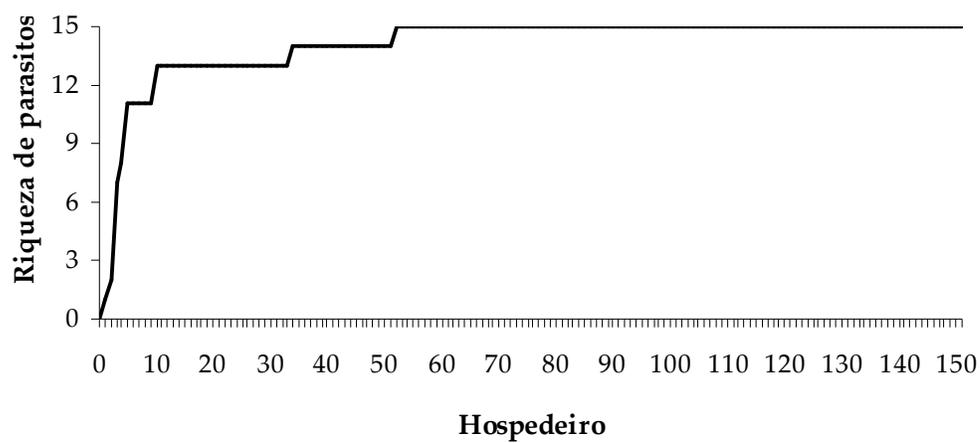


Figura 80. Riqueza cumulativa de espécies de parasitos encontradas em relação ao número cumulativo de sabiás-laranjeira, *Turdus rufiventris*, necropsiados (em ordem cronológica).

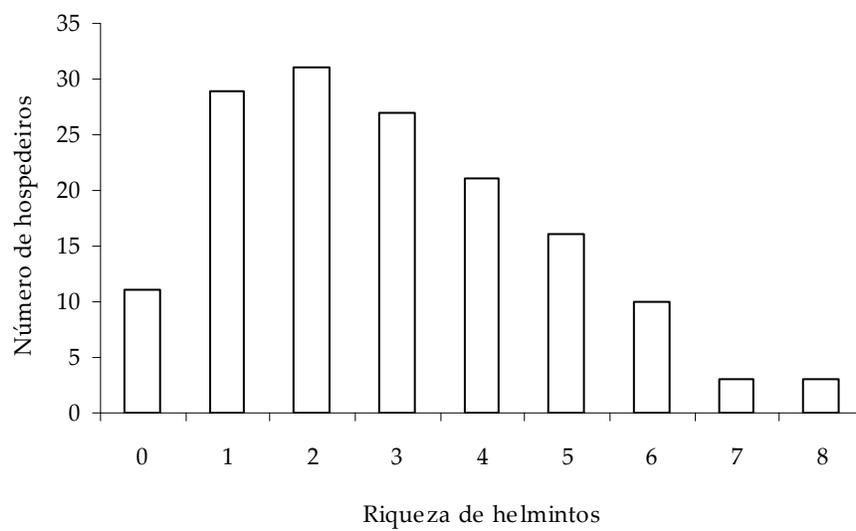


Figura 81. Riqueza parasitária em *Turdus rufiventris*, sabiá-laranjeira.

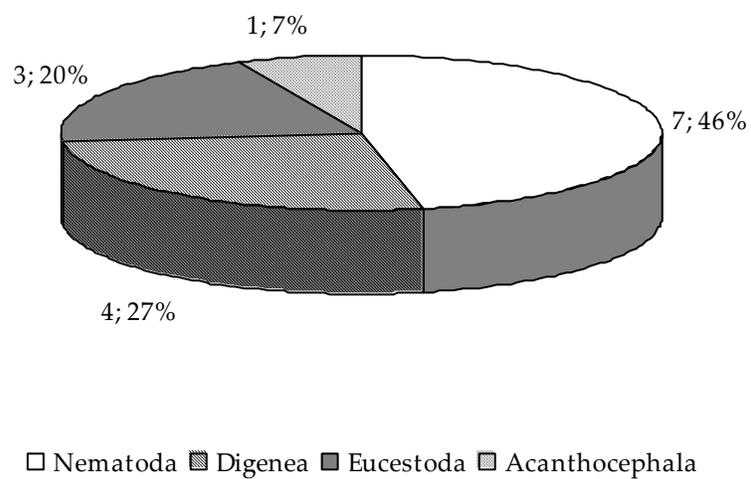


Figura 82. Riqueza apresentada pelos diferentes grupos de helmintos da fauna helmintológica do sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*.

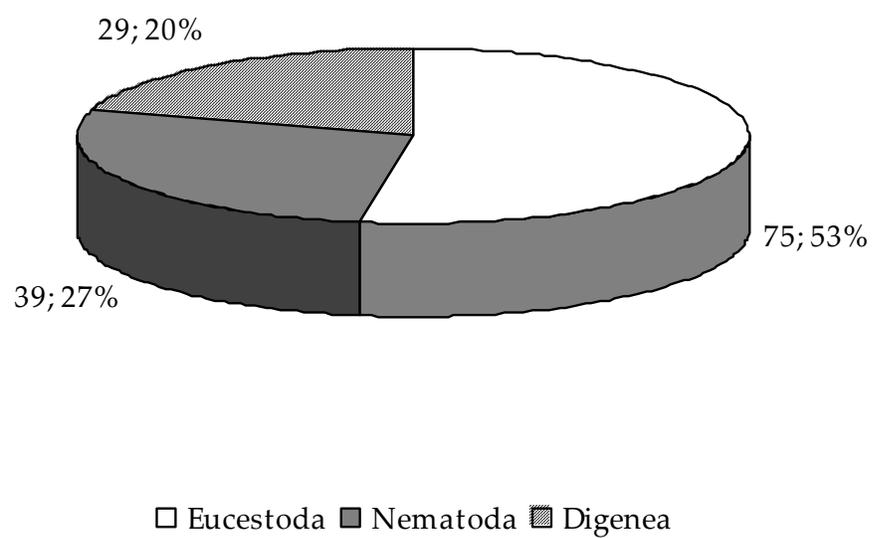


Figura 83. Contribuição de cada um dos grupos taxonômicos (número total e porcentagem) na helmintofauna do pardal, *Passer domesticus*.

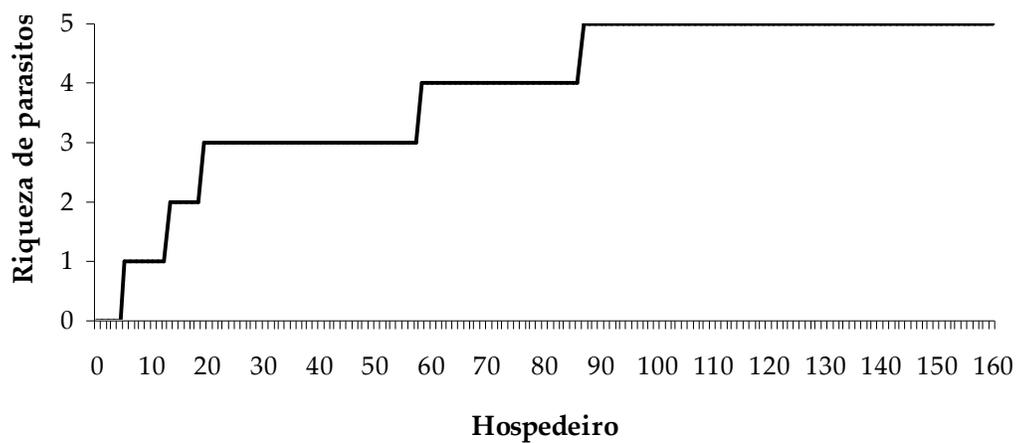


Figura 84. Riqueza cumulativa de espécies de parasitos encontradas em relação ao número cumulativo de pardais, *Passer domesticus*, necropsiados (em ordem cronológica).

Tabela IX. Prevalência, amplitude da intensidade de infecção, intensidade média e abundância média dos helmintos parasitos de 160 pardais, *Passer domesticus*.

Espécies de helmintos	Prevalência (%)	Amplitude	Intensidade média ( $\bar{X} \pm DP$ )	Abundância média ( $\bar{X} \pm DP$ )
<b>Digenea</b>				
<i>Tamerlania inopina</i>	2,50	1-17	7,00 ± 7,35	0,18 ± 1,49
<i>Eumegacetes</i> sp.	0,63	1	1,00	0,01 ± 0,08
<b>Eucestoda</b>				
<i>Choanotaenia passerina</i>	10,00	1-38	4,69 ± 9,14	0,47 ± 3,14
<b>Nematoda</b>				
<i>Dispharynx nasuta</i>	0,63	18	18,00	0,11 ± 1,42
<i>Cardiofilaria pavlovskyi</i>	5,63	1-8	2,33 ± 2,24	0,13 ± 0,74

$\bar{X}$  = média; DP = desvio padrão

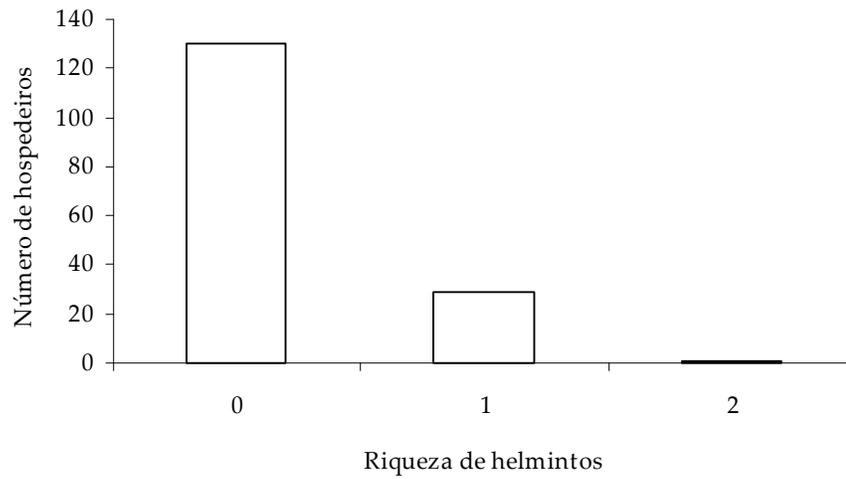


Figura 85. Frequência do número de helmintos encontrados por pardal, *Passer domesticus*.

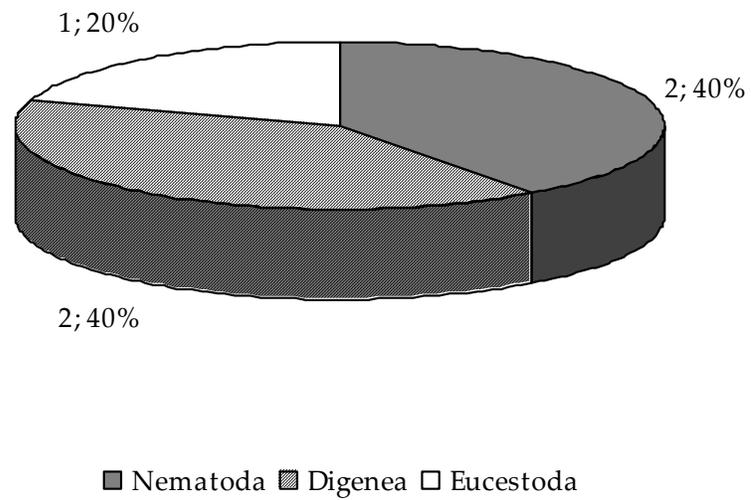


Figura 86. Riqueza apresentada pelos diferentes grupos de helmintos da fauna helmintológica do pardal, *Passer domesticus*.

Os cestóides estavam representados por apenas uma espécie (Figura 86) da família Dilepididae. Apesar disso, formaram o grupo mais rico considerando o número de espécimes coletados, contribuindo com 53% do total de helmintos coletados (Figura 83) e 16 (10%) dos hospedeiros estavam infectados com intensidade média de infecção de 4,69 cestóides/hospedeiro.

O Filo Nematoda contribuiu com duas espécies, ou seja, 40% desta riqueza (Figura 86). Do total de helmintos coletados 27% pertenciam a este filo (Figura 83), parasitando 10 (6,25%) dos hospedeiros com uma intensidade média de infecção de 3,9 nematóides por hospedeiro. Em nível de família estas espécies foram classificadas como Onchocercidae (1) e Acuariidae (1). Com relação ao total de nematóides coletados, os oncocercídeos e os acuariídeos tiveram freqüências bastante semelhantes, 53,8% e 46,2%, respectivamente.

c. Similaridade entre as comunidades de helmintos de *T. rufiventris* e *P. domesticus*

As comunidades de helmintos do sabiá-laranjeira e do pardal compartilharam apenas uma espécie, o digenético *Tamerlania inopina*, o que resultou em uma baixa similaridade qualitativa pelo índice de Jaccard (5,3%). Devido à baixa representatividade de *T. inopina* na comunidade de helmintos do sabiá-laranjeira, a similaridade quantitativa entre estas comunidades foi ainda menor (índice de similaridade de Morisita-Horn=0,8%).

### 3.2.2. Estrutura da comunidade de helmintos

#### 3.2.2.1. Valor de importância das espécies nas comunidades de helmintos de *Turdus rufiventris* e *Passer domesticus*

De acordo com o valor de importância (I) (THUL *et al.* 1985) nove espécies (quatro nematóides, dois digenéticos, dois cestóides e um acantocéfalo) foram

classificadas como dominantes na comunidade de helmintos de *T. rufiventris*. As espécies co-dominantes foram três nematóides, um digenético e um cestóide e apenas uma espécie foi classificada como subordinada (Tabela X).

Na comunidade de helmintos de *P. domesticus*, quatro espécies (dois nematóides, um digenético e um cestóide) foram classificadas como dominantes, apenas uma espécie é co-dominante e nenhuma foi classificada como subordinada (Tabela XI).

### 3.2.2.2. Padrão de dispersão dos helmintos

Todos os parasitos, exceto *Eumegacetes* sp., apresentaram uma ampla variação em sua abundância nas aves necropsiadas, tendo um padrão de dispersão altamente agregado. *Eumegacetes* sp., espécie representada por um único indivíduo encontrado em um pardal, mostrou um padrão de distribuição aleatório.

### 3.2.2.3. Associações interespecíficas

O coeficiente de afinidade de Jaccard entre as nove espécies de helmintos do sabiá-laranjeira com prevalência  $\geq 10\%$  variou de 5,56 (*S. oswaldoi* e *O. petrowi*) a 41,94 (*S. oswaldoi* e *D. undula*) (Tabela XII). A média deste coeficiente entre os pares de espécies foi de 19,82 (DP=8,33, n=36). Dessas 36 possíveis associações interespecíficas, apenas cinco foram significativas (Tabela XII). Uma análise da co-variação na intensidade de infecção desses pares de espécies quando em co-ocorrência no mesmo hospedeiro indica que três deles não apresentam correlação significativa (*L. obliquum* e *O. petrowi*:  $r_s=0,5522$ ,  $p=0,1557$ ,  $n=8$ ; *L. obliquum* e *A. stoddardi*:  $r_s=-0,1070$ ,  $p=0,7687$ ,  $n=10$ ; *W. fernandensis* e *S. oswaldoi*:  $r_s=0,3993$ ,  $p=0,0810$ ,  $n=20$ ). Apenas *D. undula* e *W. fernandensis* ( $r_s=0,5735$ ,  $p=0,0082$ ,  $n=20$ ) e *D. undula* e *S. oswaldoi* ( $r_s=0,4222$ ,  $p=0,0316$ ,  $n=26$ ) apresentaram uma correlação positiva significativa em suas intensidades de infecção. Uma comparação intra-específica das intensidades de infecção de cada

Tabela X. Classificação das espécies de helmintos parasitos de sabiás-laranjeira, *Turdus rufiventris*, segundo os valores de importância (I) de THUL *et al.* (1985).

HELMINTOS	VALOR DE IMPORTÂNCIA (I)
<b>Espécies dominantes</b> ( $I \geq 1,0$ )	
<i>Strongyloides oswaldoi</i>	35,75
<i>Conspicuum conspicuum</i>	19,35
<i>Lueheia inscripta</i>	9,69
<i>Microtetrameres pusilla</i>	8,71
<i>Wardium fernandensis</i>	8,23
<i>Dilepis undula</i>	7,26
<i>Lutztrema obliquum</i>	4,83
<i>Aproctella stoddardi</i>	3,36
<i>Oxyspirura petrowi</i>	1,02
<b>Espécies co-dominantes</b> ( $0,01 \leq I < 1$ )	
<i>Syngamus trachea</i>	0,73
<i>Fernandezia spinosissima</i>	0,46
<i>Cardiofilaria</i> sp.	0,38
<i>Tamerlania inopina</i>	0,18
<i>Aonchotheca</i> sp.	0,03
<b>Espécies subordinadas</b> ( $0 < I < 0,01$ )	
<i>Brachylaima</i> sp.	0,003

Tabela XI. Classificação das espécies de helmintos parasitos de pardais, *Passer domesticus*, segundo os valores de importância (I) de THUL *et al.* (1985).

HELMINTOS	VALOR DE IMPORTÂNCIA (I)
<b>Espécies dominantes</b> ( $I \geq 1,0$ )	
<i>Choanotaenia passerina</i>	78,95
<i>Cardiofilaria pavlovskyi</i>	12,43
<i>Tamerlania inopina</i>	7,37
<i>Dispharynx nasuta</i>	1,18
<b>Espécies co-dominantes</b> ( $0,01 \leq I < 1$ )	
<i>Eumegacetes</i> sp.	0,07

Tabela XII. Coeficiente de afinidade de Jaccard (q) entre as espécies de helmintos que co-ocorreram em sabiás-laranjeira, *Turdus rufiventris*, e número de indivíduos infectados com ambas espécies (n) são apresentados na diagonal superior da tabela. Na diagonal inferior é mostrado o resultado do teste de qui-quadrado com correção de Yates ( $X^2$ ) para cada associação interespecífica e seu respectivo nível de significância (p). Os resultados de  $X^2$  significativos e o maior coeficiente de afinidade de Jaccard para cada espécie são mostrados em negrito.

Espécies	<i>Conspicuum conspicuum</i>	<i>Lutztrema obliquum</i>	<i>Dilepis undula</i>	<i>Wardium fernandensis</i>	<i>Lueheia inscripta</i>	<i>Strongyloides oswaldoi</i>	<i>Oxyspirura petrowi</i>	<i>Microtetrameres pusilla</i>	<i>Aproctella stoddardi</i>
<i>Conspicuum conspicuum</i>	---	q=12,12 n=12	q=29,52 n=31	q=27,72 n=28	<b>q=34,82</b> <b>n=39</b>	q=29,41 n=30	q=12,90 n=12	<b>q=30,19</b> <b>n=32</b>	q=23,47 n=23
<i>Lutztrema Obliquum</i>	$X^2<0,001$ p=0,9937	---	q=15,52 n=9	q=13,21 n=7	q=12,33 n=9	q=10,53 n=6	<b>q=28,57</b> <b>n=8</b>	q=16,95 n=10	<b>q=23,81</b> <b>n=10</b>
<i>Dilepis undula</i>	$X^2=1,234$ p=0,2666	$X^2=1,154$ p=0,2826	---	q=30,77 n=20	q=20,22 n=18	<b>q=41,94</b> <b>n=26</b>	q=10,91 n=6	q=14,63 n=12	q=20,31 n=13
<i>Wardium fernandensis</i>	$X^2=2,599$ p=0,1069	$X^2=0,334$ p=0,5631	<b><math>X^2=9,474</math></b> <b>p=0,0021</b>	---	q=20,48 n=17	<b>q=32,79</b> <b>n=20</b>	q=8,00 n=4	q=14,47 n=11	q=14,75 n=9
<i>Lueheia inscripta</i>	$X^2=0,524$ p=0,4690	$X^2<0,001$ p=0,9937	$X^2=0,001$ p=0,9762	$X^2=0,080$ p=0,7777	---	q=15,73 n=14	q=11,76 n=8	q=21,11 n=19	q=17,95 n=14
<i>Strongyloides oswaldoi</i>	$X^2=2,733$ p=0,0983	$X^2=0,032$ p=0,8579	<b><math>X^2=25,135</math></b> <b>p&lt;0,0001</b>	<b><math>X^2=12,890</math></b> <b>p=0,0003</b>	$X^2=0,834$ p=0,3612	---	q=5,56 n=3	q=20,00 n=15	q=21,67 n=13
<i>Oxyspirura petrowi</i>	$X^2=2,014$ p=0,1558	<b><math>X^2=18,120</math></b> <b>p&lt;0,0001</b>	$X^2=0,303$ p=0,5823	$X^2=0,054$ p=0,8161	$X^2=0,638$ p=0,4245	$X^2=0,167$ p=0,6832	---	q=14,55 n=8	q=15,00 n=6
<i>Microtetrameres pusilla</i>	$X^2=1,060$ p=0,3032	$X^2=2,035$ p=0,1537	$X^2=0,650$ p=0,4203	$X^2=0,128$ p=0,7201	$X^2=0,002$ p=0,9690	$X^2=0,201$ p=0,6541	$X^2=2,548$ p=0,1105	---	q=19,70 n=13
<i>Aproctella stoddardi</i>	$X^2=2,729$ p=0,0986	<b><math>X^2=9,127</math></b> <b>p=0,0025</b>	$X^2=1,790$ p=0,1809	$X^2=0,052$ p=0,8203	$X^2=0,161$ p=0,6884	$X^2=3,040$ p=0,0813	$X^2=2,658$ p=0,1030	$X^2=1,310$ p=0,2523	---

uma dessas espécies quando em co-ocorrência com a outra espécie *versus* em condições de não-associação, no entanto, não mostrou diferenças significativas para nenhuma das espécies (associação entre *D. undula* e *W. fernandensis*: *D. undula* – H=0,5883, g.l.=1, p=0,4431, *W. fernandensis* – H=0,1089, g.l.=1, p=0,7414; associação entre *D. undula* e *S. oswaldoi*: *D. undula* – H=0,9247, g.l.=1, p=0,3362, *S. oswaldoi* – H=2,5025, g.l.=1, p=0,1137). Tendo em vista que *D. undula* apresentou uma associação significativa com duas espécies, procedeu-se à comparação de suas intensidades de infecção em quatro situações diferentes (hospedeiros com *D. undula* e sem *W. fernandensis* e *S. oswaldoi*:  $\bar{X}$ =3,86, DP=2,66, n=14; *D. undula* com *W. fernandensis* e sem *S. oswaldoi*:  $\bar{X}$ =2,17, DP=1,60, n=6; *D. undula* com *S. oswaldoi* e sem *W. fernandensis*:  $\bar{X}$ =3,08, DP=4,46, n=12; *D. undula* com *W. fernandensis* e *S. oswaldoi* juntas:  $\bar{X}$ =4,00, DP=4,82, n=14), a qual também não mostrou diferenças significativas (H=2,9095, g.l.=3, p=0,4058).

#### 3.2.2.4. Análise sexo-etária

##### a. *Turdus rufiventris*

O peso dos adultos variou de 50 a 87 g ( $\bar{X}$ =65,6, d.p.=6,3, n=115) e não diferiu entre os sexos (machos:  $\bar{X}$ =64,9, d.p.=5,3, n=63; fêmeas:  $\bar{X}$ =66,6, d.p.=7,2, n=52; H=2,1087, g.l.=1, p=0,1465). O peso dos adultos não foi um bom preditor da riqueza de parasitos (F [regressão]=2,1716, p=0,1395, Figura 87). Uma análise da influência da abundância de cada espécie de parasito (variável independente) sobre o peso de todos os adultos necropsiados (n=115, variável dependente) sugere que um aumento no número de helmintos das espécies *F. spinosissima* (F=5,2646, p=0,0222,  $r^2$ =4,45%), *W. fernandensis* (F=4,2604, p=0,0388,  $r^2$ =3,63%) e *Cardiofilaria* sp. (F=5,2620, p=0,0223,  $r^2$ =4,45%) está relacionado a uma diminuição no peso dos indivíduos. Tendo em vista que os coeficientes de determinação foram muito baixos, procedeu-se à análise da influência da intensidade de infecção dos sabiás com estes helmintos. Por esta

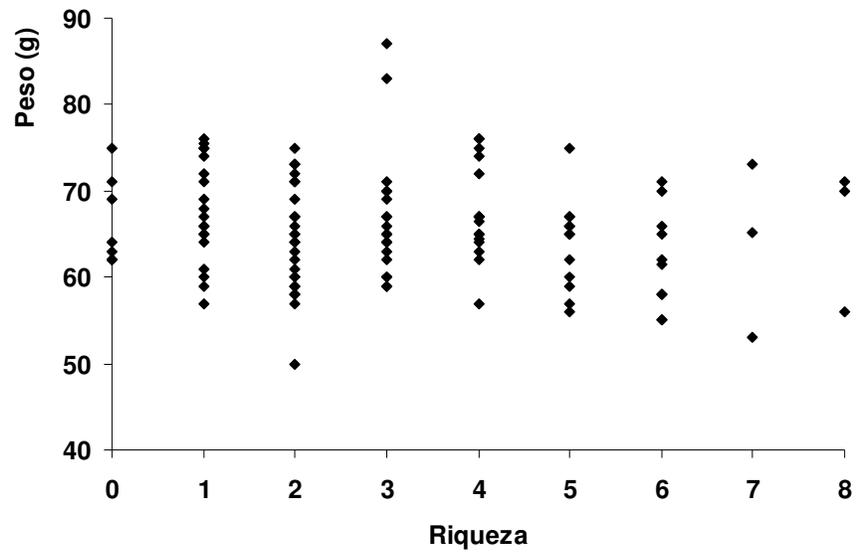


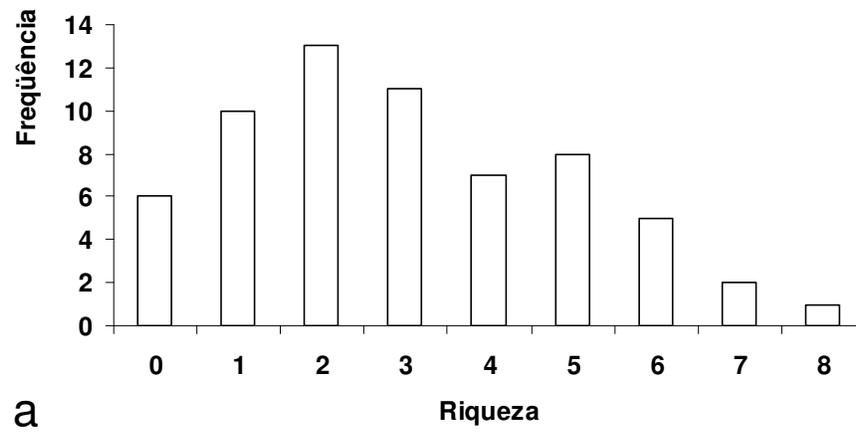
Figura 87. Relação entre o peso dos sabiás (*Turdus rufiventris*) adultos e a riqueza de espécies de parasitos.

nova análise, a relação significativa desaparece para *W. fernandensis* ( $F=2,9341$ ,  $p=0,0943$ ,  $r^2=9,48\%$ ,  $n=30$ ) e *Cardiofilaria* sp. ( $F=3,2000$ ,  $p=0,1048$ ,  $r^2=26,23\%$ ,  $n=11$ ), mas mantém-se para *F. spinosissima* ( $F=7,1635$ ,  $p=0,0359$ ,  $r^2=54,42\%$ ,  $n=8$ ). A exclusão do único valor extremo da amostra (18 espécimes de *F. spinosissima* em um sabiá com 55 g), contudo, faz com que esta relação significativa também desapareça ( $F=6,3425$ ,  $p=0,0525$ ,  $r^2=55,92\%$ ,  $n=7$ ). A abundância e a intensidade de infecção de nenhuma das outras espécies apresentou relação significativa com o peso dos sabiás adultos.

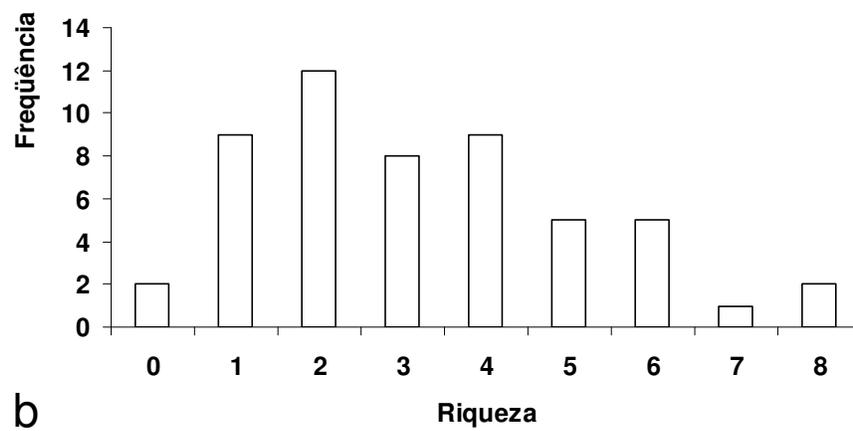
Machos e fêmeas adultos apresentaram riqueza de parasitos semelhante, a qual variou de 0 a 8 espécies (machos:  $\bar{X}=3,0$ , d.p.=2,0,  $n=63$ , Figura 88a; fêmeas:  $\bar{X}=3,2$ , d.p.=2,0,  $n=53$ , Figura 88b; teste *t* de Student:  $t=0,6105$ , g.l.=114,  $p=0,5427$ ). A comunidade de helmintos dos machos adultos apresentou um índice de diversidade de Shannon  $H'=2,225$ , enquanto o índice de diversidade da comunidade das fêmeas adultas foi  $H'=1,801$ . Machos e fêmeas adultos apresentaram comunidades de helmintos muito similares, tanto qualitativa (índice de similaridade de Jaccard=92,9%) quanto quantitativamente (índice de similaridade de Morisita-Horn=84,6%).

A riqueza de parasitos de machos juvenis variou de 0 a 5 espécies ( $\bar{X}=2,4$ , d.p.=1,5,  $n=19$ ) e a de fêmeas juvenis, de 1 a 5 ( $\bar{X}=2,3$ , d.p.=1,5,  $n=16$ ), não sendo observada diferença significativa entre eles ( $t=0,2340$ , g.l.=33,  $p=0,8164$ ). Comparados aos adultos, a riqueza de parasitos dos indivíduos juvenis foi menor (adultos:  $\bar{X}=3,1$ , d.p.=2,0,  $n=116$ ; juvenis:  $\bar{X}=2,3$ , d.p.=1,5,  $n=35$ ;  $Z=2,5505$ ,  $p=0,0108$ ).

Sabiás adultos e juvenis também diferiram quanto à prevalência de algumas espécies de parasitos (Tabela XIII). Enquanto os adultos apresentaram uma maior prevalência de *C. conspicuum* (64,66% vs. 42,86%), *M. pusilla* (37,07% vs. 14,29%) e *A. stoddardi* (26,72% vs. 0%), os juvenis apresentaram uma maior prevalência de *S. trachea* (22,86% vs. 3,45%). O teste G sem correção de Yates também indicou uma prevalência significativamente maior de *S. oswaldoi* e



a



b

Figura 88. Riqueza de espécies de parasitos presentes em sabiás (*Turdus rufiventris*) adultos machos (a) e fêmeas (b).

Tabela XIII. Comparação do número de indivíduos adultos e juvenis de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, infectados (positivos) e não infectados (negativos) com as diferentes espécies de parasitos. As diferenças significativas entre as faixas etárias estão salientadas com negrito.

Espécie	Adultos		Juvenis		Teste G (Yates)
	Positivos	Negativos	Positivos	Negativos	
<i>Brachylaima</i> sp.	0	116	1	34	G=0,3420, g.l.=1, p=0,5587
<i>Tamerlania inopina</i>	7	109	0	35	G=1,3362, g.l.=1, p=0,2477
<i>Conspicuum conspicuum</i>	75	41	15	20	<b>G=4,3727, g.l.=1, p=0,0365</b>
<i>Lutztrema obliquum</i>	19	97	2	33	G=1,9731, g.l.=1, p=0,1601
<i>Fernandezia spinosissima</i>	9	107	3	32	G=0,0412, g.l.=1, p=0,8392
<i>Dilepis undula</i>	39	77	7	28	G=1,8421, g.l.=1, p=0,1747
<i>Wardium fernandensis</i>	30	86	9	26	G=0,0408, g.l.=1, p=0,8399
<i>Lueheia inscripta</i>	39	77	22	13	G=8,2510, g.l.=1, p=0,0041
<i>Strongyloides oswaldoi</i>	37	79	5	30	G=3,6136, g.l.=1, p=0,0573 *
<i>Aonchotheca</i> sp.	1	115	2	33	G=1,0427, g.l.=1, p=0,3072
<i>Oxyspirura petrowi</i>	14	102	1	34	G=1,9120, g.l.=1, p=0,1667
<i>Microtetrameres pusilla</i>	43	73	5	30	<b>G=5,9618, g.l.=1, p=0,0146</b>
<i>Aproctella stoddardi</i>	31	85	0	35	<b>G=14,4167, g.l.=1, p=0,0001</b>
<i>Cardiofilaria</i> sp.	11	105	0	35	G=3,0976, g.l.=1, p=0,0784 **
<i>Syngamus trachea</i>	4	112	8	27	<b>G=9,3577, g.l.=1, p=0,0022</b>

Sem correção de Yates: \* G=4,5800, g.l.=1, p=0,0323; \*\* G=6,0574, g.l.=1, p=0,0138

*Cardiofilaria* sp. nos adultos (31,90% vs. 14,29% e 9,48% vs. 0%, respectivamente). Contudo, nenhuma espécie de parasito encontrada em adultos e juvenis apresentou diferença significativa em sua intensidade de infecção entre estas classes (Tabela XIV).

Machos e fêmeas adultos apresentaram uma maior semelhança do que adultos e juvenis em relação à prevalência das espécies parasitas (Tabela XV). *Oxyspirura petrowi* foi mais prevalente nos machos (19,05%) do que nas fêmeas (3,77%). Novamente, o teste G sem correção de Yates indicou outras diferenças entre as classes. Neste caso, a prevalência de *F. spinosissima* foi maior nas fêmeas adultas (13,21% vs. 3,17%), enquanto *W. fernandensis* foi mais prevalente nos machos adultos (33,33% vs. 16,98%). À semelhança do observado entre sabiás adultos e juvenis, nenhuma espécie de parasito apresentou diferença significativa em sua intensidade de infecção de machos e fêmeas adultos (Tabela XVI).

#### b. *Passer domesticus*

O peso dos pardais adultos variou de 14 a 36 g ( $\bar{X}=24,6$ , d.p.=3,2, n=146) e não diferiu entre os sexos (machos:  $\bar{X}=24,8$ , d.p.=3,4, n=72; fêmeas:  $\bar{X}=24,3$ , d.p.=3,1, n=74; H=0,4653, g.l.=1, p=0,4952). O peso dos adultos de *P. domesticus* não foi um bom preditor da riqueza de parasitos (F=0,0159, p=0,8952). Nenhuma relação significativa foi encontrada entre a abundância de cada espécie de parasito (variável independente) e o peso de todos os adultos necropsiados (n=146, variável dependente) ou entre o peso e a intensidade de infecção dos adultos (*T. inopina*, n=4; *C. passerina*, n=15; *C. pavlovskyi*, n=7). Entretanto, vale ressaltar a tendência observada entre a intensidade de infecção por *T. inopina* e o peso dos hospedeiros (F=10,4229, p=0,0830,  $r^2=83,90\%$ ; Figura 89). É possível que a detecção de uma relação estatisticamente significativa neste caso tenha sido comprometida pela baixa prevalência deste helminto na

Tabela XIV. Comparação da infecção de adultos e juvenis de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris* com as diferentes espécies de parasitos. São incluídas apenas as espécies presentes em ambas as classes etárias. Os valores mostrados representam a média de parasitos por hospedeiro necropsiado positivo  $\pm$  desvio padrão [amplitude] e tamanho da amostra para cada classe etária. O resultado da comparação entre as classes pelo teste de Mann-Whitney (U) e sua respectiva probabilidade (p) também são mostrados.

Espécie	Adultos	Juvenis	Mann-Whitney
<i>Conspicuum conspicuum</i>	2,27 $\pm$ 1,46 [1-9] 75	3,20 $\pm$ 4,77 [1-20] 15	U=568,0, p=0,950
<i>Lutztrema obliquum</i>	11,90 $\pm$ 13,34 [1-47] 19	3,50 $\pm$ 2,12 [2-5] 2	U=24,0, p=0,547
<i>Fernandezia spinosissima</i>	4,00 $\pm$ 5,36 [1-17] 9	1,00 $\pm$ 0 [1] 3	U=21,0, p=0,121
<i>Dilepis undula</i>	3,33 $\pm$ 3,96 [1-17] 39	4,29 $\pm$ 2,69 [1-8] 7	U=89,5, p=0,137
<i>Wardium fernandensis</i>	4,70 $\pm$ 5,79 [1-25] 30	8,11 $\pm$ 8,15 [2-27] 9	U=80,0, p=0,061
<i>Lueheia inscripta</i>	2,85 $\pm$ 3,18 [1-17] 39	2,27 $\pm$ 1,49 [1-7] 22	U=407,0, p=0,726
<i>Strongyloides oswaldoi</i>	21,51 $\pm$ 32,62 [1-166] 37	13,40 $\pm$ 11,72 [2-28] 5	U=89,5, p=0,907
<i>Aonchotheca</i> sp.	8,00 [8] 1	1,00 $\pm$ 0 [1] 2	U=2,0, p=0,157
<i>Oxyspirura petrowi</i>	4,79 $\pm$ 3,56 [1-12] 14	2,00 [2] 1	U=9,5, p=0,558
<i>Microtetrameres pusilla</i>	3,86 $\pm$ 2,93 [1-13] 43	3,60 $\pm$ 2,61 [1-7] 5	U=107,5, p=1,000
<i>Syngamus trachea</i>	2,00 $\pm$ 0 [2] 4	6,75 $\pm$ 11,85 [2-36] 8	U=10,0, p=0,180

Tabela XV. Comparação do número de indivíduos machos e fêmeas adultos de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, infectados (positivos) e não infectados (negativos) com as diferentes espécies de parasitos. As diferenças significativas entre os sexos estão salientadas com negrito.

Espécie	Machos adultos		Fêmeas adultas		Teste G (Yates)
	Positivos	Negativos	Positivos	Negativos	
<i>Tamerlania inopina</i>	3	60	4	49	G=0,0556, g.l.=1, p=0,8136
<i>Conspicuum conspicuum</i>	40	23	35	18	G=0,0082 g.l.=1, p=0,9277
<i>Lutztrema obliquum</i>	12	51	7	46	G=0,3567, g.l.=1, p=0,5504
<i>Fernandezia spinosissima</i>	2	61	7	46	G=2,8154, g.l.=1, p=0,0934 *
<i>Dilepis undula</i>	20	43	19	34	G=0,0721, g.l.=1, p=0,7882
<i>Wardium fernandensis</i>	21	42	9	44	G=3,2774, g.l.=1, p=0,0702 **
<i>Lueheia inscripta</i>	17	46	22	31	G=2,1075, g.l.=1, p=0,1466
<i>Strongyloides oswaldoi</i>	18	45	19	34	G=0,4061, g.l.=1, p=0,5240
<i>Aonchotheca</i> sp.	1	62	0	53	G=0,0075, g.l.=1, p=0,9309
<i>Oxyspirura petrowi</i>	12	51	2	51	<b>G=5,4166, g.l.=1, p=0,0199</b>
<i>Microtetrameres pusilla</i>	20	43	23	30	G=1,2115, g.l.=1, p=0,2710
<i>Aproctella stoddardi</i>	14	49	17	36	G=0,9658, g.l.=1, p=0,3257
<i>Cardiofilaria</i> sp.	7	56	4	49	G=0,1126, g.l.=1, p=0,7372
<i>Syngamus trachea</i>	2	61	2	51	G=0,1135, g.l.=1, p=0,7362

Sem correção de Yates: \* G=4,1885, p=0,0407; \*\* G=4,1203, p=0,0424

Tabela XVI. Comparação da infecção de machos e fêmeas adultos de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, com as diferentes espécies de parasitos. Os valores mostrados representam a média de parasitos por hospedeiro necropsiado positivo  $\pm$  desvio padrão [amplitude] e tamanho da amostra para cada sexo. O resultado da comparação entre as classes pelo teste de Mann-Whitney (U) e sua respectiva probabilidade (p) também são apresentados.

Espécie	Machos adultos	Fêmeas adultas	Mann-Whitney
<i>Tamerlania inopina</i>	5,33 $\pm$ 4,16 [2-10] 3	2,50 $\pm$ 1,00 [1-3] 4	U=3,0, p=0,271
<i>Conspicuum conspicuum</i>	2,28 $\pm$ 1,62 [1-9] 40	2,26 $\pm$ 1,29 [1-6] 35	U=736,5, p=0,685
<i>Lutztrema obliquum</i>	10,83 $\pm$ 10,01 [1-31] 12	13,71 $\pm$ 18,56 [1-47] 7	U=45,0, p=0,799
<i>Fernandezia spinosissima</i>	2,00 $\pm$ 1,41 [1-3] 2	4,57 $\pm$ 6,02 [1-17] 7	U=7,5, p=0,878
<i>Dilepis undula</i>	2,60 $\pm$ 2,14 [1-9] 20	4,10 $\pm$ 5,20 [1-17] 19	U=196,0, p=0,860
<i>Wardium fernandensis</i>	4,71 $\pm$ 5,83 [1-25] 21	4,67 $\pm$ 6,04 [1-20] 9	U=91,5, p=0,887
<i>Lueheia inscripta</i>	3,06 $\pm$ 4,18 [1-17] 17	2,68 $\pm$ 2,21 [1-8] 22	U=207,5, p=0,531
<i>Strongyloides oswaldoi</i>	14,39 $\pm$ 20,79 [1-90] 18	28,26 $\pm$ 40,26 [1-166] 19	U=212,0, p=0,212
<i>Oxyspirura petrowi</i>	5,08 $\pm$ 3,68 [1-12] 12	3,00 $\pm$ 2,82 [1-5] 2	U=16,5, p=0,404
<i>Microtetrameres pusilla</i>	4,80 $\pm$ 3,58 [1-13] 20	3,04 $\pm$ 1,96 [1-7] 23	U=288,5, p=0,146
<i>Aproctella stoddardi</i>	3,86 $\pm$ 3,78 [1-13] 14	3,29 $\pm$ 2,17 [1-8] 17	U=123,5, p=0,855
<i>Cardiofilaria</i> sp.	3,57 $\pm$ 1,99 [1-7] 7	2,50 $\pm$ 1,92 [1-5] 4	U=9,5, p=0,385
<i>Syngamus trachea</i>	2 $\pm$ 0 [2] 2	2 $\pm$ 0 [2] 2	U=2,0, p=1,000

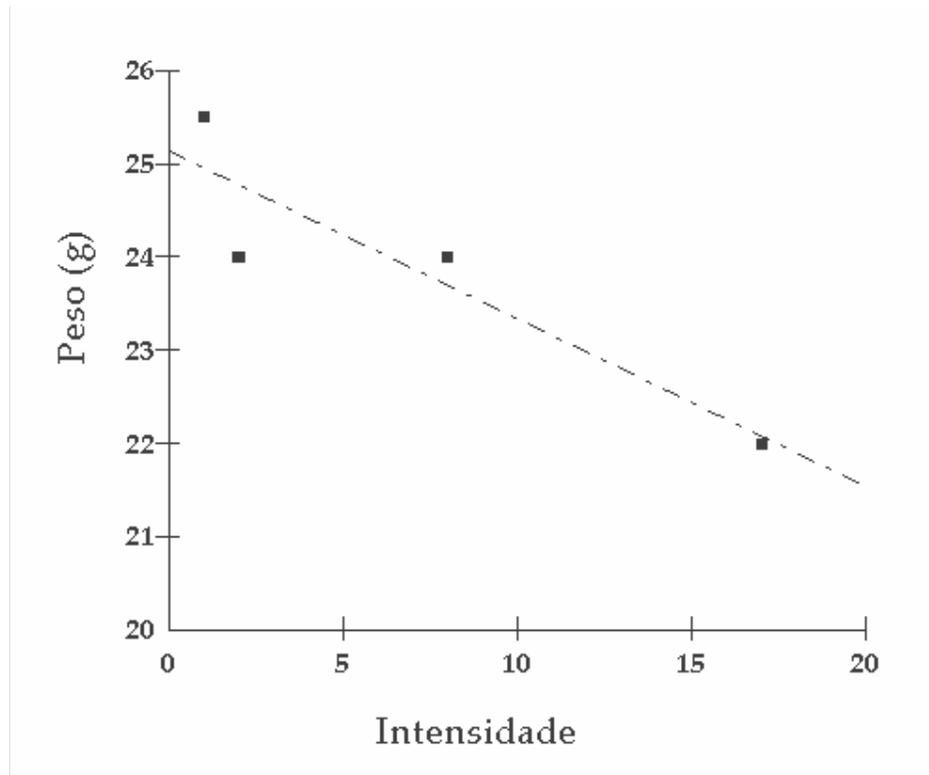
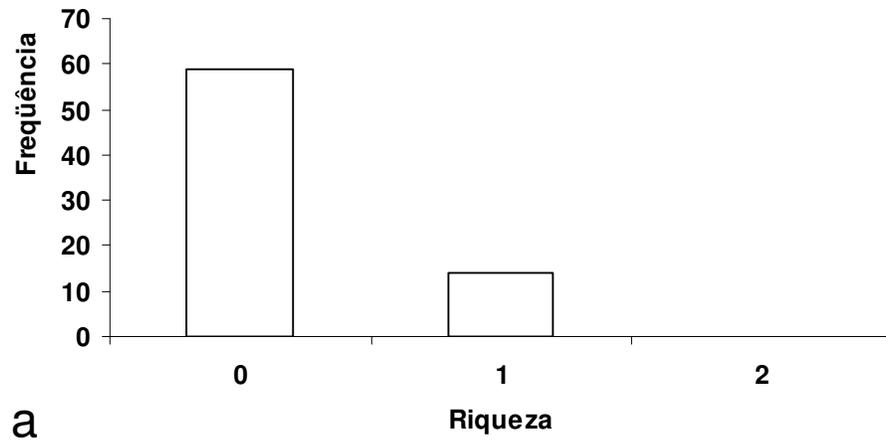


Figura 89. Relação entre a intensidade de infecção por *Tamerlania inopina* e o peso (gramas) de pardais, *Passer domesticus*, adultos infectados.

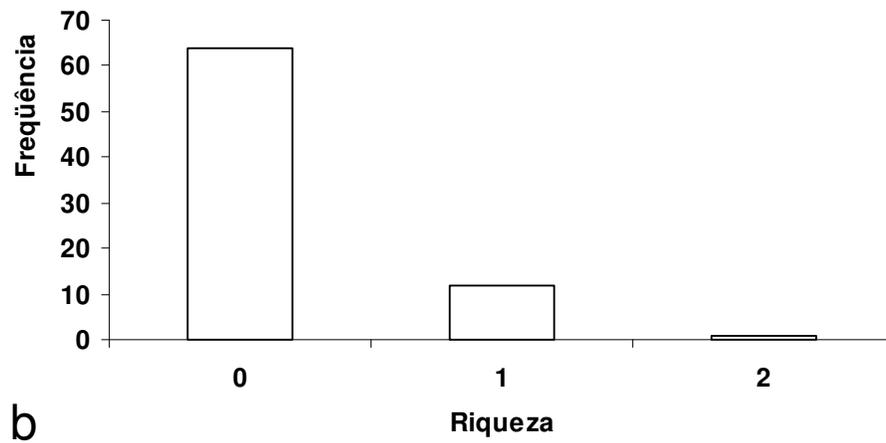
população estudada de *P. domesticus*.

Machos e fêmeas adultos apresentaram riqueza de parasitos semelhante, a qual variou de 0 a 2 espécies (machos:  $\bar{X}=0,2$ , d.p.=0,4, n=73, Figura 90a; fêmeas:  $\bar{X}=0,2$ , d.p.=0,4, n=77, Figura 90b; teste *t* de Student:  $t=-0,2778$ , g.l.=144,  $p=0,7817$ ). O índice de diversidade de Shannon das comunidades de helmintos de pardais machos e fêmeas adultos foi semelhante ( $H'_{\text{machos}}=1,113$ ;  $H'_{\text{fêmeas}}=0,995$ ). À semelhança do observado em *T. rufiventris*, suas comunidades de helmintos também apresentaram uma alta similaridade qualitativa (índice de similaridade de Jaccard=75,0%) e quantitativa (índice de similaridade de Morisita-Horn=93,2%). A riqueza de parasitos de fêmeas imaturas variou de 0 a 1 espécie ( $\bar{X}=0,3$ , d.p.=0,5, n=9). O único pardal macho juvenil capturado foi negativo. A riqueza de parasitos de adultos e juvenis foi semelhante ( $t=-0,8414$ , g.l.=158,  $p=0,4017$ ).

Todas as espécies de parasitos encontradas em pardais adultos e juvenis apresentaram uma baixa prevalência. Apenas *C. passerina* apresentou uma prevalência >10% nos adultos (10,67%). Devido a esta baixa prevalência geral e apesar de somente *C. pavlovskyi* ter sido encontrada em indivíduos adultos e juvenis, a prevalência das cinco espécies de parasitos não diferiu entre estas classes etárias (Tabela XVII). A intensidade de infecção com *C. pavlovskyi* variou de 1 a 3 nos adultos (n=7) e de 1 a 8 nos juvenis (n=2). Nenhuma diferença significativa na prevalência e intensidade de infecção dos parasitos foi encontrada entre machos e fêmeas adultos (Tabelas XVIII e XIX).



a



b

Figura 90. Riqueza de espécies de parasitos presentes em pardais, *Passer domesticus*, adultos machos (a) e fêmeas (b).

Tabela XVII. Comparação do número de indivíduos adultos e juvenis de pardal, *Passer domesticus*, infectados (positivos) e não infectados (negativos) com as diferentes espécies de parasitos.

Espécie	Adultos		Juvenis		Teste G (Yates)
	Positivos	Negativos	Positivos	Negativos	
<i>Tamerlania inopina</i>	4	146	0	10	G=0,2171, g.l.=1, p=0,6413
<i>Eumegacetes</i> sp.	0	150	1	9	G=1,4717, g.l.=1, p=0,2251
<i>Choanotaenia passerina</i>	16	134	0	10	G=0,3525, g.l.=1, p=0,5527
<i>Dispharynx nasuta</i>	1	149	0	10	G=1,4717, g.l.=1, p=0,2251
<i>Cardiofilaria pavlovskyi</i>	7	143	2	8	G=1,2783, g.l.=1, p=0,2582

Tabela XVIII. Comparação do número de machos e fêmeas adultos de pardal (*Passer domesticus*) infectados (positivos) e não infectados (negativos) com as diferentes espécies de parasitos.

Espécie	Machos adultos		Fêmeas adultas		Teste G (Yates)
	Positivos	Negativos	Positivos	Negativos	
<i>Tamerlania inopina</i>	2	71	2	75	G=0,2076, g.l.=1, p=0,6486
<i>Choanotaenia passerina</i>	8	65	8	69	G=0,0230, g.l.=1, p=0,8794
<i>Dispharynx nasuta</i>	1	72	0	77	G=0,0007, g.l.=1, p=0,9787
<i>Cardiofilaria pavlovskyi</i>	3	70	4	73	G=0,0052, g.l.=1, p=0,9424

Tabela XIX. Comparação da infecção de machos e fêmeas adultos de pardal (*Passer domesticus*) com as diferentes espécies de parasitos. Os valores mostrados representam a média de parasitos por hospedeiro necropsiado positivo  $\pm$  desvio padrão [amplitude] e número de hospedeiros infectados para cada sexo. O resultado da comparação pelo teste de Mann-Whitney (U) e sua respectiva probabilidade (p) também são apresentados.

Espécie	Machos adultos	Fêmeas adultas	Mann-Whitney
<i>Tamerlania inopina</i>	9,50 $\pm$ 10,61 [2-17] 2	4,50 $\pm$ 4,95 [0-8] 2	NA*
<i>Choanotaenia passerina</i>	7,12 $\pm$ 12,76 [1-38] 8	2,25 $\pm$ 1,67 [1-6] 8	U=28,0, p=0,674
<i>Cardiofilaria pavlovskyi</i>	2,00 $\pm$ 1,00 [1-3] 3	1,50 $\pm$ 0,58 [1-2] 4	U=4,0, p=0,479

\* Tamanho amostral insuficiente para a execução do teste estatístico.

### 3.2.2.5. Influência da sazonalidade na coleta das aves

#### a. *Turdus rufiventris*

O número de sabiás-laranjeira infectados não diferiu entre as estações do ano. Contudo, quatro espécies de parasitos apresentaram diferenças em sua prevalência entre elas. O cestóide *D. undula* e o nematóide *S. oswaldoi* apresentaram uma maior prevalência no outono e no inverno (*D. undula*: inverno=46,15%, outono=34,21%, primavera=23,68% e verão=16,67%; *S. oswaldoi*: outono=39,47%, inverno=38,46%, primavera=23,68% e verão=9,09%), enquanto o acantocéfaló *L. inscripta* apresentou uma prevalência crescente do outono para o verão (outono=15,79%, inverno=28,21%, primavera=55,26% e verão=63,89%) e o nematóide *A. stoddardi* foi mais prevalente no inverno e na primavera (primavera=31,58%, inverno=28,21%, verão=11,11% e outono=10,53%) (Tabela XX). A intensidade de infecção das aves pelos parasitos, no entanto, não diferiu entre as estações (Tabela XXI).

#### b. *Passer domesticus*

À semelhança dos sabiás-laranjeira, o número de pardais infectados não variou entre as estações do ano. Em relação à prevalência dos parasitos ao longo do ano, apenas o cestóide *C. passerina* apresentou diferença significativa, tendo sido mais prevalente na primavera (=25%) do que nas outras estações (inverno=10%, verão=5% e outono=0%; Tabela XXII). Sua intensidade de infecção na primavera ( $6,50 \pm 11,37$ , n=10) e inverno ( $1,75 \pm 0,96$ , n=4), no entanto, não apresentou diferença significativa (H=0,7726, g.l.=1, p=0,3794).

Tabela XX. Comparação do número de sabiás-laranjeira (*Turdus rufoventris*) infectados (positivos) e não infectados (negativos) com as diferentes espécies de parasitos durante as quatro estações (outono, inverno, primavera e verão). O resultado da comparação entre as estações pelo teste G (G; g.l.=3) e sua respectiva probabilidade (p) também são apresentados. As diferenças significativas entre as estações estão salientadas com negrito.

Espécie	Outono (n=38)		Inverno (n=39)		Primavera (n=38)		Verão (n=36)		Teste G
	Positivos	Negativos	Positivos	Negativos	Positivos	Negativos	Positivos	Negativos	
<i>Brachylaima</i> sp.	0	38	0	39	0	38	1	35	G=2,8889, p=0,4091
<i>Tamerlania inopina</i>	1	37	2	37	3	35	1	35	G=1,5141, p=0,6790
<i>Conspicuum conspicuum</i>	25	13	26	13	22	16	17	19	G=3,7307, p=0,2920
<i>Lutztrema obliquum</i>	6	32	9	30	4	34	2	34	G=5,4834, p=0,1396
<i>Fernandezia spinosissima</i>	4	34	2	37	5	33	1	35	G=3,7144, p=0,2940
<i>Dilepis undula</i>	13	25	18	21	9	29	6	30	<b>G=8,9495, p=0,0300</b>
<i>Wardium fernandensis</i>	13	25	11	28	9	29	6	30	G=3,2485, p=0,3549
<i>Lueheia inscripta</i>	6	32	11	28	21	17	23	13	<b>G=24,8279, p&lt;0,0001</b>
<i>Strongyloides oswaldoi</i>	15	23	15	24	9	29	3	33	<b>G=13,3329, p=0,0040</b>
<i>Aonchotheca</i> sp.	2	36	0	39	0	38	1	35	G=4,6424, p=0,1999
<i>Oxyspirura petrowi</i>	3	35	6	33	5	33	1	35	G=4,5255, p=0,2100
<i>Microtetrameres pusilla</i>	11	27	16	23	14	24	7	29	G=4,8153, p=0,1858
<i>Aproctella stoddardi</i>	4	34	11	28	12	26	4	32	<b>G=8,8253, p=0,0317</b>
<i>Cardiofilaria</i> sp.	4	34	3	36	3	35	1	35	G=1,9490, p=0,5831
<i>Syngamus trachea</i>	1	37	1	38	5	33	5	31	G=6,6427, p=0,0842
Geral	35	3	37	2	34	4	34	2	G=1,0152, p=0,7976

Tabela XXI. Comparação da infecção de sabiás-laranjeira (*Turdus rufiventris*) com as diferentes espécies de parasitos durante as quatro estações (outono, inverno, primavera e verão). Os valores mostrados representam a média de parasitos por hospedeiro necropsiado positivo  $\pm$  desvio padrão [amplitude] e tamanho amostral. O resultado da comparação pelo teste de Kruskal-Wallis (H) e sua respectiva probabilidade (p) também são apresentados.

Espécie	Outono	Inverno	Primavera	Verão	Kruskal-Wallis
<i>Tamerlania inopina</i>	4,00 [4] 1*	3,00 $\pm$ 0 [3] 2*	4,33 $\pm$ 4,93 [1-10] 3	3,00 [3] 1*	NA
<i>Conspicuum conspicuum</i>	2,40 $\pm$ 1,76 [1-9] 25	2,27 $\pm$ 1,31 [1-6] 26	2,18 $\pm$ 1,22 [1-6] 22	3,00 $\pm$ 4,56 [1-20] 17	H=0,5486, g.l.=3, p=0,9081
<i>Lutztrema obliquum</i>	10,00 $\pm$ 10,88 [2-31] 6	11,11 $\pm$ 16,14 [1-47] 9	16,50 $\pm$ 11,79 [8-33] 4	3,50 $\pm$ 2,12 [2-5] 2*	H=2,4605, g.l.=2, p=0,2922
<i>Fernandezia spinosissima</i>	2,75 $\pm$ 3,50 [1-8] 4	9,00 $\pm$ 11,31 [1-17] 2*	1,80 $\pm$ 0,84 [1-3] 5	1,00 [1] 1*	H=0,2909, g.l.=1, p=0,5896
<i>Dilepis undula</i>	3,46 $\pm$ 4,45 [1-17] 13	3,56 $\pm$ 4,19 [1-16] 18	2,78 $\pm$ 3,03 [1-9] 9	4,33 $\pm$ 2,25 [2-8] 6	H=4,1106, g.l.=3, p=0,2498
<i>Wardium fernandensis</i>	4,38 $\pm$ 4,94 [1-15] 13	4,45 $\pm$ 5,43 [1-20] 11	6,56 $\pm$ 7,76 [1-25] 9	8,17 $\pm$ 9,30 [2-27] 6	H=2,6978, g.l.=3, p=0,4406
<i>Lueheia inscripta</i>	1,50 $\pm$ 0,55 [1-2] 6	3,27 $\pm$ 2,37 [1-8] 11	3,10 $\pm$ 3,88 [1-17] 21	2,22 $\pm$ 1,57 [1-7] 23	H=3,0252, g.l.=3, p=0,3878
<i>Strongyloides oswaldoi</i>	22,73 $\pm$ 23,55 [2-90] 15	29,00 $\pm$ 44,00 [1-166] 15	7,56 $\pm$ 10,54 [1-35] 9	6,33 $\pm$ 7,57 [1-15] 3	H=7,5213, g.l.=3, p=0,0570
<i>Aonchotheca</i> sp.	4,50 $\pm$ 4,95 [0-8] 2*	---	---	1,00 [1] 1*	NA
<i>Oxyspirura petrowi</i>	4,33 $\pm$ 3,05 [1-7] 3	6,50 $\pm$ 3,94 [1-12] 6	3,00 $\pm$ 2,92 [1-8] 5	2,00 [2] 1*	H=2,1672, g.l.=2, p=0,3384
<i>Microtetrameres pusilla</i>	5,27 $\pm$ 4,13 [1-13] 11	2,81 $\pm$ 1,76 [1-7] 16	4,00 $\pm$ 2,66 [1-9] 14	3,57 $\pm$ 2,57 [1-7] 7	H=2,9400, g.l.=3, p=0,4010
<i>Aproctella stoddardi</i>	2,50 $\pm$ 1,00 [2-4] 4	4,18 $\pm$ 3,31 [1-12] 11	3,75 $\pm$ 3,49 [1-13] 12	2,25 $\pm$ 0,50 [2-3] 4	H=1,4891, g.l.=3, p=0,6848
<i>Cardiofilaria</i> sp.	4,25 $\pm$ 0,96 [3-5] 4	2,00 $\pm$ 1,00 [1-3] 3	3,67 $\pm$ 3,06 [1-7] 3	1,00 [1] 1*	H=3,2358, g.l.=2, p=0,1983
<i>Syngamus trachea</i>	2,00 [2] 1*	2,00 [2] 1*	8,80 $\pm$ 15,21 [2-36] 5	2,80 $\pm$ 1,10 [2-4] 5	H=0,1500, g.l.=1, p=0,6985

\* Estação não incluída no teste devido ao pequeno tamanho amostral (n<3).

Tabela XXII. Comparação do número de pardais (*Passer domesticus*) infectados (positivos) e não infectados (negativos) com as diferentes espécies de parasitos durante as quatro estações (outono, inverno, primavera e verão, n=40 cada). O resultado da comparação entre as estações pelo teste G (G; g.l.=3) e sua respectiva probabilidade (p) também são apresentados. As diferenças significativas entre as estações estão salientadas com negrito.

Espécie	Outono		Inverno		Primavera		Verão		Teste G
	Positivos	Negativos	Positivos	Negativos	Positivos	Negativos	Positivos	Negativos	
<i>Tamerlania inopina</i>	2	38	1	39	1	39	0	40	G=2,8239, p=0,4196
<i>Eumegacetes</i> sp.	0	40	0	40	1	39	0	40	G=2,7915, p=0,4249
<i>Choanotaenia passerina</i>	0	40	4	36	10	30	2	38	<b>G=17,1519, p=0,0007</b>
<i>Dispharynx nasuta</i>	1	39	0	40	0	40	0	40	G=2,7915, p=0,4249
<i>Cardiofilaria pavlovskyi</i>	3	37	3	37	1	39	2	38	G=1,4318, p=0,6981
Geral	6	34	8	32	12	28	4	36	G=5,7001, p=0,1271

### 3.2.2.6. Influência da paisagem

#### a. *Turdus rufiventris*

A riqueza de espécies de parasitos dos sabiás-laranjeira coletados em paisagens rurais (<50% de urbanização) foi superior a dos sabiás de paisagens urbanas (≥85% de urbanização) (rurais:  $\bar{X}$ =3,62, d.p.=1,96, mediana=4, n=73; urbanas:  $\bar{X}$ =2,27, d.p.=1,61, mediana=2, n=78; H=18,3790, g.l.=1, p<0,0001; Figura 91). Além disso, a diversidade de ambientes dos locais de coleta, medida pelo índice de diversidade de Shannon, mostrou ser um bom preditor da riqueza de parasitos (riqueza média de parasitos por hospedeiro) nos sabiás (F=11,6901, p=0,0040, r<sup>2</sup>=43,80%, n=17 áreas, Figura 92).

Enquanto a abundância da maioria das espécies foi similar entre as paisagens rurais e urbanas, três parasitos dos sabiás também apresentaram uma abundância significativamente maior em paisagens rurais: *M. pusilla* (rural:  $\bar{X}$ =2,41, d.p.=3,03, mediana=1; urbana:  $\bar{X}$ =0,10, d.p.=0,35, mediana=0; H=29,3500, g.l.=1, p<0,0001), *C. conspicuum* (rural:  $\bar{X}$ =2,00, d.p.=2,68, mediana=2; urbana:  $\bar{X}$ =0,92, d.p.=1,35, mediana=0,5; H=11,7674, g.l.=1, p=0,0006) e *A. stoddardi* (rural:  $\bar{X}$ =1,22, d.p.=2,59, mediana=0; urbana:  $\bar{X}$ =0,27, d.p.=0,86, mediana=0; H=4,3888, g.l.=1, p=0,0362). Uma avaliação da influência de cada tipo de ambiente sobre a abundância destas três espécies indicou que o ambiente área construída afeta negativamente *M. pusilla*, enquanto a disponibilidade de solo exposto, campo e mata têm uma influência positiva (Tabela XXIII). O melhor preditor da abundância de *M. pusilla* foi a representatividade do ambiente área construída (Figura 93), o qual apresentou um coeficiente de determinação de 19,12%. Embora a área construída também tenha mostrado uma relação inversa com a abundância de *C. conspicuum* e *A. stoddardi* e a disponibilidade de campo e/ou cobertura florestal tenham apresentado uma relação significativamente positiva com estas espécies, seus coeficientes de determinação foram muito baixos (<7%; Tabela XXIII).

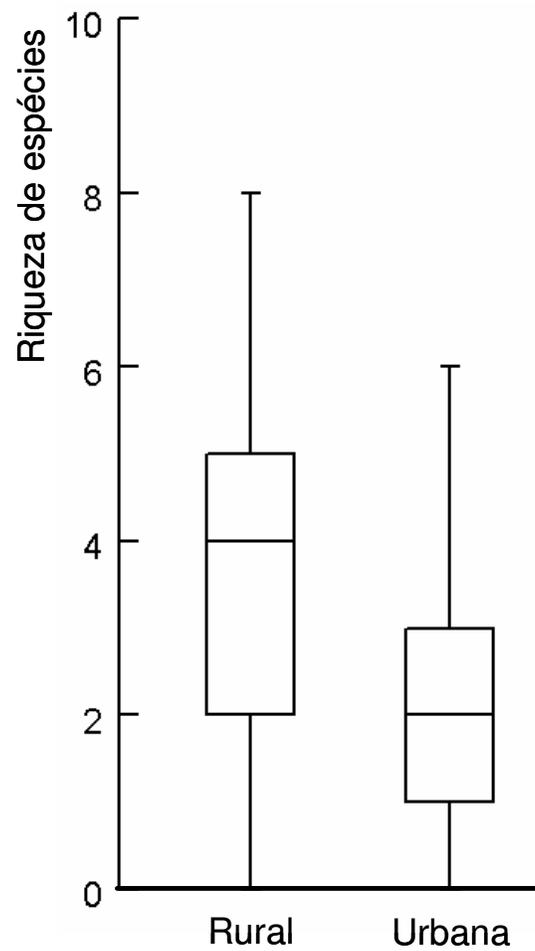


Figura 91. Riqueza de espécies de parasitos em sabiás-laranjeira (*Turdus rufiventris*) coletados em paisagens rurais (n=73) e urbanas (n=78).

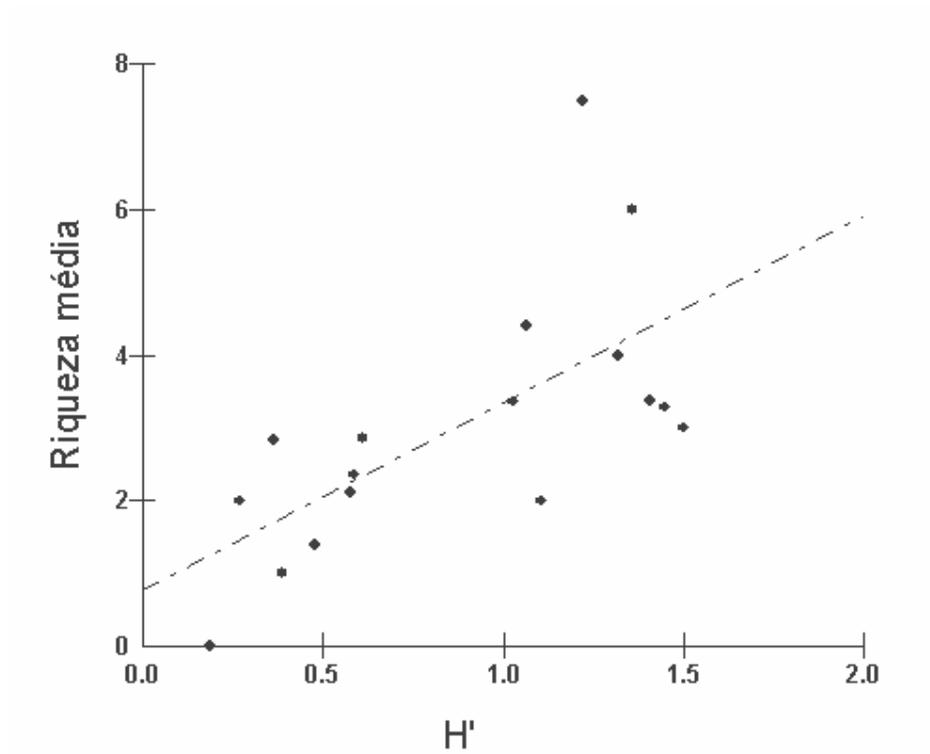


Figura 92. Relação entre a diversidade de ambientes ( $H'$ =índice de diversidade de Shannon, variável independente) e a riqueza média de parasitos por hospedeiro nos 17 locais de coleta de sabiás, *Turdus rufiventris* (variável dependente).

Tabela XXIII. Avaliação do poder de predição de cada tipo de ambiente (variável independente: área construída, mata, campo, solo exposto e água) sobre a abundância de *Conspicuum conspicuum*, *Microtetrameres pusilla* e *Aproctella stoddardi* em sabiás-laranjeira, *Turdus rufiventris*, (variável dependente). Os valores mostrados representam os resultados do teste de regressão: F, probabilidade (p) e coeficiente de determinação ( $r^2$ ). Os ambientes com poder de predição ao nível de 1% (p protegido=5%/5 testes) estão destacados em negrito.

Espécie	Área construída	Mata	Campo	Solo exposto	Água
<i>Conspicuum conspicuum</i>	<b>F=10,5103</b> <b>p=0,0019</b> <b>r<sup>2</sup>=6,59%</b>	<b>F=9,5936</b> <b>p=0,0027</b> <b>r<sup>2</sup>=6,05%</b>	<b>F=9,8877</b> <b>p=0,0024</b> <b>r<sup>2</sup>=6,22%</b>	F=1,4524 p=0,2279	F=0,1993 p=0,6604
<i>Microtetrameres pusilla</i>	<b>F=35,2306</b> <b>p&lt;0,0001</b> <b>r<sup>2</sup>=19,12%</b>	<b>F=13,4092</b> <b>p=0,0006</b> <b>r<sup>2</sup>=8,26%</b>	<b>F=27,1566</b> <b>p&lt;0,0001</b> <b>r<sup>2</sup>=15,42%</b>	<b>F=27,2760</b> <b>p&lt;0,0001</b> <b>r<sup>2</sup>=15,47%</b>	F=2,4489 p=0,1157
<i>Aproctella stoddardi</i>	<b>F=10,8210</b> <b>p=0,0016</b> <b>r<sup>2</sup>=6,77%</b>	F=3,0849 p=0,0773	<b>F=11,0979</b> <b>p=0,0015</b> <b>r<sup>2</sup>=6,93%</b>	F=5,6027 p=0,0182	F=1,3573 p=0,2442

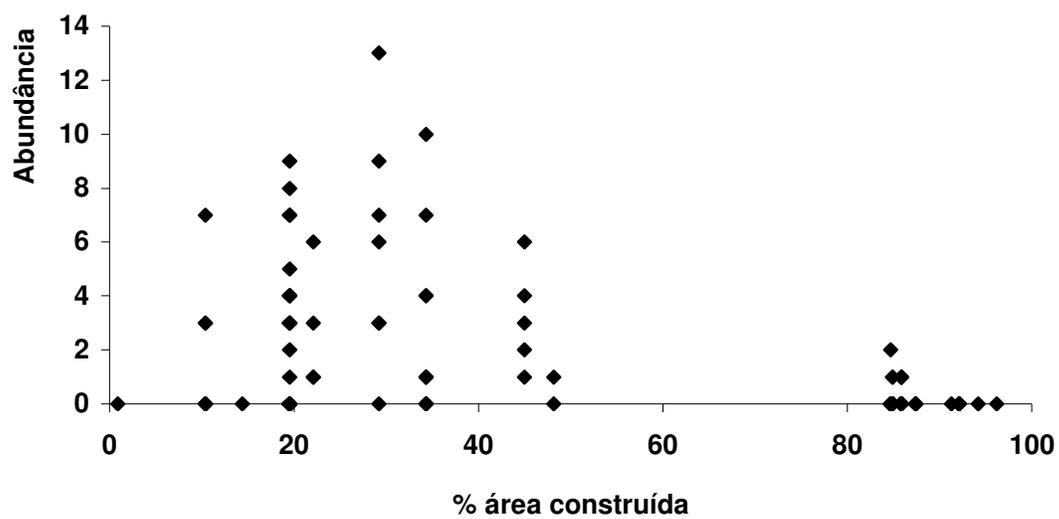


Figura 93. Relação entre a representatividade do ambiente área construída nos locais de coleta e a abundância de *Microtetrameres pusilla* em *Turdus rufiventris*.

b. *Passer domesticus*

Ao contrário do observado em *T. rufiventris*, a riqueza de parasitos dos pardais coletados em paisagens rurais (<50% de área construída) não diferiu da riqueza dos pardais de paisagens urbanas (>63% de área construída) (rurais:  $\bar{X}=0,21$ , d.p.=0,41, mediana=0, n=82; urbanas:  $\bar{X}=0,18$ , d.p.=0,42, mediana=0, n=78;  $H=0,1731$ , g.l.=1,  $p=0,6774$ ). A diversidade de ambientes dos locais de coleta, por outro lado, também mostrou ser um bom preditor da riqueza média de parasitos por hospedeiro ( $F=8,4272$ ,  $p=0,0192$ ,  $r^2=51,30\%$ , n=10 áreas, Figura 94). Contudo, a exclusão do valor extremo de riqueza média de 0,50, resultante da coleta de apenas dois pardais em Guaíba, RS, um dos quais encontrava-se infectado com 17 indivíduos de *T. inopina*, faz com que o índice de diversidade de ambientes deixe de ser um bom preditor da riqueza de parasitos desta espécie ( $F=2,0773$ ,  $p=0,1911$ ). Além disso, nenhuma espécie de parasito apresentou diferença em sua abundância entre as paisagens urbanas e rurais.

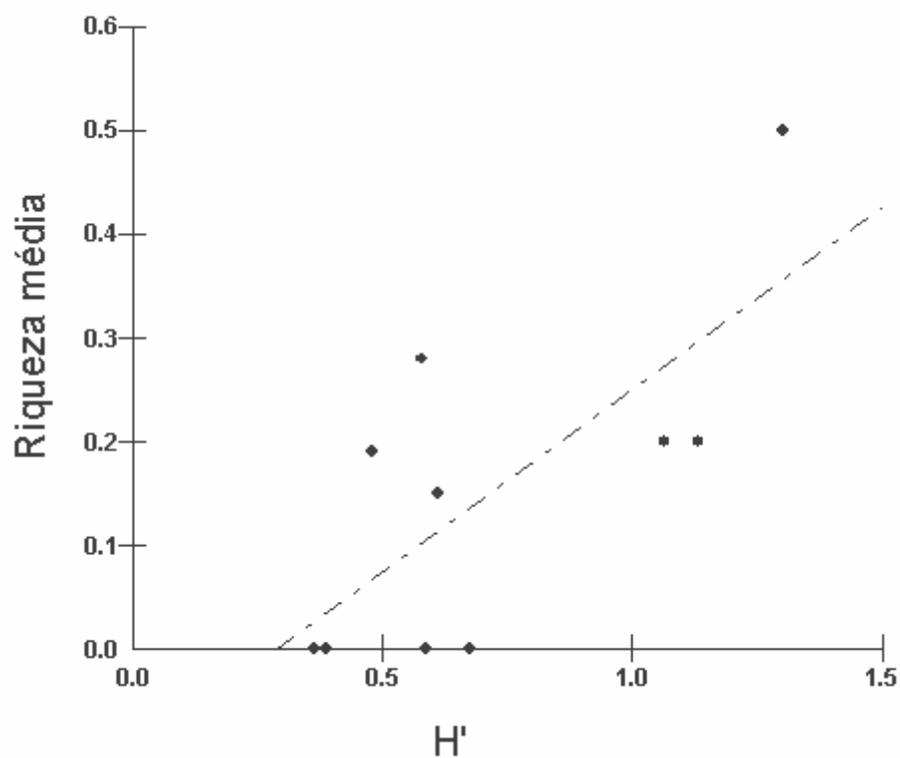


Figura 94. Relação entre a diversidade de ambientes ( $H'$ =índice de diversidade de Shannon, variável independente) e a riqueza média de parasitos por hospedeiro nos 10 locais de coleta de pardais, *Passer domesticus* (variável dependente).

## 4

## DISCUSSÃO

Ecologia é o estudo das interações entre as espécies e delas com o seu meio e como estas interações influenciam sua distribuição e abundância (TOWNSEND *et al.* 2006). Este conceito aplicado ao escopo desta pesquisa é o estudo da relação entre uma variedade de parasitos, que inclui digenéticos, cestóides, acantocéfalos e nematóides, os seus hospedeiros, representados pelos passeriformes *T. rufiventris* e *P. domesticus*, e os ambientes presentes em paisagens rurais e urbanas. A busca por correlações ecológicas ou relacionadas com o hospedeiro da riqueza de parasitos é fundamentada na premissa de que a riqueza de espécies não aparece distribuída ao acaso entre espécies hospedeiras ou áreas geográficas, mas seguem padrões esperados. Recentemente, alguns ecólogos (NORRIS 2003; OSTLING 2005; DOVE 2006) têm discutido uma visão alternativa, a teoria neutra da biodiversidade. Esta teoria prediz que o número de espécies de uma comunidade e a distribuição de suas abundâncias relativas não sofre alterações, assumindo que cada indivíduo de cada espécie em uma comunidade é idêntico, e que a abundância total de todas as espécies é fixa. Todas as variações na riqueza de espécies e suas abundâncias relativas ocorrem devido a variações ao acaso nas taxas de nascimento, morte, migração e especiação. Em algumas comunidades, indivíduos de diferentes espécies parecem estar envolvidos em uma interação de competição simétrica e esta teoria é extremamente aplicável nestas situações (POULIN & MORAND 2004). No entanto, é difícil pensar nesta teoria aplicada aos parasitos. A presença de uma espécie parasita em determinado hospedeiro pode influenciar a disponibilidade de

alimento e espaço, o número de indivíduos e a fecundidade de uma segunda espécie. Frequentemente esta interação competitiva é assimétrica com algumas espécies sendo claramente superiores na competição, assim é impossível pensar em todas as espécies sendo iguais em comunidades de parasitos (POULIN 2004).

Estudos enfocando a helmintofauna do sabiá-laranjeira, *T. rufiventris*, são raros e superficiais. Na literatura encontramos citações casuais de helmintos registrados para esta ave: *Conspicuum conspicuum*, *Prosthogonimus* sp. e *Microtetrameres pusilla* (TRAVASSOS 1915a; TRAVASSOS *et al.* 1969; FABIO & FERREIRA 1999). No entanto, outros representantes do gênero *Turdus*, em especial *T. migratorius* e *T. merula* foram amplamente estudados na América do Norte (WEBSTER 1943; SLATER 1967; COOPER & CRITES 1976a, 1976b e CHING 1993 entre outros) e na Europa (POJMANSKA 1969; SCHMIDT 1975; MACHALSKA 1980, OKULEWICZ & WESOOWSKA 2003 e MISOF 2005 entre outros), respectivamente. Os resultados provenientes destes estudos demonstram uma semelhança com os dados obtidos em *T. rufiventris* neste estudo. Por exemplo, SLATER (1967) encontrou 93,5% dos indivíduos de *T. migratorius* parasitados por, pelo menos, uma espécie de parasito, valor praticamente igual aos 92,7% do presente estudo. A riqueza parasitária encontrada em *T. migratorius* estava composta por seis espécies de nematóides, três cestóides, um digenético e um acantocéfalo. Neste estudo, os nematóides também foram os mais ricos, contribuindo com sete espécies, seguidos pelos digenéticos (quatro), cestóides (três) e acantocéfalos (um). MISOF (2005), utilizando o método de exame de fezes, encontrou 82% dos espécimes de *T. merula* parasitados por, pelo menos, uma espécie de parasito.

Já com os pardais *P. domesticus*, os estudos com a helmintofauna são frequentes tanto em sua distribuição geográfica original, como em áreas onde ele foi introduzido (MEGGITT 1916; HOPKINS & WHEATON 1935; STUNKARD & MILFORD 1937; KINTNER 1938; JOSZT 1962; COOPER & CRITES 1974a; BAUGH & SAXENA 1975,

1976; ILLESCAS-GOMEZ & LOPEZ-ROMAN 1980). BRASIL & AMATO (1992) realizaram o primeiro estudo da helmintofauna deste hospedeiro no Brasil com uma amostra representativa de pardais coletados (n= 142) em Campo Grande, Rio de Janeiro, RJ. Os resultados encontrados por BRASIL & AMATO (1992) diferem daqueles obtidos neste estudo em alguns aspectos. Enquanto 51,4% dos pardais de Campo Grande estavam infectados com, pelo menos, uma espécie de helminto, esta porcentagem para os pardais de Porto Alegre foi de apenas 18,8%. Esta diferença no nível de infecção dos pardais pode estar relacionada ao fato do processo de colonização desta espécie no Rio Grande do Sul ser mais recente que a sua introdução no Rio de Janeiro. Segundo HAIR & FORRESTER (1970), embora os vertebrados introduzidos possam adquirir novos parasitos nas novas áreas, sua fauna parasitária é geralmente reduzida nestes novos ambientes, pois vários parasitos são perdidos à medida que os indivíduos da população fundadora não estejam infectados com estas espécies ou que estes parasitos não encontrem os hospedeiros intermediários ou as condições ambientais necessárias para completar os seus ciclos. Esta hipótese recebe suporte de uma comparação entre a fauna de helmintos de pardal na sua área de ocorrência original, no Rio de Janeiro e no Rio Grande do Sul, a qual mostra um gradiente de redução correspondente ao tempo de ocorrência desta espécie na região. Enquanto a helmintofauna encontrada nos pardais em sua área de distribuição original é composta por 13 espécies, oito cestóides, quatro digenéticos e um nematóide (MEGGITT 1916; JOSZT 1962; BAUGH & SAXENA 1975; 1976; MARTINEZ *et al.* 1977; ILLESCAS-GOMEZ & LOPEZ-ROMAN 1980), no Rio de Janeiro este passeriforme apresentou oito espécies de helmintos (quatro espécies de digenéticos, duas de nematóides, uma de cestóide e uma de acantocéfalo) (BRASIL & AMATO 1992) e na região metropolitana de Porto Alegre apenas cinco (dois digenéticos, dois nematóides e um cestóide). Das cinco espécies encontradas em Porto Alegre, três

(*Tamerlania inopina*, *Choanotaenia passerina* e *Dispharynx nasuta*) estiveram presentes, também, no Rio de Janeiro e apenas uma (*C. passerina*) na distribuição original do pardal.

#### **4.1. Importância dos ciclos de vida na estruturação das comunidades de helmintos**

A fauna parasitária encontrada em *T. rufiventris* e em *P. domesticus* reflete em grande parte a dieta destas aves, tendo em vista que a grande maioria das espécies de helmintos parasitas encontradas possui ciclo heteroxeno. A infecção dos passarinhos com estes helmintos confirma o consumo de vários tipos de invertebrados, como minhocas, caracóis terrestres, tatuzinhos, centopéias, moscas, baratas e gafanhotos, entre outros. Nestes casos, as baixas prevalências apresentadas por alguns helmintos podem estar relacionadas a vários fatores: (a) uma baixa infecção natural dos hospedeiros intermediários, (b) uma baixa disponibilidade de hospedeiros intermediários e (c) um baixo consumo de certos tipos de hospedeiros intermediários pelas aves, entre outros. Estas hipóteses não são mutuamente exclusivas e a base de dados disponível não permite testá-las. Estudos enfocando os hospedeiros intermediários, suas densidades e interações com os parasitos seriam necessários para permitir uma melhor compreensão desta interação multiespecífica. Alguns helmintos encontrados, por outro lado, possuem ciclos diferenciados. Os filariídeos, como *Aproctella stoddardi* e *Cardiofilaria pavlovskyi* são transmitidos através de vetores e o estrombiloidídeo, *Strongyloides oswaldoi*, possui ciclo monoxeno, ou seja, sem a presença de hospedeiro intermediário.

a. Sabiá-laranjeira

No que se refere aos digenéticos, observou-se uma alta prevalência de *Conspicuum conspicuum*, que juntamente com *Lutztrema obliquum*, são os representantes da família Dicrocoeliidae encontrados parasitando os sabiás-laranjeira. Estas espécies apresentam ciclos com dois hospedeiros intermediários, o primeiro, um molusco terrestre e o segundo, um artrópodo. O ciclo de *C. conspicuum* não está esclarecido, mas estudos realizados com *C. icteridorum* comprovam que o segundo hospedeiro intermediário é um tatuzinho (isópodo terrestre) (PATTEN 1952). Como *C. conspicuum* apresentou a maior prevalência entre os helmintos encontrados nos sabiás, pode-se concluir que os isópodos terrestres constituem um importante item alimentar para esta espécie na região metropolitana de Porto Alegre. Também presente na dieta dos sabiás estão os milípedes, segundo hospedeiro intermediário de *Lutztrema* sp.. Além disso, estas duas espécies foram consideradas dominantes dentro da comunidade de helmintos de *T. rufiventris*, enquanto as outras duas espécies de digenéticos, *Tamerlania inopina* e *Brachylaima* sp., foram classificadas como co-dominante e subordinada, respectivamente.

Duas das espécies de cestóides, *Dilepis undula* e *Wardium fernandensis*, apresentaram altas prevalências e foram classificadas como dominantes dentro da comunidade de helmintos de *T. rufiventris*. O dilepidídeo *D. undula*, que é bastante comum em passeriformes, possui como hospedeiro intermediário anelídeos terrestres, o que está de acordo com as observações comportamentais da inclusão de minhocas como parte da dieta dos sabiás-laranjeira (EFE *et al.* 2001; FONTANA 2001), bem como de outros representantes do gênero *Turdus*, como *T. migratorius* (MONTGOMERIE & WEATHERHEAD 1997).

Pouco se sabe a respeito do ciclo de vida de *W. fernandensis*. No entanto, outras espécies que possuem hospedeiros definitivos com hábitos terrestres

parecem ter como hospedeiros intermediários besouros das famílias Carabeidae, Scarabaeidae e Silphidae (Kisielewska 1961 *apud* MOURAD 1967), além de várias espécies de gafanhotos (Dutt & Mehra 1962 *apud* MOURAD 1967).

*Lueheia inscripta* foi o único representante do filo Acanthocephala, apresentou uma prevalência bastante alta e é uma das espécies dominantes na comunidade de helmintos do sabiá-laranjeira. Este acantocéfalo possui as baratas americanas como hospedeiro intermediário (ACHOLONU 1976). ACHOLONU (1976) encontrou cistacantos encistados em lagartos *Anolis cristatellus*. Estes cistacantos apresentavam o mesmo estágio de desenvolvimento daqueles encontrados nas baratas, o que indica que os lagartos desempenham a função de hospedeiros paratênicos no ciclo de *L. inscripta*. A presença de hospedeiros paratênicos sugere que estes acantocéfalos são também parasitos de outros animais que não utilizam baratas como itens alimentares e o lagarto serviria como uma ponte entre o hospedeiro intermediário (barata) e o hospedeiro definitivo. No caso do parasitismo de *L. inscripta* em sabiás-laranjeira, a transmissão deve ocorrer diretamente do hospedeiro intermediário para o definitivo quando este se alimenta de baratas infectadas com os seus cistacantos. Como a prevalência de *L. inscripta* nos sabiás é bastante alta, podemos supor que as baratas sejam um item alimentar bastante utilizado na sua dieta.

Entre os nematóides, o tetramerídeo *Microtetrameres pusilla* foi o mais prevalente, enquanto o strongiloidídeo *Strongyloides oswaldoi* apresentou intensidade e abundância médias de infecção maiores e foi a espécie com maior valor de importância (I), sendo a mais dominante dentro da comunidade de helmintos do sabiá-laranjeira. Pesquisas indicam a presença de ortópteros (gafanhotos, por exemplo) como hospedeiros intermediários das espécies de *Microtetrameres* (CRAM 1934; ELLIS 1969; BETHEL 1973; QUENTIN *et al.* 1986). O ciclo de vida de *M. pusilla*, no entanto, é completamente desconhecido.

Os resultados encontrados para os nematóides strongiloidídeos podem ser explicados pela presença de um ciclo diferenciado com uma geração de vida livre e outra parasitária, o que mantém um suprimento de larvas infectantes disponíveis no ambiente (HON *et al.* 1978). Durante o estágio de vida livre, o ciclo pode ocorrer de forma direta ou indireta. No ciclo direto, as larvas desenvolvem-se até o estágio infectante e através de penetração pela pele infectam um novo hospedeiro; migram pelo seu corpo até atingir o intestino, onde alcançam a maturidade. No desenvolvimento indireto, as larvas de primeiro estágio, provenientes das fêmeas parasitas, desenvolvem-se, passando por três estágios larvais, em machos e fêmeas adultos de vida livre. Estes reproduzem-se sexuadamente, produzindo ovos dos quais eclodirão larvas de primeiro estágio que se desenvolverão em larvas infectantes (VINEY 2002). Cram (1929) *apud* HON *et al.* (1978) estudando o ciclo de vida de *Strongyloides* em pavões *Meleagris gallopavo* observou que as larvas da geração parasitária eclodiam após 18 horas mesmo em temperaturas relativamente baixas (10 a 14°C). Isto garante que o ciclo possa ser concluído na maior parte do ano. Estudos sobre os efeitos das variações ambientais de temperatura mostram que em *Strongyloides ratti* (Sandground, 1925) o desenvolvimento do ciclo direto é favorecido por temperaturas mais baixas, enquanto que em temperaturas mais altas o ciclo indireto é favorecido, resultando no aparecimento de indivíduos de vida livre (VINEY 1996). Além disso, as fêmeas parasitas começavam a eliminar os ovos apenas cinco dias após a infecção (Cram 1929 *apud* HON *et al.* 1978). Segundo HON *et al.* (1978), este curto tempo de geração desempenha um importante papel no aumento da prevalência de *Strongyloides* em seus hospedeiros. Estas características do ciclo de vida dos strongiloidídeos podem explicar a alta prevalência de *S. oswaldoi* encontrada nos sabiás-laranjeira na região metropolitana de Porto Alegre, onde a temperatura mínima média durante o inverno fica em torno de 10 a 14 °C (LIVI 1998).

Outros nematóides que foram importantes na comunidade de helmintos do sabiá-laranjeira foram *Aproctella stoddardi* e *Oxyspirura petrowi*. Os filariídeos da espécie *A. stoddardi* são transmitidos através de vetores que inoculam as microfilárias no hospedeiro definitivo. Esta espécie é encontrada em uma ampla variedade de hospedeiros, demonstrando sua baixa especificidade e transmissão por vetores com hábitos alimentares mais generalistas. Embora esta espécie, assim como outros representantes da superfamília Filarioidea, não apresente especificidade ao hospedeiro, em uma comunidade de aves existirão espécies hospedeiras mais importantes do que outras para a manutenção de sua ocorrência na comunidade (BARTLETT & ANDERSON 1980). A alta prevalência de *A. stoddardi* e sua classificação como dominante na comunidade de helmintos de *T. rufiventris* podem indicar que o sabiá-laranjeira poderia estar atuando como uma das espécies hospedeiras responsáveis pela manutenção deste nematóide na região metropolitana de Porto Alegre. O fato de *T. rufiventris* ser considerada uma espécie comum na região metropolitana de Porto Alegre e a ausência deste parasito em outra espécie comum, *P. domesticus* (FONTANA 2005), é compatível com esta hipótese.

LOPEZ-CABALLERO (1978) também registrou filariídeos em espécies do gênero *Turdus* (*T. iliacus*, *T. philomelos* e *T. merula*) na Espanha. No entanto, entre estas espécies apenas uma pertencia ao gênero *Cardiofilaria*. A prevalência deste gênero em *T. rufiventris* é semelhante à encontrada por este autor em *T. iliacus* (9,67%).

O ciclo de vida de *O. petrowi* não é conhecido. No entanto, sua espécie congênica *O. mansonii* tem a barata *Pycnoscelus surinamensis* como hospedeiro intermediário (FIELDING 1926; 1927). A distribuição geográfica destas baratas é bastante ampla e inclui o território brasileiro (PARKER *et al.* 1977), o que as torna potenciais candidatas a hospedeiro intermediário de *O. petrowi*. Esta hipótese é

compatível com o fato de *P. surinamensis* ser geralmente encontrada em uma variedade de habitats criados pelo homem, tais como galinheiros, estábulos, estufas e casas (PARKER *et al.* 1977), onde os sabiás-laranjeira também podem ser encontrados. Estudos visando elucidar o ciclo de *O. petrowi* poderiam iniciar por uma investigação de sua possível ocorrência em *P. surinamensis*.

#### b. Pardal

Os digenéticos representaram 40% da riqueza de espécies de helmintos em *P. domesticus*. Apesar das duas espécies representantes deste filo apresentarem prevalências baixas, uma delas, *Tamerlania inopina*, foi classificada como dominante, enquanto a outra, *Eumegacetes* sp., foi considerada co-dominante na comunidade. *Tamerlania inopina* foi o único parasito encontrado em sabiás-laranjeira e pardais. A infecção dos passarinhos por este digenético ocorre com a ingestão de moluscos terrestres, como *Subulina octona* (Bruguiere, 1792), infectado com suas metacercárias (BRANDOLINI *et al.* 1997). Estes moluscos, que são encontrados em hortas e jardins, tornam-se infectados ao ingerir os ovos de *T. inopina* encontrados nas fezes dos hospedeiros definitivos (MALDONADO 1945).

Os nematóides, que também representaram 40% da riqueza de helmintos do pardal, foram distribuídos em duas espécies, *Cardiofilaria pavlovskyi* e *Dispharynx nasuta*. Ambas as espécies foram consideradas dominantes na comunidade de helmintos de *P. domesticus*. O filariídeo *C. pavlovskyi* não apresenta grande especificidade ao hospedeiro e é transmitida através de vetores para várias espécies de aves que vivem em ambientes semelhantes. Os vetores desta espécie ainda não são conhecidos, mas para a espécie congênica *C. nilesi* as microfilárias são encontradas em mosquitos das espécies *Mansonia crassipes*, *Armigeres subalbatus*, *Culex annulus* e *Culex tritaeniorhynchus* (Cheong *et al.* 1981 *apud* ANDERSON 1992).

Os acuariídeos, representados pela espécie *D. nasuta*, apresentaram uma baixa prevalência, o que concorda com os resultados encontrados por BRASIL & AMATO (1992, 4,2% da amostra composta por 142 pardais). Embora estes helmintos sejam normalmente encontrados em aves com hábitos aquáticos, algumas espécies já foram registradas para aves que habitam ambientes terrestres, como os pardais (ANDERSON 1992). *D. nasuta* desenvolve-se com sucesso em uma série de hospedeiros intermediários, como isópodos, ortópteros, coleópteros e diplópodos (ANDERSON 1992). Segundo BIROVÁ *et al.* (1974), a quantidade de larvas encontrada no hospedeiro intermediário está diretamente relacionada com o contato potencial deste hospedeiro com material infectado. BRASIL & AMATO (1992) relacionaram a baixa prevalência apresentada por este helminto ao fato de que um dos principais hospedeiros intermediários são isópodos terrestres, como *Porcellio laevis*, *Porcellio scaber* e *Armadillidium vulgare*. Segundo as autoras, o comportamento de viver sob pedras apresentado por estes isópodos poderia dificultar a sua captura pelos pardais. Apesar desta hipótese ser válida outras características da biologia dos hospedeiros intermediários e definitivos devem ser consideradas. Em primeiro lugar, devido à sua dieta altamente granívoro-onívora e ao grande consumo de resíduos alimentares humanos (SICK 1997), é possível que o pardal apresente um baixo nível de predação de isópodos terrestres e, conseqüentemente, uma baixa prevalência de seus parasitos associados, apenas porque eles são consumidos oportunisticamente e representam uma pequena parte de seu cardápio habitual. O fato de ser comum encontrar estes isópodos em deslocamento próximos a gramados nas calçadas durante as primeiras horas do dia em Porto Alegre, é compatível com a hipótese anterior. Além disso, a alta prevalência observada em *T. rufiventris* de *C. conspicuum* (59,6%), espécie que possui isópodos terrestres como segundo hospedeiro intermediário, parece reforçar a hipótese de que estas

presas podem ser predadas com maior frequência pelos passarinhos. Esta lógica poderia se mostrar incorreta se os sabiás forem mais capazes do que os pardais de capturar isópodos em seus esconderijos sob as pedras, no entanto, não existe registro deste tipo de comportamento em sabiás-laranjeira. Apesar dos sabiás apresentarem um maior tamanho corporal do que os pardais (peso dos adultos = 50 – 87 *vs* 14 – 36 g, este trabalho), esta diferença comportamental parece pouco provável.

Os cestóides foram representados apenas pela espécie *Choanotaenia passerina*. Esta espécie foi a mais prevalente (10%) e a que apresentou o maior valor de importância (78,95), sendo considerada a mais característica da comunidade de helmintos do pardal, o que está de acordo com os resultados encontrados nos pardais do Rio de Janeiro (BRASIL & AMATO 1992). A associação do pardal com o homem e sua capacidade de utilizar o lixo como fonte de alimento, conforme descrito acima, parecem estreitamente relacionadas com a sua infecção com *C. passerina*. Segundo YAMAGUTI (1959), as moscas domésticas, que se alimentam da matéria orgânica em decomposição no lixo, constituem o hospedeiro intermediário deste cestóide. Como *C. passerina* apresenta uma alta especificidade ao hospedeiro definitivo, a sua distribuição geográfica parece acompanhar a distribuição do pardal, desde a Europa, norte da África e parte da Ásia, até a América do Norte, a América do Sul e a Austrália (BRASIL & AMATO 1992). O fato da mosca doméstica também apresentar uma grande relação com o homem e ocorrer em grande parte do globo terrestre também parece ser de fundamental relevância para a manutenção desta relação de parasitismo ao longo da distribuição original e atual do pardal.

#### 4.2. Interações interespecíficas e a estrutura da comunidade de helmintos

A alteração no tamanho de uma infrapopulação ou a mudança no uso de recursos por uma espécie de parasito em consequência da presença de uma outra espécie são sinais de que ambas estão interagindo e que as suas intensidades de infecção não são independentes uma da outra. Respostas numéricas são comuns em infecções mistas de helmintos gastrointestinais. Em algumas relações, podem ocorrer reduções de 50% no tamanho que uma infrapopulação pode atingir quando a espécie não está dividindo o hospedeiro com outra espécie. No entanto, estas respostas numéricas não são necessariamente negativas, embora as interações competitivas, que podem até levar à exclusão de uma espécie, apareçam mais freqüentemente entre os helmintos do que as interações positivas (POULIN 2001).

Como a típica distribuição dos helmintos nos hospedeiros segue um padrão agregado (SHAW & DOBSON 1995), no qual a maioria dos hospedeiros está pouco ou não está infectada, talvez existam poucas oportunidades para que duas ou mais espécies ocorram em um mesmo indivíduo hospedeiro e em número suficiente para que ocorra competição e alteração na infracomunidade (POULIN 2001). Este pode ser o caso observado em *P. domesticus*. Apesar dos parasitos dos sabiás também apresentarem distribuição agregada, este possível baixo índice de infecção, no entanto, não explica o padrão observado em *T. rufiventris*. Nesta espécie, apenas 11 indivíduos não estavam parasitados e 29 encontravam-se infectados por apenas uma espécie de parasito. Os demais 111 indivíduos necropsiados apresentaram duas ou mais espécies de helmintos. Entretanto, a falta de evidências consistentes da existência de interação entre estas espécies, talvez esteja relacionada a uma abundância insuficiente ou à utilização de diferentes recursos do hospedeiro.

### 4.3. Comparação entre a helmintofauna do sabiá-laranjeira e do pardal

Apesar das duas espécies hospedeiras ocuparem habitats semelhantes e utilizarem o solo como um dos locais para a procura e captura dos alimentos, suas faunas helmintológicas apresentaram baixa semelhança, tanto em relação à riqueza parasitária, quanto à similaridade qualitativa e quantitativa de suas comunidades. Apenas uma espécie de parasito, *Tamerlania inopina*, foi encontrada nos dois hospedeiros. Este digenético foi mais representativo na comunidade de helmintos do pardal, onde foi considerado uma espécie dominante, do que na comunidade de helmintos do sabiá-laranjeira, onde foi co-dominante. Estes resultados sugerem que apesar das aves habitarem ambientes semelhantes, elas parecem competir apenas por uma pequena variedade de presas.

O fato dos pardais serem uma espécie exótica, tendo sido introduzida no Rio Grande do Sul apenas na década de 1920 (FONTANA 2005), é um fator que deve ser considerado na interpretação dos resultados. Segundo POULIN & MORAND (2004), a introdução de espécies tem alterado a diversidade de parasitos em muitas regiões do planeta. Introduções deliberadas, principalmente de vertebrados, foram comuns nos últimos séculos, enquanto mais recentemente introduções acidentais aumentaram drasticamente com o aumento do comércio e viagens internacionais.

TORCHIN *et al.* (2003) concluíram que o número de espécies parasitas em animais nativos pode ser duas vezes maior do que o encontrado em espécies exóticas e que as espécies introduzidas são menos intensamente parasitadas do que as nativas. Os resultados da presente pesquisa corroboram esta conclusão. Esta redução parasitária conduz a um aumento demográfico da espécie invasora (TORCHIN *et al.* 2003), dando a ela uma vantagem competitiva sobre as espécies nativas (PRENTER *et al.* 2004). Como alguns parasitos são capazes de reduzir a densidade populacional da espécie hospedeira e/ou comprometer o crescimento

corporal dos indivíduos e considerando-se que uma espécie invasora deixa para trás os seus parasitos e que adquire na nova área de distribuição poucos novos parasitos, TORCHIN *et al.* (2003) concluíram que ela pode acabar tornando-se uma praga em consequência de uma explosão populacional. Os fatores que levam a uma redução do parasitismo em espécies exóticas podem estar relacionados (a) a uma reduzida probabilidade de introdução de parasitos com as espécies hospedeiras devido à sua baixa prevalência, (b) à extinção dos parasitos após o estabelecimento da espécie hospedeira pela ausência de hospedeiros intermediários adequados na nova área de distribuição geográfica e/ou à ausência de interação entre os hospedeiros intermediários e definitivos na nova área, ambos comprometendo o fechamento do ciclo de vida do parasito, e (c) com a incapacidade de adaptação das espécies parasitas nativas à espécie invasora devido ao seu elevado grau de especificidade aos hospedeiros nativos (TORCHIN *et al.* 2003). No entanto, algumas espécies parasitas podem colonizar hospedeiros exóticos e, assim, aumentar sua riqueza parasitária depois de algum tempo (POULIN & MORAND 2004). Isto pode ser observado em relação à helmintofauna do pardal. Na Eurásia e norte da África, sua distribuição de origem, os pardais apresentam uma fauna helmintológica com riqueza de espécies maior do que a encontrada no Rio de Janeiro, onde a espécie foi introduzida no século XVIII. Já em Porto Alegre, Rio Grande do Sul, onde *P. domesticus* foi introduzido apenas na década de 1920, tanto a riqueza quanto a porcentagem de hospedeiros infectados com helmintos é bem menor. Seguindo EBERT *et al.* (2001) que demonstraram que a idade da população hospedeira é o melhor preditor da riqueza de parasitos, estudos futuros com este hospedeiro poderão comprovar a hipótese de que inicialmente as espécies introduzidas em uma área apresentam uma fauna de parasitos menos rica, mas que depois de algum tempo a riqueza

parasitária tende a aumentar nos hospedeiros exóticos pela aquisição de parasitos nativos.

#### **4.4. Influência da idade e do sexo dos hospedeiros na comunidade de helmintos**

Um tema dominante em ecologia parasitária é a relação entre o tamanho do hospedeiro e o número de espécies na infracomunidade e na comunidade componente. Estudos têm demonstrado uma forte relação entre a riqueza de espécies de nematóides e trematódeos e o tamanho do corpo do hospedeiro. (SIMBERLOFF & MOORE 1997). Numerosos autores enfatizam a relação direta entre a idade do hospedeiro e o seu tamanho corporal com a alteração na composição e na riqueza da comunidade de parasitos (BUSH 1990). Contudo, POULIN & MORAND (2004) apontam incongruências nas análises das pesquisas que relacionam tamanho corporal do hospedeiro e riqueza parasitária. Portanto, com evidências empíricas tão variáveis e aparentemente tão dependentes da análise utilizada, é mais seguro concluir que o tamanho corporal do hospedeiro é um fator importante, mas a sua contribuição para a riqueza de espécies parasitas em um hospedeiro não deve ser superestimada. No presente estudo, esta relação não foi observada entre os sabiás-laranjeira adultos (utilizando-se o peso como medida de tamanho corporal), embora estes tenham apresentado uma riqueza de parasitos maior que os juvenis.

Dogiel (1964) *apud* SIMBERLOFF & MOORE (1997) atribui esta relação positiva entre a idade do hospedeiro e a riqueza de parasitos ao aumento das oportunidades de infecção por um número maior de espécies. Tal hipótese está baseada no fato de que à medida que o hospedeiro tem uma vida mais longa, ele se expõe a uma maior quantidade e diversidade de presas, vetores, ovos e larvas

infectantes. Este tipo de relação pode explicar, também, o fato dos sabiás adultos terem apresentado prevalências maiores do que os juvenis para várias espécies de helmintos (*Conspicuum conspicuum*, *Microtetrameres pusilla* e *Aproctella stoddardi* e, possivelmente, *Strongyloides oswaldoi* e *Cardiofilaria* sp.). A diferença mais significativa foi observada para *A. stoddardi*, a qual infectou 31 adultos e nenhum juvenil. O fato deste helminto, que é transmitido por vetores (mosquitos) também ter apresentado uma diferença em sua prevalência entre as estações, sendo mais prevalente no inverno e na primavera, pode explicar, pelo menos parcialmente esta diferença. Dos 35 sabiás juvenis necropsiados, apenas cinco foram coletados na primavera e nenhum no inverno. A diferença com relação à *C. conspicuum* e *M. pusilla* pode estar relacionada tanto às diferenças na idade e tamanho corporal dos hospedeiros adultos e juvenis, conforme a hipótese acima, quanto a diferenças na proporção dos itens alimentares na dieta dos indivíduos destas classes etárias. Em *S. oswaldoi*, cujo ciclo é monoxeno, por outro lado, é preciso que suas larvas infectantes entrem em contato direto com o hospedeiro. Assim, quanto mais tempo este hospedeiro estiver exposto no ambiente onde as larvas estão presentes, maior será a probabilidade de ocorrer o contato e, conseqüentemente, a infecção. Entretanto, a falta de relação entre a maioria das espécies de parasitos de *T. rufiventris* e a classe etária e o peso corporal dos hospedeiros, assim como a maior prevalência de *Syngamus trachea* em juvenis (22,86%) do que em adultos (3,45%), também põem em dúvida a hipótese de relação entre a riqueza de parasitos e o tamanho do corpo e a idade dos hospedeiros. Além disso, a ausência de diferença entre adultos e juvenis na intensidade de infecção com todas as espécies de parasitos também não corrobora a hipótese de Dogiel (1964) *apud* SIMBERLOFF & MOORE (1997). Se a idade interferisse diretamente na probabilidade de infecção com um maior

número de espécies, isto também não afetaria a intensidade de infecção com os diferentes parasitos? Parece lógico imaginar que sim.

Um aspecto relevante que pode resultar em diferenças no padrão de prevalência e intensidade de infecção entre diferentes espécies de parasitos em relação à idade e tamanho corporal dos hospedeiros é a duração do ciclo de vida do parasito no hospedeiro definitivo. Segundo este raciocínio, esta relação poderia ser esperada para espécies que permanecem por longos períodos de tempo (por exemplo, mais de um ano) no hospedeiro definitivo. Por outro lado, a probabilidade de indivíduos com mais idade e/ou com maior tamanho corporal apresentarem uma maior riqueza e/ou uma maior prevalência ou intensidade de infecção com determinadas espécies de parasitos não deve diferir em relação a espécies que apresentem uma rápida passagem, como adultos, pelo hospedeiro definitivo. Obviamente, esta hipótese pressupõe a ocupação do mesmo nicho trófico por indivíduos de diferentes classes etárias e tamanhos corporais.

O efeito do parasitismo em ninhegos ainda é desconhecido. No presente estudo, a maior intensidade de infecção com *Syngamus trachea* (36) foi observada em um indivíduo juvenil que foi capturado enquanto aprendia a voar. Considerando-se que *S. trachea* possui ciclo heteroxeno e pode ser adquirido diretamente do ovo ou através da ingestão de um hospedeiro paratênico (minhocas), parece razoável supor que as minhocas representam um item alimentar oferecido pelos pais aos ninhegos.

Como a maioria dos helmintos é adquirida pelos hospedeiros definitivos através da ingestão de hospedeiros intermediários infectados, as diferenças na helmintofauna observadas entre os indivíduos refletem diferenças nas suas dietas. Como os machos e fêmeas adultos das duas espécies hospedeiras não apresentaram diferenças nas suas comunidades de helmintos, é possível concluir que eles apresentam dietas semelhantes em relação aos itens alimentares de

origem animal. Como os pardais adultos apresentam dimorfismo sexual, esta semelhança nos tipos de presa explorados poderia ser observada diretamente em estudos de campo sobre o seu comportamento alimentar. No caso dos sabiás-laranjeira, por outro lado, esta conclusão tem uma importância muito maior para o conhecimento de sua biologia, visto que esta espécie não apresenta dimorfismo sexual no tamanho corporal ou coloração da plumagem. Esta impossibilidade de distinguir machos e fêmeas na natureza compromete a realização de estudos comportamentais visando determinar o grau de sobreposição do nicho trófico entre os sexos. Neste caso, o estudo da helmintofauna de sabiás não revela apenas que tipos de invertebrados fazem parte da sua alimentação, como a alta similaridade qualitativa e quantitativa da comunidade de helmintos de machos e fêmeas, é indicativa de uma grande sobreposição de nicho trófico. Contudo, a alta similaridade geral na helmintofauna de machos e fêmeas adultos e a ausência de dimorfismo sexual no peso corporal estão de acordo com a teoria ecológica que postula que o tamanho corporal afeta a intensidade de competição interespecífica, visto que as espécies de uma guilda com tamanho semelhante exploram os recursos de maneira semelhante (SCHOENER 1974). Em nível intraespecífico, diferenças no tamanho corporal entre os sexos parecem ter o mesmo efeito sobre a sobreposição de nichos tróficos. Apesar da intensidade de infecção com todos os helmintos não ter diferido entre os sexos, *Oxyspirura petrowi* foi mais prevalente nos machos (19,05%) do que nas fêmeas (3,77%). Esta diferença é sugestiva de um maior consumo de baratas (hospedeiro intermediário) pelos machos. Possíveis diferenças na prevalência de *Fernandezia spinosissima* e *Wardium fernandensis* também podem estar relacionadas a diferenças tróficas sutis entre os sexos.

Outro aspecto que tem sido estudado na relação de parasitismo diz respeito à influência dos parasitos sobre a saúde dos hospedeiros. Alguns

estudos, por exemplo, mostram que parasitos intestinais considerados pouco patogênicos modificam fortemente o fluxo de energia dos seus hospedeiros, perturbando significativamente o metabolismo basal, a capacidade de regulação térmica e provocando uma acentuada perda de peso (CONNORS & NICKOL 1991). Apesar da pressuposição de que os parasitos comprometem a saúde dos hospedeiros, a riqueza de parasitos encontrada em um hospedeiro no presente estudo não apresentou relação com o peso dos adultos em sabiás-laranjeira e pardais. Esta aparente ausência de influência da riqueza de parasitos sobre a morbidez dos hospedeiros pode estar relacionada ao fato do parasito ter interesse em explorar a espécie hospedeira tanto quanto possível, mas ao mesmo tempo mantê-la em um bom estado de saúde. Se aparentemente uma espécie de parasito não prejudica o seu hospedeiro, isso não significa que não ocorreram danos, tendo em vista que no parasitismo sempre existe um custo ao hospedeiro, mesmo que pequeno (COMBES 2001). Os resultados encontrados com relação ao peso dos hospedeiros podem indicar que os helmintos encontrados nas populações de sabiá-laranjeira e pardal estudadas não aparecem em intensidades de infecção suficientes para comprometer significativamente a saúde dos indivíduos, embora não tenham sido realizadas análises histopatológicas.

#### **4.5. A estrutura da comunidade de helmintos e a variação entre as estações**

##### **a. Sabiá-laranjeira**

Algumas das diferenças na prevalência dos parasitos de sabiás ao longo do ano são compatíveis com variações na ingestão dos hospedeiros intermediários dos parasitos pelos sabiás, as quais podem estar relacionadas a alterações na disponibilidade dos próprios invertebrados e/ou podem ser afetadas pela oferta de outros itens alimentares, tais como os frutos. Uma maior

disponibilidade de frutos característica do Rio Grande do Sul durante a primavera e o verão (BACKES & IRGANG 2002), por exemplo, pode provocar um menor consumo de invertebrados pelos sabiás nestas estações e resultar em uma menor prevalência de determinados parasitos. Apesar da área de estudo ser caracterizada por um clima superúmido, com chuvas bem distribuídas em todos os meses, diferenças na temperatura e na evapotranspiração ao longo do ano resultam em ambientes com maior umidade durante o outono e o inverno (LIVI 1998), o que pode favorecer as populações de determinados hospedeiros intermediários, como as minhocas e os moluscos. Estes dois fatores podem estar relacionados à maior prevalência do cestóide *Dilepis undula* no inverno e outono. Já a maior prevalência do acantocéfalo *Lueheia inscripta* durante a primavera e o verão parece ser melhor explicada por um aumento no consumo de baratas da espécie *Periplaneta americana* nesta época do ano, compatível com um crescimento populacional desta presa nos períodos mais quentes. O fato dos locais de coleta utilizados nas diferentes estações ter apresentado uma representação semelhante dos diferentes ambientes e de nenhum deles ter se mostrado um bom preditor da intensidade de infecção de *D. undula* e *L. inscripta* reforçam a idéia de que a variação na sua prevalência está relacionada à disponibilidade e/ou consumo de seus hospedeiros intermediários ao longo do ano.

Enquanto as diferenças na prevalência das espécies acima são compatíveis com possíveis variações sazonais na dieta das aves, as prevalências dos nematóides *Strongyloides oswaldoi* e *Aproctella stoddardi* ao longo do ano são mais difíceis de relacionar com a ecologia dos sabiás. No entanto, tendo em vista que o primeiro não possui hospedeiro intermediário e a infecção do hospedeiro definitivo ocorre através de contato direto com a larva infectante no ambiente, é possível que variações nas condições ambientais ao longo do ano interfiram na sua capacidade de infecção. Esta hipótese é compatível com a observação de que

altas temperaturas propiciam uma maior aridez do solo e isto dificulta a transmissão de parasitos que apresentam estágios de vida livre (LAFFERTY & KURIS 2005). Assim, é possível que a ocorrência de temperaturas mais amenas e de uma umidade relativa mais elevada no outono e inverno favoreçam uma maior incidência de larvas no hábitat dos sabiás-laranjeira nestas estações. Já para os filariídeos, que são transmitidos através de vetores, existem evidências de que a transmissão é dificultada em temperaturas mais altas devido a um aumento na mortalidade dos vetores (DYE 1992). O fato de *A. stoddardi*, cujos vetores são mosquitos, apresentar uma maior prevalência no inverno e primavera, concorda com estas evidências.

#### b. Pardal

Apenas o cestóide *Choanotaenia passerina* apresentou diferença estatisticamente significativa com relação às estações de coleta. O hospedeiro intermediário destes helmintos são as moscas domésticas. O hospedeiro definitivo é infectado ao ingerir moscas contendo o cisticercóide e estima-se que cerca de sete semanas sejam necessárias para que ocorra o desenvolvimento até o estágio adulto, como observado em *C. infundibulum* (REID & ACKERT 1937). Como em Porto Alegre, *C. passerina* é mais prevalente nos meses de primavera e levando em consideração o tempo necessário para que o cestóide atinja a maturidade, pode-se concluir que os pardais estão sendo mais infectados durante o final do inverno. Em Porto Alegre, existem diferenças no desenvolvimento ontogenético das moscas com relação às estações do ano, ocorrendo um aumento no tempo de duração dos estágios de pré-pupa e pupa durante os meses mais frios. Apesar desta variação na duração dos estágios, o desenvolvimento das moscas domésticas é completado durante todo o ano mesmo em temperaturas muito baixas (TORRES *et al.* 2002). O hábito dos pardais de procurar alimentos em

lixos domésticos, para onde os hospedeiros intermediários são atraídos em grande número pelo cheiro de material orgânico em decomposição, aliado à escassez de outros itens alimentares para a dieta dos pardais nos meses mais frios pode estar propiciando esta maior infecção dos pardais por *C. passerina* nesta época do ano.

#### **4.6. A influência da paisagem na fauna helmintológica**

A presença e abundância de parasitos em um hospedeiro são influenciadas por muitos fatores, alguns bióticos e outros abióticos. Sendo assim, não é apenas importante a influência do parasito em seu ecossistema, mas também a influência do ecossistema sobre o parasito. O homem tem, freqüentemente, imposto brutais e profundas alterações em todos os tipos de ambientes e estas perturbações podem agir positiva ou negativamente sobre parasitos e hospedeiros como um todo ou apenas em uma das faces desta relação. Os estudos da relação parasito-ambiente oferecem um desafio real para as pesquisas parasitológicas e a influência da paisagem sobre a estrutura das comunidades de parasitos necessita ser esclarecida (COMBES 2001). A poluição ambiental elevada encontrada em paisagens urbanas, por exemplo, pode levar a alterações na comunidade de helmintos através de um decréscimo na eficácia do sistema imunológico dos hospedeiros (COMBES 2001).

##### **a. Sabiá-laranjeira**

A maior riqueza de espécies de helmintos encontrada nas paisagens rurais sugere uma maior disponibilidade de invertebrados em ambientes com uma maior cobertura vegetal. A diversidade de ambientes (mata, campo, solo exposto, água e área construída) nas paisagens rurais amostradas deve resultar em uma

maior variedade de invertebrados, possíveis hospedeiros intermediários, disponíveis para a alimentação dos sabiás. Isto se reflete no fato de que houve uma relação positiva significativa entre a diversidade de ambientes dos locais de coleta e a riqueza de espécies parasitas dos sabiás-laranjeira.

Contudo, como a maioria das espécies de helmintos não apresentou diferença significativa em relação à sua abundância nos sabiás capturados em paisagens rurais e urbanas conclui-se que os seus ciclos estão sendo finalizados com sucesso nos dois tipos de paisagem. Isto significa que os passarinhos estão tendo acesso aos hospedeiros intermediários infectados, contato com os vetores e com as larvas de vida livre tanto na paisagem rural quanto na urbana.

O nematóide *Microtetrameres pusilla* apresentou uma abundância significativamente maior nas paisagens rurais. O melhor preditor desta diferença foi a representatividade da área construída, a qual afetou negativamente a sua abundância, enquanto a maior disponibilidade de solo exposto, campo e mata a afetaram positivamente. A densidade dos hospedeiros intermediários deste nematóide (gafanhotos) nos diferentes ambientes parece ser a principal candidata para explicar esta influência. Como os gafanhotos são encontrados em associação com as plantas das quais se alimentam, é de se esperar que paisagens com maior cobertura vegetal e menor área construída sejam habitadas por sabiás com uma maior abundância de *M. pusilla*. A ausência de relação entre a abundância de infecção e as características da paisagem para *Wardium fernandensis*, helminto que também tem gafanhotos como hospedeiros intermediários, por sua vez, é intrigante. O fato de *W. fernandensis* também ser transmitido para os sabiás pela ingestão de besouros talvez seja a causa desta diferença entre *M. pusilla* e *W. fernandensis*. Para que esta explicação tenha lógica, no entanto, parece necessário que a densidade de besouros nas paisagens urbanas seja, pelo menos, igual a das paisagens rurais.

### b. Pardal

Além de não ter ocorrido diferença entre a riqueza dos parasitos de pardal entre as paisagens rural e urbana, houve uma fraca evidência de que a diversidade de ambientes afetou a riqueza média de parasitos por hospedeiro. Como o pardal é uma espécie extremamente adaptada ao convívio com o homem e de hábito onívoro, é possível que, mesmo em paisagens rurais, ele esteja consumindo itens alimentares semelhantes aqueles utilizados em paisagens urbanas. Neste caso, o consumo de restos de alimento humano parece desempenhar um importante papel. A observação de que nenhum pardal foi capturado em locais de coleta com menos de 40% de cobertura com o ambiente área construída dá suporte a esta idéia.

Em resumo, além da redução significativa na diversidade de parasitos dos sabiás, poucas são as evidências de uma influência negativa das alterações provocadas pelas atividades humanas no meio ambiente sobre a comunidade de helmintos dos sabiás-laranjeira e pardais, segundo os resultados deste estudo. Deve-se ter em mente, contudo, que ambas as espécies-alvo desta pesquisa podem ser classificadas como generalistas, tanto em relação às necessidades de hábitat, quanto à composição da dieta. Sendo assim, espera-se que espécies mais especialistas sofram uma influência muito mais marcante da alteração ambiental sobre sua biologia. Além de maiores diferenças em sua distribuição espacial e densidade demográfica ao longo de um gradiente urbano-rural, estudos sobre a helmintofauna de espécies especialistas deverão fornecer outras evidências corroborando esta hipótese.

## 5

## CONCLUSÃO

A análise ecológica da helmintofauna do sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, e do pardal, *Passer domesticus*, na região metropolitana de Porto Alegre, RS, permite fazer a seguinte síntese:

- a grande maioria dos sabiás e menos de 1/5 dos pardais necropsiados estavam infectados com, pelo menos, uma espécie de helminto;
- alguns sabiás estavam infectados por oito espécies de helmintos, enquanto nenhum pardal apresentou mais do que duas espécies de helmintos simultaneamente;
- a helmintofauna de *T. rufiventris* foi composta por 15 espécies: sete nematóides (*Strongyloides oswaldoi*, *Aonchotheca* sp., *Oxyspirura petrowi*, *Microtetrameres pusilla*, *Aproctella stoddardi*, *Cardiofilaria* sp. e *Syngamus trachea*), quatro digenéticos (*Brachylaima* sp., *Tamerlania inopina*, *Conspicuum conspicuum* e *Lutztrema obliquum*), três cestóides (*Fernandezia spinosissima*, *Dilepis undula* e *Wardium fernandensis*) e um acantocéfalo (*Lueheia inscripta*);
- a prevalência dos helmintos de *T. rufiventris* variou de <1% (*Brachylaima* sp.) a cerca de 60% (*C. conspicuum*);
- a abundância média dos helmintos de *T. rufiventris* variou de 0,02 (*Brachylaima* sp.) a 5,72 (*S. oswaldoi*), enquanto a intensidade média variou de 2,42 (*C. conspicuum*) a 20,55 (*S. oswaldoi*);
- a helmintofauna de *P. domesticus* foi composta por cinco espécies: dois nematóides (*Dispharynx nasuta* e *Cardiofilaria pavlovskyi*), dois digenéticos (*Tamerlania inopina* e *Eumegacetes* sp.) e um cestóide (*Choanotaenia passerina*);

- a prevalência dos helmintos de *P. domesticus* variou de <1% (*Eumegacetes* sp. e *D. nasuta*) a 10% (*C. passerina*);
- a abundância média dos helmintos de *P. domesticus* variou de 0,01 (*Eumegacetes* sp.) a 0,47 (*C. passerina*), enquanto a intensidade média variou de 1,00 (*Eumegacetes* sp.) a 18,00 (*D. nasuta*);
- as comunidades de helmintos de *T. rufiventris* e *P. domesticus* apresentaram uma baixa similaridade quali- e quantitativa (<6%);
- a maioria das espécies das comunidades de helmintos de *T. rufiventris* e *P. domesticus* foi classificada como dominante;
- todas as espécies, exceto *Eumegacetes* sp., apresentaram um padrão de dispersão agregado;
- não há evidência de associação ou competição entre as espécies de helmintos de cada espécie hospedeira;
- machos e fêmeas adultos de *T. rufiventris* apresentaram comunidades de helmintos muito semelhantes quali- e quantitativamente (>80%);
- a prevalência da maioria e a intensidade de todas as espécies de parasitos não diferiu entre machos e fêmeas adultos de *T. rufiventris*;
- sabiás juvenis apresentaram uma menor riqueza de helmintos que os adultos. Estas classes etárias também diferiram em relação à prevalência de algumas espécies de parasitos, a qual foi geralmente maior nos adultos. A intensidade média de todas as espécies, por outro lado, foi semelhante entre as classes;
- as comunidades de helmintos de machos e fêmeas adultos de *P. domesticus* apresentaram altos índices de similaridade quali- e quantitativa ( $\geq 75\%$ );
- nenhuma diferença significativa foi observada na prevalência e intensidade de infecção das espécies parasitas entre machos e fêmeas adultos de *P. domesticus*;

- o grau de infecção, medido pela riqueza de parasitos e pela abundância e intensidade de infecção de cada espécie de helminto, não apresentou relação significativa com o peso corporal dos adultos de nenhuma espécie de hospedeiro;
- a estação de coleta das aves não influenciou o número de indivíduos infectados de cada espécie hospedeira, embora tenha influenciado a prevalência de quatro espécies de helmintos de *T. rufiventris* (*D. undula*, *S. oswaldoi*, *A. stoddardi* e *L. inscripta*) e uma de *P. domesticus* (*C. passerina*). A intensidade de infecção, no entanto, não diferiu entre as estações;
- a helmintofauna de *T. rufiventris* apresentou uma maior riqueza de espécies em paisagens rurais;
- em *T. rufiventris*, a diversidade de ambientes dos locais de coleta foi um bom preditor da riqueza média de parasitos por hospedeiro;
- apenas três parasitos de *T. rufiventris* apresentaram uma abundância significativamente maior em paisagens rurais (*M. pusilla*, *C. conspicuum* e *A. stoddardi*), onde há uma menor e maior disponibilidade dos ambientes área construída e campo/solo exposto, respectivamente;
- a riqueza de parasitos e a abundância de cada espécie de helminto de *P. domesticus* não diferiu entre as paisagens urbanas e rurais.

## 6

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

(seguindo as normas da Revista Brasileira de Zoologia)

- ACHOLONU, A.D. 1976. Helminth fauna of saurians from Puerto Rico with observations on the life cycle of *Lueheia inscripta* (Westrumb, 1821) and description of *Allopharynx puertoricensis* sp.n. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **43**: 106-116.
- ALBERTI, M.; E. BOTSFORD & A. COHEN. 2001. Quantifying the urban gradient: linking urban planning and ecology, p. 89-115. *In*: J.M. MARZLUFF, R. BOWMAN & R. DONNELLY (eds) **Avian Ecology and Conservation in an Urbanizing World**. Norwell, Kluwer Academic Publishers, xiii + 585p.
- ALBERTI, M.; J.F. MARZLUFF; E. SHULENBERGER; G. BRADLEY; C. RYAN & C. ZUMBRUNNEN. 2003. Integrating humans into ecology: opportunities and challenges for studying urban ecosystems. **BioScience**, Washington, **53**: 1169-1179.
- ALLEN, R.W. & E.E. WEHR. 1942. Earthworms as possible intermediate hosts of *Capillaria caudinflata* of chickens and turkeys. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **9**: 72-73.
- ALLISON, L.N. 1943. *Leucochloridiomorpha constantiae* (Mueller) (Brachylaemidae), its life cycle and taxonomic relationships among digenetic trematodes. **Transactions of the American Microscopical Society**, Lawrence, **62**: 127-168.
- ALMEIDA, J.L. 1935. Sobre alguns helmintos ainda não observados no Brasil. **Revista do Departamento Nacional de Produção Animal**, Rio de Janeiro, **2**: 415-416.

- AMATO, S.B. & M.C. BRASIL. 1990. Os helmintos do pardal (*Passer domesticus* Linnaeus, 1758) como reflexo do seu comportamento alimentar. **Ciência e Cultura**, São Paulo, **42** (7, supl.): 520-521.
- AMATO, J.F.R.; W.A. BOEGER & S.B. AMATO. 1991. **Protocolos para Laboratório – Coleta e Processamento de Parasitos de Pescado**. Seropédica, RJ, Imprensa Universitária, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 81p.
- 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.
- AMIN, O.M. 1987. Key to the families and subfamilies of Acanthocephala, with the erection of a new class (Polyacanthocephala) and a new order (Polyacanthorhynchida). **Journal of Parasitology**, Lawrence, **73**: 1216-1219.
- ANDERSON, R.C. 1957. Taxonomic studies on the genera *Aproctella* Cram, 1931 and *Carinema* Pereira and Vaz, 1933 with a proposal for a new genus *Pseudaproctella* n.gen. **Canadian Journal of Zoology**, Ottawa, **35**: 25-33.
- ANDERSON, R.C. 1958. Méthode pour l'examen des Nématodes em vue apicale. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparee**, Paris, **33**: 171-172.
- ANDERSON, R.C. 1961. On the identity of *Aproctella* in birds in North America. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **28**: 81-82.
- ANDERSON, R.C. 1992. **Nematode Parasites of Vertebrates: Their Development and Transmission**. CAB International, Cambridge, xiii + 578 p.
- ANDERSON, R.C. & O. BAIN. 1976. N° 3. Keys to genera of the order Spirurida. Part III. Diplotrianoidea, Aproctoidea and Filarioidea, p. 59-116. *In*: R.C. ANDERSON, A.G. CHABAUD & S. WILLMOTT (eds.) **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. CAB International, Wallingford.

- ANDERSON, R.C. & O. BAIN. 1982. Nº 9. Keys to genera of the superfamilies Rhabditoidea, Dioctophymatoidea, Trichinelloidea and Muspiceoidea, p. 1-21. *In*: R.C. ANDERSON, A.G. CHABAUD & S. WILLMOTT (eds.) **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. CAB International, Wallingford.
- ANDERSON, R.C. & R.S. FREEMAN. 1969. *Cardiofilaria inornata* (Anderson, 1956) from woodcock with a review of *Cardiofilaria* and related genera (Nematoda: Filarioidea). **Transactions of the American Microscopy Society**, Lawrence, **88**: 68-79.
- ANDERSON, R.C.; A.G. CHABAUD & S. WILLMOTT. 1974 – 1983. **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. Keys 1 – 10. Farnham Royal, Bucks, Commonwealth Agricultural Bureaux.
- AYRES, M.; M. AYRES JR.; D.L. AYRES & A.S. SANTOS. 2005. **BioEstat 4.0. Aplicações estatísticas nas áreas das Ciências Biológicas e Médicas**. Belém, Sociedade Civil Mamirauá, MCT, Imprensa Oficial do Estado do Pará, xii + 324p.
- BACKES, P.R. & B. IRGANG. 2002. **Árvores do Sul: Guia de Identificação e Interesse Ecológico, as Principais Espécies Nativas Sul-Brasileiras**. Rio de Janeiro, Instituto Souza Cruz – Clube da Árvore, 325p.
- BAIN, O.; G. PETIT; W.J. KOZEK & A.G. CHABAUD. 1981. Sur les filaires Splendidofilariinae du genre *Aproctella*. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparée**, Paris, **56**: 91-105.
- BARTLETT, C.M. & R.C. ANDERSON. 1980. Filarioid nematodes (Filarioidea: Onchocercidae) of *Corvus brachyrhynchos brachyrhynchos* Brehm in southern Ontario, Canada and a consideration of the epizootiology of avian filariasis. **Systematic Parasitology**, Dordrecht, **2**: 77-102.

- BARTLETT, C.M. & R.C. ANDERSON. 1987. *Lemdana wernaarti* n.sp. and other filarioid nematodes from *Bubo virginianus* and *Asio otus* (Strigiformes) in Ontario, Canada, with a revision of *Lemdana* and a key to avian filarioid genera. **Canadian Journal of Zoology**, Ottawa, **65**: 1100-1109.
- BARUS, V. 1966. Nemátodos parásitos de aves en cuba. Parte I. **Poeyana**, La Habana, **22**: 1-37.
- BARUS, V. & G. MAJUMDAR. 1975. Scanning electron microscopic studies on the cordon structures of seven acuariid genera (Nematoda: Acuariidae). **Folia Parasitologica**, Praha, **22**: 125-131.
- BARUS, V. & F. TENORA. 1972. Notes on the systematics and taxonomy of the nematodes belonging to the family Syngamidae Leiper, 1912. **Acta Universitatis Agriculturae, Facultas Agronomica**, Brno, **20**: 275-286.
- BASSETT, L.W. 1958. Tissue response to infection with *Conspicuum icteridorum* (Trematoda), in the gall bladder of the brewer blackbird. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **44**: 471-476.
- BAUGH, S.C. & S.K. SAXENA. 1975. On cestodes of *Passer domesticus* I. *Choanotaenia*, *Raillietina* and *Proparuterina*. **Angewandte Parasitologie**, Jena, **16**: 129-195.
- BAUGH, S.C. & S.K. SAXENA. 1976. On cestodes of *Passer domesticus* I. *Choanotaenia*, *Raillietina* and *Proparuterina*. **Angewandte Parasitologie**, Jena, **17**: 146-160.
- BELTON, W. 1994. **Aves do Rio Grande do Sul: Distribuição e Biologia**. São Leopoldo, Editora Unisinos, 584p.
- BELTON, W. 1976. Alguns aspectos da migração e distribuição das aves no Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. **Iheringia**, Porto Alegre, **5**: 69-80.
- BENCKE, G.A. 2001. **Lista de Referência das Aves do Rio Grande do Sul**. Porto Alegre, Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul, 102p.

- BENCKE, G.A.; C.S. FONTANA; R.A. DIAS & J.K.F. MÄHLER. 2003. Aves, p. 189-479. *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.
- BETHEL, W.M. 1973. The life cycle and notes on the developmental stages of *Microtetrameres corax* Schell, 1953 (Nematoda: Tetrameridae). **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **40**: 22-26.
- BHALERAO, G.D. 1936. Studies on the helminths of India. Trematoda I. **Journal of Helminthology**, London, **14** (3): 163-180.
- BIROVÁ, V.; J.K. MACKO & L. ESPAINE. 1974. The life cycle of *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) in experimentally infested intermediate hosts in Cuba. **Helminthologia**, Bratislava, **15**: 693-713.
- BLANKESPOOR, H.D. 1975. Host-specificity of *Plagiorchis noblei* Park, 1936 (Plagiorchiidae: Trematoda). **Transactions of the American Microscopical Society**, Lawrence, **94**: 433-434.
- BOLEK, M.G. & J.R. COGGINS. 2000. Seasonal occurrence and community structure of helminth parasites from eastern american toad, *Bufo americanus americanus*, from southeastern Wisconsin, U.S.A. **Comparative Parasitology**, Lawrence, **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 southeastern Wisconsin, U.S.A. **Comparative Parasitology**, Lawrence, **68** (2): 164-172.
- BONA, F.V. 1994. Family Dilepididae Railliet & Henry, 1909, p. 443 – 554. *In*: L.F. KHALIL, A. JONES & R.A. BRAY (eds) **Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates**. Cambridge, University Press, xiii + 751.

- BORGSTEDE, F.H.M.; A. OKULEWICZ & J. OKULEWICZ. 2000. A study of the helminth fauna of birds belonging to the Passeriformes in the Netherlands. **Acta Parasitologica**, Warszawa, **45** (1): 14-21.
- BRANDOLINI, S.V.P.; S.B. AMATO & A.A. PEREIRA. 1997. Relacionamento de *Tanaisia bragai* (Digenea, Eucotylidae) e seu hospedeiro intermediário, *Subulina octona* (Gastropoda, Subulinidae) sob condições experimentais. **Parasitologia al Dia**, Santiago, **21**: 109-113.
- BRASIL, M.C. 1990. **Helminthofauna de pardal (*Passer domesticus* Linnaeus, 1758) do Estado do Rio de Janeiro**. Tese de Mestrado, Seropédica, RJ, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 148p.
- BRASIL, M.C. & S.B. AMATO. 1992. Faunistic analysis of the helminths of sparrows (*Passer domesticus* L., 1758) captured in Campo Grande, Rio de Janeiro, RJ. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **87**: 43-48.
- BRASIL, M.C.; S.B. AMATO & J.F.R. AMATO. 1991. Revisão das espécies brasileiras do Gênero *Leucochloridium* Carus, 1835, (Digenea, Leucochloridiidae). **Revista Brasileira de Biologia**, Rio de Janeiro, **51**: (3): 537-543.
- BROOKS, D.R.; R.T. O'GRADY & D.R. GLEN. 1985. The phylogeny of the Cercomeria Brooks, 1982 (Platyhelminthes). **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **52**: 1-20.
- 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**, Lawrence, **67** (1): 1-25.
- BROWER, J.E. & J.H. ZAR. 1984. **Field and Laboratory Methods for General Ecology**. Dubuque, Wm. C. Brown Company Publishers, ix + 226p.
- BUB, H. 1991. **Bird Trapping & Bird Banding: A Handbook for Trapping Methods All Over the World**. New York, Cornell University Press, 330p.

- BUSH, A.O. 1990. Helminth communities in avian hosts: determinants of pattern, p. 197-232. *In*: G.W. ESCH, A.O. BUSH & J.M. AHO (eds) **Parasite Communities: Patterns and Processes**, New York, Chapman & Hall, xi + 335p.
- BUSH, A.O. & J.C. HOLMES. 1986. Intestinal helminthes of lesser scaup ducks: patterns of association. **Canadian Journal of Zoology**, Ottawa, **64**: 132-141.
- 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 of Parasitology**, Lawrence, **83**: 575-583.
- BUTCHER, A.R. & D.I. GROVE. 2005. Second intermediate host land snails and definitive host animals of *Brachylaima cribbi* in Southern Australia. **Parasite**, Issy Les Moulineaux, **12** (1): 31-37.
- BUTTERWORTH, E.W. & M. BEVERLEY-BURTON. 1980. The taxonomy of *Capillaria* spp. (Nematoda: Trichuroidea) in carnivorous mammals from Ontário, Canada. **Systematic Parasitology**, Dordrecht, **1**: 211-236.
- BYKHOVSKAIA-PAVLOVSKAIA, I.E. & M.N. DUBININA. 1951. *Leucochloridium phragmitophila* sp.n. from sparrows. **Doklady Akademii Nauk SSSR**, Leningrad, **76**: 161-162.
- CALEGARO-MARQUES, C. & S.B.AMATO. 2004. Southern extension of the known geographic distribution of *Conspicuum conspicuum* (Digenea, Dicrocoeliidae) parasite of *Turdus rufiventris* and comments on its morphology. **Biociências**, Porto Alegre, **12** (2): 191-193.
- CARNEIRO, J.R.; D.M.B. CAMPOS; E.S. LUSTOSA & E. PEREIRA. 1979. Ocorrência de helmintos gastrintestinais em *Gallus gallus domesticus* no município de Goiânia. **Arquivos da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais**, Belo Horizonte, **31**: 37-38.

- CARNEIRO, J.R.; E. PEREIRA; W. MARTINS JR. & M.G. FREITAS. 1980. Contribuição para o estudo de leucemia bovina. Lista de helmintos parasitos de animais domésticos do Estado de Goiás. **Revista de Patologia Tropical**, Goiânia, **9**: 61-71.
- CBRO – COMITÊ BRASILEIRO DE REGISTROS ORNITOLÓGICOS. 2006. Lista das aves do Brasil. Versão 15/7/2006. Disponível em <http://www.cbro.org.br>. Acesso em 05/1/2007.
- CHABAUD, A.G. 1975a. N° 3. Keys to genera of the order Spirurida. Part I. Camallanoidea, Dracunculoidea, Gnathostomatoidea, Physalopteroidea, Rictularioidea and Thelazioidea, p. 1-27. *In*: R.C. ANDERSON, A.G. CHABAUD & S. WILLMOTT (eds.) **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. CAB International, Wallingford.
- CHABAUD, A.G. 1975b. N° 3. Keys to genera of the order Spirurida. Part II. Spiruroidea, Habronematoidea and Acuarioidea, p. 29-58. *In*: R.C. ANDERSON, A.G. CHABAUD & S. WILLMOTT (eds.) **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. CAB International, Wallingford.
- CHABAUD, A.G. & Y. GOLVAN. 1956. Nouvelle filaire parasite des grives en France. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparee**, Paris, **31**: 405-413.
- CHABAUD, A.G.; E.R. BRYGOO & J. RICHARD. 1964. Filaires d'oiseaux Malgaches (Deuxième note). **Annales de Parasitologie Humaine et Comparee**, Paris, **39**: 69-94.
- CHING, H.L. 1993. Helminths of varied thrushes, *Ixoreus naevius* and robins *Turdus migratorius*, from British Columbia. **Journal of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **60** (2): 239-242.
- COLE, L.J. 1911. A trematode parasite of the English sparrow in the Unites States. **Bulletin of the Wisconsin Natural History Society**, Milwaukee, **9**: 42-48.

- COLLIAS, N.E. 1997. On the origin and evolution of nest building by passerine birds. **Condor**, Lawrence, **99**: 253-270.
- COMBES, C. 2001. **Parasitism: The Ecology and Evolution of Intimate Interactions**. Chicago, The University of Chicago Press, xiii + 728p.
- CONNORS, V.A. & B.B. NICKOL. 1991. Effects of *Plagiorhynchus cylindraceus* (Acanthocephala) on the energy metabolism of adult starlings, *Sturnus vulgaris*. **Parasitology**, Cambridge, **103**: 395-402.
- COOPER, C.L. & J.L. CRITES. 1974a. Helminth parasitism in juvenile house sparrows, *Passer domesticus* (L.), from South Bass Island, Ohio, including a list of helminths reported from this host in North America. **Ohio Journal of Science**, Columbus, **74**: 388-389.
- COOPER, C.L. & J.L. CRITES. 1974b. The helminth parasites of the red-winged blackbirds from South Bass Island, Ohio, including a check list of the helminthes reported from this host. **Journal of Wildlife Diseases**, Lawrence, **10**: 399-403.
- COOPER, C.L. & J.L. CRITES. 1974c. The helminth parasites of the red-winged blackbirds from South Bass Island, Ohio, including a check list of the helminthes reported from this host. **Journal of Wildlife Diseases**, Lawrence, **10**: 399-403.
- COOPER, C.L. & J.L. CRITES. 1974d. A study of the helminth parasites of overwintering red-winged blackbirds (*Agelaius phoeniceus*) from Laurel, Maryland. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **60**: 962.
- COOPER, C.L. & J.L. CRITES. 1975. Helminth parasites of the starling (*Sturnus vulgaris* L.) from South Bass Island, Ohio. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **61**: 161.

- COOPER, C.L. & J.L. CRITES. 1976a. Community ecology of helminth parasitism in an insular passerine avifauna. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **62** (1): 105-110.
- COOPER, C.L. & J.L. CRITES. 1976b. A check list of the helminth parasites of the robin, *Turdus migratorius* Ridgway. **The American Midland Naturalist**, Notre Dame, **95** (1): 194-198.
- COSTA, A.J.; R.Z. MACHADO & N. KASAI. 1979. Lista de helmintos parasitos de animais domésticos da sub-região de Jaboticabal, Estado de São Paulo, Brasil. **Científica**, São Paulo, **7**: 281-286.
- COSTA, H.M.A. & M.G. FREITAS. 1962. Alguns parasitos de animais domésticos dos Estados do Maranhão e Piauí. **Arquivos da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais**, Belo Horizonte, **14**: 35-46.
- COSTA, H.M.A.; A.C.R. LEITE; M.P. GUIMARÃES & W.S. LIMA. 1986. Distribuição de helmintos parasitos de animais domésticos no Brasil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, **38**: 465-579.
- COSTA, J.O.; M.P. GUIMARÃES; L. GRISI & G.C. BARROS. 1975. Helmintos parasitos de *Gallus gallus domesticus* (L.) no litoral sul do Espírito Santo. **Arquivos da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais**, Belo Horizonte, **27**: 45-46.
- CRAM, E.B. 1927. Bird parasites of the nematode suborders Strongylata, Ascaridata and Spirurata. **United States National Museum Bulletin**, Washington, **140**: xviii+456p.
- CRAM, E.B. 1932. New host records for *Dispharynx spiralis*. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **18**: 310.

- CRAM, E.B. 1934. Orthopterans and pigeons as secondary and primary hosts, respectively, for the crow stomach-worm *Microtetrameres helix* (Nematoda: Spiruridae). **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **1**: 50.
- CZAPLINSKI, B. & C. VAUCHER. 1994. Family Hymenolepididae Ariola, 1899, p. 595 – 663. *In*: L.F. KHALIL, A. JONES & R.A. BRAY (eds) **Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates**. Cambridge, University Press, xiii + 751.
- DAVIES, T.I. 1935. The anatomy of *Dilepis undula* (Schrank, 1788). **Proceedings of the Zoological Society of London**, London, III: 717-722.
- DENTON, J.F. & E.E. BYRD. 1951. The helminths parasites of birds. III.: Dicrodoeliid trematodes from North American howk. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **16**: 7-9.
- DIAZ, V.; M. CAMPOS; J. LOZANO & I. MANAS. 2001. First finding of *Brachylaima arcuatus* Dujardin, 1845, (Digenean Trematode) in the intestine of *Turdus iliacus* (redwing) in Spain. **Revista Iberica de Parasitologia**, Madrid, **61**(1/2): 1-3.
- DIEFENBACH, C.O. 1998. Biótopos naturais: a diversidade da fauna, p. 59-72. *In*: R. MENEGAT; M.L. PORTO; C.C. CARRARO & L. A.D. FERNANDES (Coords) **Atlas Ambiental de Porto Alegre**. Porto Alegre, Editora Universidade/UFRGS, 228p.
- DISSANAIKE, A.S. & M.A. FERNANDO. 1965. *Cardiofilaria nilesi* n.sp., recovered from a chicken experimentally infected with infective larvae from *Mansonia crassipes*. **Journal of Helminthology**, London, **39**: 151-158.
- DOLLFUS, R.P. 1934. Sur quelques *Brachylaemus* de la faune française récoltés principalement à Richelieu (Indre-et-Loire). **Annales de Parasitologie Humaine et Comparée**, Paris, **12**: 551-575.

- DOLLFUS, R.P. 1935. Sur quelques *Brachylaemus* de la faune française récoltés principalement à Richelieu (Indre-et-Loire). **Annales de Parasitologie Humaine et Comparée**, Paris, **13**: 52-79.
- DOVE, A.D.M. 2006. Defining parasite communities is a challenge for neutral theory. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **92**: 673-675.
- DUARTE, M.J.F. & E.M.A. DÓREA. 1987. Ocorrência de *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) Stilles & Hassal, 1920, em pavão (*Pavo cristatus*) no Brasil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, **39**: 445-450.
- DYE, C. 1992. The analysis of parasite transmission by bloodsucking insects. **Annual Review of Entomology**, Stanford, **37**: 1-19.
- EBERT, D.; J.W. HOTTINGER & V.I. PAJUNEN. 2001. Temporal and spatial dynamics of parasite richness in a *Daphnia* metapopulation. **Ecology**, Tempe, **82**: 3417-3434.
- EFE, M.A.; L.M. MOHR & L. BUGONI. 2001. **Guia Ilustrado das Aves de Porto Alegre**. Porto Alegre, PROAVES, SMAN, COPESUL, CEMAVE, 144p.
- ELLIS, C.J. 1969. Life history of *Microtetrameres centuri* Barus, 1966 (Nematoda: Tetrameridae). II. Adults. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **55**: 713-719.
- ELLIS, C.J. 1971a. Life history of *Microtetrameres centuri* Barus, 1966 (Nematoda: Tetrameridae). III. Taxonomy. **Iowa State Journal of Science**, Ames, **46**: 23-27.
- ELLIS, C.J. 1971b. Comparative measurements and host and geographical distribution of species of *Microtetrameres* (Nematoda: Tetrameridae). **Iowa State Journal of Science**, Ames, **46**: 29-47.

- ESCH, G.W.; A.W. SHOSTAK; D.J. MARCOGLIESE & T.M. GOATER. 1990. Patterns and processes in helminth parasite communities: an overview, p. 1-19. *In*: G.W. ESCH, A.O. BUSH & J.M. AHO (eds.) **Parasite Communities: Patterns and Processes**, New York, Chapman & Hall, xi + 335p.
- FABIO, S.P. & I. FERREIRA. 1999. Parasitismo por *Lutztrema obliquum* (Travassos,1917)(Digenea, Dicrocoeliidae) em *Turdus albicollis* (Vieillot, 1818), sabiá-coleira, da Ilha da Marambaia, Rio de Janeiro. **Contribuições Avulsas sobre a História Natural do Brasil, Série Zoologia**, Seropédica, 4: 1-3.
- FARIA, G. 1912. Contribuição para a helmintologia brasileira. *Dicrocoelium conspicuum* n.sp., parasito da vezicula biliar de *Mimus lividus* Licht. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, 4 (1): 62-64.
- FEDYNICH, A.M.; D.B. PENCE & J.F. BERGAN. 1997. Helminth community structure and pattern in sympatric populations of double-crested and neotropic cormorants. **Journal of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, 64 (2): 176-182.
- FIELDING, J.W. 1926. Preliminary note on the transmission of the eyeworms of Australian poultry. **Australian Journal of Experimental Biology and Medical Science**, Adelaide, 3: 225-232.
- FIELDING, J.W. 1927. Further observations of the life history of the eyeworm of poultry. **Australian Journal of Experimental Biology and Medical Science**, Adelaide, 4: 273-281.
- FITZPATRICK, J.W. 1988. Why so many passerine birds? A response to Raikow. **Systematic Zoology**, London, 37: 71-76.
- FONTANA, C.S. 2001. Aves, p. 82-95. *In*: S.R. MIRAPALHETE (Coord. e Org.) **Flora e Fauna do Parque Natural Morro do Osso – Porto Alegre/RS**. Porto Alegre, SMAM, 110p.

- FONTANA, C.S. 2005. A ornitofauna de Porto Alegre no Século XX: status de ocorrência e conservação. **Comunicações do Museu de Ciência e Tecnologia da PUCRS, Série Zoologia**, Porto Alegre, **18**(2): 161-206.
- FRANCO, S.R.N.S. 1965. Nota sobre trematódeos eucotilídeos (Trematoda, Eucotylidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, **63**: 59-65.
- FREIRE, J.J. 1970. Fauna parasitária riograndense. **Revista da Faculdade de Agronomia e Veterinária da Universidade Federal do Rio Grande do Sul**, Porto Alegre, **9**: 111-149.
- FREITAS, M.G. 1957. Lista dos helmintos parasitos de animais domésticos de Minas Gerais. **Arquivos da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais**, Belo Horizonte, **10**: 373-381.
- FREITAS, J.F.T. 1951. Revisão da família Eucotylidae Skrjabin, 1924 (Trematoda). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **49**: 33-123.
- FREITAS, J.F.T. 1959a. Nota sobre *Tanaisia inopina* Freitas, 1951 (Trematoda: Eucotylidae). **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro**, **3**: 2-4.
- FREITAS, J.F.T. 1959b. Esboço de novo arranjo sistemático para os nematódeos capilariíneos (Trichuroidea). **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro**, Rio de Janeiro, **3**: 4-6.
- FREITAS, J.F.T. & J.L. ALMEIDA. 1930. Notas sobre *Strongyloides* das aves domesticas. **Revista do Departamento Nacional da Produção Animal**, Rio de Janeiro, **3**: 1-9.
- FREITAS, J.F.T. & J.L. ALMEIDA. 1934. Novo nematódeo parasita de *Gallus domesticus* L., no Brasil: *Capillaria bursata* n. sp. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **28**: 273-275.
- FREITAS, J.F.T. & J.L. ALMEIDA. 1936. O gênero *Capillaria* Zeder, 1800 (Nematoda – Trichuroidea) e as capilarioses nas aves domesticas. **Revista do Departamento Nacional de Produção Animal**, Rio de Janeiro, **2**: 311-363.

- FREITAS, J.F.T.; A. KOHN & N. IBAÑEZ H. 1967. Sobre as espécies de *Brachylaemus* (*Brachylaemus*) Dujardin, 1843 (Trematoda). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **65**: 41-61 + iv estampas.
- FREITAS, J.F.T. & A.A.J. SILVA. 1960. Alguns nematódeos parasitos de *Gallus gallus dom.* (L.) no Estado da Bahia. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **58**: 189-207.
- GARDNER, S.L. & M. CAMPBELL. 1992. Parasites as probes for biodiversity. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **78**: 596-600.
- GAUNT, A.S. & L.W. ORING. 1999. **Recomendações para o Uso de Aves Silvestres em Pesquisa**. Washington, The Ornithological Council, 115p.
- GIBSON, D.I. & R.A. BRAY. 1979. The Hemiuroidea: terminology, systematics and evolution. **Bulletin of the British Museum of Natural History**, Cambridge, **36**: 35-146.
- GIBSON, D.I.; A. JONES & R.A. BRAY. 2002. **Keys to the Trematoda – Volume 1**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 521p.
- GLASS, J.W.; A.M. FEDYNICH; M.F. SMALL & S.J. BENN. 2002. Helminth community structure in an expanding white-winged dove (*Zenaida asiatica asiatica*) population. **Journal of Wildlife Diseases**, Lawrence, **38**(1): 68-74.
- GOBLE, F.C. & H.L. KUNZ. 1945. The genus *Dispharynx* (Nematoda: Acuariidae) in Galliform and Passeriform birds. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **31**: 323-331.
- GOLVAN, Y.J. 1960. Le Phylum des Acanthocephala. La Classe des Palaeacanthocephala (Meyer, 1931). **Annales de Parasitologie Humaine et Comparee**, Paris, **35**: 574-593.
- GOMEZ, F.M.; I. NAVARRETE; GUTIERREZ, P.N. 1982. *Microtetrameres corderoi* n.sp. (Nematoda: Spiruridae) parasito de la urraca *Pica pica* (Passeriformes: Corvidae). **Revista Ibérica de Parasitologia**, Granada, **42**: 133-142.

- GUPTA, S.P. & P. KUMAR. 1977. Filariid nematodes of birds. **Indian Journal of Helminthology**, Lucknow, **29**: 113-119.
- GUTIERREZ, P.N.; F.M. GOMEZ; I. NAVARRETE & I. ACOSTA. 1982. Parasitos de Corvidae (Aves: Passeriformes) en el Valle de los Pedroches (Cordoba). Primera relacion. **Revista Iberica de Parasitologia**, Granada, **volume extra**, 95-100.
- HAIR, J.D. & D.J. FORRESTER. 1970. The helminth parasites of the starling (*Sturnus vulgaris* L.): a checklist and analysis. **American Midland Naturalist**, Notre Dame, **83**: 555-564.
- HAMANN, C.B. 1940. Notes on *Aproctella nuda* sp. nov., a filarioid nematode from the chimney swift, *Chaetura pelagica* (Linn.). **American Midland Naturalist**, Notre Dame, **23**: 390-392.
- HASENACK, H. & R. MENEGAT. 1998. As formas da superfície: mapa físico, p. 31-34. In: R. MENEGAT; M.L. PORTO; C.C. CARRARO & L. A.D. FERNANDES (Coords) **Atlas Ambiental de Porto Alegre**. Porto Alegre, Editora Universidade/UFRGS, 228p.
- HINOJOS, J.G. & A.G. CANARIS. 1988. Metazoan parasites of *Himantopus mexicanus* Muller (Aves) from southwestern Texas, with a checklist of helminth parasites from North America. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **74**: 326-331.
- HOLMES, J.C. 1973. Site selection by parasitic helminths: interspecific interactions, site segregation, and their importance to the development of helminth communities. **Canadian Journal of Zoology**, Ottawa, **51**: 333-347.
- HOLMES, J.C. 1996. Parasites as threats to biodiversity in shrinking ecosystems. **Biodiversity and Conservation**, Dordrecht, **5**: 975-983.

- HOLMES, J.C. & P.W. PRICE. 1986. Communities of Parasites, p. 187-213. *In*: J. KIKKAWA & D.J. ANDERSON (eds.) **Community Ecology: Pattern and Process**. Melbourne, Blackwell Scientific Publications.
- HON, L.T.; D.J. FORRESTER & L.E. WILLIAMS JR. 1978. Helminth acquisition by wild turkeys (*Meleagris gallopavo osceola*) in Florida. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **45**: 211-218.
- HOPKINS, S.H. & E. WHEATON. 1935. Intestinal parasites of English sparrows in Illinois. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **21**: 316-317.
- HUMASON, G.L. 1972. **Animal Tissue Techniques**. San Francisco, W.H. Freeman and Company, 641p.
- ILLESCAS-GOMEZ, M.P. 1981. *Dilepis undula* (Schrank, 1788), Weinland, 1858; parasito intestinal del *Turdus phylomelos* Brehm, 1831. **Revista Iberica de Parasitologia**, Granada, **41** (2): 155-162.
- ILLESCAS-GOMEZ, P. & R. LOPEZ-ROMAN. 1978. Primeras citas en España de 10 especies de cestodes parasitos de aves. **Revista Iberica de Parasitologia**, Granada, **38**: 851-854.
- ILLESCAS-GOMEZ, P. & R. LOPEZ-ROMAN. 1980. *Choanotaenia passerina* (Fuhrmann, 1907) Fuhrmann, 1932. Primera cita en España, parasito del *Passer domesticus* L. **Revista Iberica de Parasitologia**, Granada, **40**: 339-405.
- ILLESCAS-GOMEZ, M.P.; M.R. OSORIO & F.A. MAZA. 1993. Parasitacion of Falconiform, Strigiform and Passeriform (Corvidae) birds by helminths in Spain. **Research and Reviews in Parasitology**, Madrid, **53**: 129-135.
- INTERNATIONAL COMMISSION ON ZOOLOGICAL NOMENCLATURE. 1999. **International Code of Zoological Nomenclature**, Fourth Edition. London, International Trust for Zoological Nomenclature, xix + 306p.

- JADHAV, B.V. & S.S. NANAWARE. 1993. New cestode *Mogheia*, Lopez-Neyra, 1944 from *Passer domesticus* from Hyderabad (A.P.) India. **Indian Journal of Parasitology**, Chandigarh, **17** (1): 53-55.
- JAIN, S.K.; V.S. ALWAR; R.P. AWADHIYA & C.N. PANDIT. 1965. On a new filarid worm *Gallifilaria mhowensis* n.g., n.sp. from the heart of the fowl (*Gallus gallus domesticus* L.). **Indian Veterinary Journal**, Madras, **42**: 895-898.
- JAIRAJPURI, D.S. & A.H. SIDDIQI. 1970. On some nematodes of birds from India. Part I.: Filariidae and Dipetalonematidae. **Revista Brasileira de Biologia**, Rio de Janeiro, **30**: 69-74.
- JAISWAL, G.P. & R.A. HUMAYUN. 1973. Investigation on the trematode fauna of Hyderabad, A.P., Part II. Parasites of birds – (D). *Eumegacetes* (*Anterovitellum*) *centropius* sp.n. from “coucal”, the crow-pheasant, *Centropus sinensis*. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **40**: 52-56.
- JAISWAL, G.P. & T. VASUDEV. 1960. Studies on the trematodes, belonging to the genus *Eumegacetes* Looss 1900. **Zeitschrift fur Parasitenkunde**, Berlin, **20**: 175-190.
- JEWER, D.D. & W. THRELFALL. 1978. Parasites of the fox sparrow (*Passerella iliaca*) and northern waterthrush (*Seiurus noveboracensis*) in Newfoundland, Canada. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **45**: 270-272.
- JOHNSTON, T.H. & P.M. MAWSON. 1940. Some filarial parasites of Australian birds. **Transactions of the Royal Society of South Australia**, Adelaide, **64**: 355-361.
- JONES, A. & R.A. BRAY. 1994. Family Davaineidae Braun, 1900, p. 407 – 441. In: L.F. KHALIL, A. JONES & R.A. BRAY (eds) **Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates**. Cambridge, University Press, xiii + 751.

- JOSZT, L. 1962. Helminth parasites of sparrow – *Passer domesticus* (L.) in the environment of Warszawa. **Acta Parasitologica Polonica**, Warszawa, **10**: 113-116.
- JOVANI, R. & J.L. TELLA. 2006. Parasite prevalence and sample size: misconceptions and solutions. **Trends in Parasitology**, Oxford, **22**: 214-218.
- KANEV, I.; V. RADEV & B. FRIED. 2002a. Superfamily Cyclocoeloidea Stossich, 1902, p. 127 – 129. *In*: D.I. GIBSON, A. JONES & R.A. BRAY (eds.). **Keys to the Trematoda, Volume 1**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 521p.
- KANEV, I.; V. RADEV & B. FRIED. 2002b. Family Eucotylidae Cohn, 1904, p. 147 – 152. *In*: D.I. GIBSON, A. JONES & R.A. BRAY (eds.). **Keys to the Trematoda, Volume 1**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 521p.
- KENNEDY, C.R.; A.O. BUSH & J.M. AHO. 1986. Patterns in helminth communities: why are birds and fish different? **Parasitology**, Cambridge, **93**: 205-215.
- KHALIL, L.F.; A. JONES & R.A. BRAY. 1994. **Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates**. Wallingford, CAB International, xiii+751p.
- KINGSTON, N. 1965. On the morphology and life cycle of the trematode *Tanaisia zarudnyi* (Skrjabin, 1924) Byrd and Denton, 1950, from the ruffed grouse, *Bonasa umbellus* L. **Canadian Journal of Zoology**, Ottawa, **43**: 935-969.
- KINGSTON, N. & COSGROVE, G.E. 1967. Two new species of *Platynosomum* (Trematoda: Dicrocoeliidae) from South American monkeys. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **34**: 147-151.
- KINSELLA, J.H. 1974. Helminth fauna of the Florida scrub jay: host and ecological relationships. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **41**: 127-130.
- KINTNER, K.E. 1938. Notes on the cestodes parasites of english sparrows in Indiana. **Parasitology**, Cambridge, **30**: 347-357.

- KNOFF, M.; J.L. LUQUE & J.F.R. AMATO. 1997. Community ecology of the metazoan parasites of grey mullets, *Mugil platanus* (Osteichthyes: Mugilidae) from the littoral of the state of Rio de Janeiro, Brazil. **Revista Brasileira de Biologia**, Rio de Janeiro, **57** (3): 441-454.
- KRISSINGER, W.A. 1984. The life history of *Lutztrema monenteron* (Price and McIntosh, 1935) Travassos, 1941 (Trematoda: Dicrocoeliidae). **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **51**: 275-281.
- KRUIDENIER, J.F. & V. GALLICCHIO. 1959. The orthography of the Brachylaimidae (Joieux and Foley, 1930); *Brachylaima microti* n. sp.; *B. rauschii* McIntosh, 1950; and addendum to Dollfus' (1935) list of *Brachylaima* (Trematoda, Digenea). **Transactions of the American Microscopical Society**, Lawrence, **78**: 428-441.
- KUGI, G. 2000. *Sobolevitaenia japonensis* n. sp. (Dilepididae: Dilepidinae) from a dusky thrush, *Turdus naumanni eunomus* Temminck, in Oita Prefecture, Japan. **Parasitology International**, Clare, **48**: 199-203.
- KUGI, G. & T. FUJINO. 1999. A new avian cestode *Malika turdi* n. spp. (Dilepididae: Dipylidiinae) from the golden mountain thrush, *Turdus dauma aureus* Holandre in Japan. **Parasitology International**, Clare, **48**: 179-182.
- LAFFERTY, K.D. & A.M. KURIS. 2005. Parasitism and environmental disturbances, p. 113-123. In: F. THOMAS, F. RENAUD & J.F. GUÉGAN (eds) **Parasitism and Ecosystems**. New York, Oxford University Press, x + 221p.
- LA RUE, G.R. 1957. The classification of digenetic Trematoda: a review and a new system. **Experimental Parasitology**, San Diego, **6**: 306-344.
- LED, J.E. & E. BRANDETTI. 1970. Presencia de *Capillaria bursata* (Freitas y Almeida, 1934) en *Gallus gallus*. **Revista de Medicina Veterinária**, Buenos Aires, **51**: 139-140.

- LEIGH, S.R. & W.L. JUNGERS. 1994. A re-evaluation of subspecific variation and canine dimorphism in woolly spider monkeys (*Brachyteles arachnoides*). **American Journal of Physical Anthropology**, Washington, **95**: 435-442.
- LEVIN, P.S. & D.A. LEVIN. 2002. The real biodiversity crisis. **American Scientist**, **90**, Res Triangle Pk, (1): 6-8.
- LEWIN, V. & J.C. HOLMES. 1971. Helminths from the exotic birds of the Puuwaawaa Ranch, Hawaii. **Pacific Science**, Honolulu, **25**: 372-381.
- LIVI, F.P. 1998. Elementos do clima: o contraste de tempos frios e quentes, p. 73-78. *In*: R. MENEGAT; M.L. PORTO; C.C. CARRARO & L. A.D. FERNANDES (Coords) **Atlas Ambiental de Porto Alegre**. Porto Alegre, Editora Universidade/UFRGS, 228p.
- LOPEZ-CABALLERO, E.J. 1978. Incidencia del parasitismo por formas de la Superfamilia Filarioidea (Nematoda: Spirurina) en aves del genero *Turdus*. **Boletín de la Estación Central de Ecología**, Madrid, **14**: 67-71.
- LÓPEZ-NEYRA, C.R. 1936. "*Fernandezia goizuetai* nov. gen. nov. sp." parasito intestinal del zorzal y revisión de los "Ophryocotylinae". **Revista de la Real Academia de Ciências Exactas Físicas y Naturales**, Madrid, **33**: 5-18.
- LÓPEZ-NEYRA, C.R. 1941. Compendio de helmintología iberica. **Revista Iberica de Parasitología**, Granada, **1**: 7-34.
- LÓPEZ-NEYRA, C.R. 1947. Generos y especies nuevas o mal conocidas de Capillarinae. **Revista Ibérica de Parasitología**, Granada, **2**: 191-238.
- LUQUE, J.L.; J.F.R. AMATO & R.M. TAKEMOTO. 1996a. Comparative analysis of the communities of metazoan parasites of *Orthopristis ruber* and *Haemulon steindachneri* (Osteichthyes: Haemulidae) from the southeastern brazilian littoral: I. Structure and influence of the size and sex of hosts. **Revista Brasileira de Biologia**, Rio de Janeiro, **56** (2): 279-292.

- LUQUE, J.L.; J.F.R. AMATO & R.M. TAKEMOTO. 1996b. Comparative analysis of the communities of metazoan parasites of *Orthopristis ruber* and *Haemulon steindachneri* (Osteichthyes: Haemulidae) from the southeastern Brazilian littoral: II. Diversity, interspecific associations, and distribution of gastrointestinal parasites. **Revista Brasileira de Biologia**, Rio de Janeiro, **56** (2): 293-302.
- LUTZ, A. 1921. Observações sobre o gênero *Urogonimus* e uma nova forma de *Leucochloridium* em novo hospedador. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **13**: 136-140.
- MACHADO, D.A. & N. IBANEZ H. 1967. Fauna helmintológica do Peru: *Lueheia cajabambensis* sp.n. (Acanthocephala, Echinorhynchidae, Plagiorhynchinae). Nota prévia. **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro**, Rio de Janeiro, **10**: 157-158.
- MACHADO, R.Z.; J.O. COSTA; N. KASAI & A.J. COSTA. 1980. Helminthos parasitos de *Gallus gallus domesticus* (L) do município de Jaboticabal – São Paulo. **Arquivos da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais**, Belo Horizonte, **32**: 241-243.
- MACHALSKA, J. 1980. Helminth fauna of the genus *Turdus* L., examined during their spring and autumn migration. I. Digenea. **Acta Parasitologica Polonica**, Warszawa, **27**: 153-172.
- MACKO, J.K.; V. BIROVÁ & J. HOVORKA. 1974. On the variability of *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) in Cuba. **Helminthologia**, Bratislava, **15**: 881-903.
- MAGURRAN, A.E. 1988. **Ecological Diversity and its Measurement**. Princeton, Princeton University Press, x + 179p.
- MALDONADO, J.F. 1945. The life cycle of *Tamerlania bragai* Santos, 1934 (Eucotylidae) a kidney fluke of domestic pigeons. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **31**: 306-314.

- MANDOUR, A.M.; M.K. EL-NAFFAR & L.A. OMRAN. 1986. Two new parasitic nematodes infecting the Egyptian domestic sparrow, *Passer domesticus*. **Assiut Veterinary Medical Journal**, Assiut, **15**: 109-115.
- MANDOUR, A.M.; N.A.M. MAZEN & L.A.N. OMRAN. 1995. *Anomotaenia assuti* sp. nov. (Cestoda) infecting the domestic sparrow, *Passer domesticus* in Assiut City, A.R. Egypt. **Assiut Veterinary Medical Journal**, Assiut, **32** (64): 110-115.
- MARTINEZ, F.S.; R. CABALERO HERNANDEZ; C. BECERRA; T. MORENO; M. DOMINGUEZ DE TENA & M.I. ACOSTA. 1977. Parasitos de aves Passeriformes em la Provincia de Córdoba. **Revista Iberica de Parasitologia**, Granada, **37**: 133-141.
- MARTINS JR., W. & M.G. FREITAS. 1975. Lista de helmintos parasitos de animais domésticos da região geo-econômica de Brasília e de outras regiões de Goiás. **Arquivos da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais**, Belo Horizonte, **27**: 309-324.
- MARZLUFF, J.M. 2001. Worldwide urbanization and its effects on birds, p. 19-38. *In*: J.M. MARZLUFF, R. BOWMAN & R. DONNELLY (eds) **Avian Ecology and Conservation in an Urbanizing World**. Norwell, Kluwer Academic Publishers, xiii + 585p.
- MAS-COMA, S. & J. GALLEGRO. 1945. Algunas consideraciones sistematicas sobre las familias Brachylaemidae Joyeux y Foley, 1930 y Leucochloridiomorphidae Travassos y Kohn, 1966 (Trematoda: Brachylaemoidea). **Revista Iberica de Parasitologia**, Granada, **5**: 339-354.
- MATTHEWS, S.; S.R. ZILLER; S. ZALBA; A. IRIARTE; M.P. BAPTISTE; M. POORTER; M. CATTANEO; C. CAUSTON & L. JACKSON. 2005. **South America Invaded: The growing danger of invasive alien species**. Cape Town, The Global Invasive Species Programme, 80p.

- MAWSON, P.M. 1956. Spirurid nematodes from canadian birds. **Canadian Journal of Zoology**, Ottawa, **34**: 206.
- MAYHEW, R.L. 1925. Studies on the avian species of the cestode family Himenolepididae. **Illinois Biological Monographs**, Urbana, **1**: 1-125.
- MCDONNELL, M.T. & S.T.A. PICKETT. 1990. Ecosystem structure and function along urban-rural gradient: an unexploited opportunity for ecology. **Ecology**, Tempe, **71**: 1232-1237.
- MCKINNEY, M.L. 2002. Urbanization, biodiversity, and conservation. **BioScience**, Washington, **52**: 883-890.
- MCLAUGHLIN, J.D. 2001. **EMAN – Protocols for Measuring Biodiversity: Parasites of Birds**. Montreal, Canadian Society of Zoologists, 84p.
- MEGGITT, F.J. 1916. A contribution to the knowledge of the tapeworms of fowls and of sparrows. **Parasitology**, Cambridge, **8**: 390-410.
- MEHRA, H.R. 1962. Revision of Brachylaemidae Joyeux et Foley, 1930 with new subfamilies Thapariellinae and Urotrematinae and new family Harmotrematidae with its subfamilies Harmotrematinae Yamaguti, 1933 and Helicotrematinae n. subf. **Proceedings of the National Academy of Sciences, India, Section Biology**, Allahabad, **32**: 319-334.
- MELO, H.J.H. & H.S. RIBEIRO. 1977. Helmintos parasitas dos animais domésticos no Estado de Mato Grosso. **Arquivos da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais**, Belo Horizonte, **29**: 161-164.
- MENNECHEZ, G. & P. CLERGEAU. 2006. Effect of urbanization on habitat generalists: starlings not so flexible? **Acta Oecologica**, Paris, **30**: 182-191.
- MENEZES, R.C.; D.G. MATTOS JR.; R. TORTELLY; L.C. MUNIZ-PEREIRA; R.M. PINTO & D.C. GOMES. 2001. Trematodes of free range reared guinea fowls (*Numida meleagris* Linnaeus, 1758) in the state of Rio de Janeiro, Brazil: morphology and pathology. **Avian Pathology**, Compton, **30**: 209-214.

- MILLER, J.R. & R.J. HOBBS. 2002. Conservation where people live and work. **Conservation Biology**, Boston, **16**: 330-337.
- MISIURA, M. 1971. Morphological variations in *Sobolevicanthus gracilis* (Zeder, 1803)(Cestoda, Hymenolepididae). I. Variability of length of the rostellar hooks and its cause. **Acta Parasitologica Polonica**, Warszawa, **19** (5): 69-80.
- MISOFF, K. 2005. **Eurasian blackbirds (*Turdus merula*) and their gastrointestinal parasites: a role for parasites in life-history decisions?** Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades der Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät der Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn. Bonn, 115p.
- MONTGOMERIE, R. & P.J. WEATHERHEAD. 1997. How robins find worms. **Animal Behaviour**, London, **54**: 143-151.
- MORAVEC, F. 1982. Proposal of a new systematic arrangement of nematodes of the family Capillariidae. **Folia Parasitologica**, Praha, **29**: 119-132.
- MORAVEC, F.; J. PROKOPIC & A.V. SHLIKAS. 1987. The biology of nematodes of the family Capillariidae Neveu-Lemaire, 1936. **Folia Parasitologica**, Praha, **34**: 39-56.
- MOREHOUSE, N.F. 1944. Life cycle of *Capillaria caudinflata*, a nematode parasite of the common fowl. **Iowa State College Journal of Science**, Ames, **18**: 217-253.
- MOURAD, A.R. 1967. Beetles as intermediate hosts of cestodes of the family Hymenolepididae. **Folia Parasitologica**, Ceske Budejovice, **14**: 379-380.
- NEAVE, S.A. 1939. **Nomenclator Zoologicus**. Vol. II. London, The Zoological Society of London, 1025p.
- NOLST, A.M. 1973. Etude, sur coupes histologiques, de la migration des larves de *Syngamus trachea* (Montagu 1811) Chapin 1925 au sein d'*Eisenia foetida* Sav. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparée**, Paris, **48**: 559-566.
- NORRIS, S. 2003. Neutral theory: a new, unified model for ecology. **BioScience**, Washington, **53**: 124-129.

- OKULEWICZ, J. & M. WESSOOWSKA. 2003. Rediscovery of *Leyogonimus postgonoporus* (Neiland, 1951) (Trematoda, Stomylotrematidae) in Central Europe. **Acta Parasitologica**, Warszawa, **48**(3): 233-236.
- ORIAN, G.H. 1997. Global Biodiversity I: Patterns and Processes, p. 87-121. *In*: G.K. MEFFE & C.R. CARROLL (Eds.) **Principles of Conservation Biology**. Second Edition. Massachusetts, Sinauer Associates, Inc. Publishers, 729p.
- OSTLING, A. 2005. Neutral theory tested by birds. **Nature**, London, **436**: 635-636.
- PALMIERI, J.R. 1973. Additional natural and experimental hosts and intraspecific variation in *Posthodiplostomum minimum* (Trematoda: Diplostomatidae). **Journal of Parasitology**, Lawrence, **59**: 744-746.
- PARKER JR., E.D.; R.K. SELANDER; R.O. HUDSON & L.J. LESTER. 1977. Genetic diversity in colonizing parthenogenetic cockroaches. **Evolution**, Lancaster, **31**: 836-842.
- PATTEN, J.A. 1952. The life cycle of *Conspicuum icteridorum* Denton and Byrd, 1951, (Trematoda: Dicrocoelliidae). **Journal of Parasitology**, Lawrence, **38**: 165-182.
- PENCE, D.B. 1972. The genus *Oxyspirura* (Nematoda: Thelaziidae) from birds in Louisiana. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **39**: 23-28.
- PENNER, L.R. 1939. *Tamerlania melospizae* n. sp. (Trematoda: Eucotylidae) with notes on the genus. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **25**: 421-424.
- PETROCHENKO, V.I. 1971. **Acanthocephala of Domestic and Wild Animals. Volume II**. Jerusalem, Israel Program for Scientific Translations, U.S. Department of Agriculture & The National Science Foundation, 487p.

- PINTO, R.M.; J.J.VICENTE; D. NORONHA & S.P. FÁBIO. 1991. New records for the nematodes *Ascaridia columbae* (Gmelin) Travassos, *Acuaria mayori* Lent, Freitas & Proença and *Aproctella stoddardi* Cram in Brazilian birds, with redescription of the species. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, **8**: 7-16.
- PIZO, M.A. 1997. Seed dispersal and predation in two Populations of *Cabralea canjerana* (Meliaceae) in the atlantic forest of southeastern Brazil. **Journal of Tropical Ecology**, New York, **13**: 559-578.
- POJMANSKA, T. 1969. *Leucochloridium perturbatum* sp. n. (Trematoda: Brachylaimidae), morphology, individual variability and life cycle. **Acta Parasitologica**, Warszawa, **16** (20): 153-178.
- POJMANSKA, T. 2002a. Superfamily Brachylaimoidea Joyeux & Foley, 1930, p. 31 - 36. *In*: D.I. GIBSON, A. JONES & R.A. BRAY (eds.). **Keys to the Trematoda, Volume 1**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 521p.
- POJMANSKA, T. 2002b. Família Brachylaimidae Joyeux & Foley, 1930, p. 37-43. *In*: D.I. GIBSON, A. JONES & R.A. BRAY (eds.). **Keys to the Trematoda, Volume 1**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 521p.
- POLK, S.J. 1942. The genus *Dilepis* Weinland 1858. **The Wasmann Collector**, San Francisco, **5**: 25-32.
- PORTO, M.L. & R.S.P. MELLO. 1998. Mapa da vegetação natural atual, p. 53-58. *In*: R. MENEGAT; M.L. PORTO; C.C. CARRARO & L. A.D. FERNANDES (Coords) **Atlas Ambiental de Porto Alegre**. Porto Alegre, Editora Universidade/UFRGS, 228p.
- POULIN, R. 1999. The intra- and interspecific relationships between abundance and distribution in helminth parasites of birds. **Journal of Animal Ecology**, Oxford, **68**: 719-725.
- POULIN, R. 2001. Interactions between species and the structure of helminth communities. **Parasitology**, Cambridge, **122**: S3-S11.

- POULIN, R. 2004. Parasites and the neutral theory of biodiversity. **Ecography**, Copenhagen, **27**: 119-123.
- POULIN, R. & S. MORAND. 2004. **Parasite Biodiversity**. Washington, Smithsonian Books, viii + 216p.
- POZO-LORA, R. 1960. Aportaciones al inventario y ecología de los helmintos españoles. Especies encontradas en Córdoba. **Revista Iberica de Parasitología**, Granada, **20**: 403-410.
- PRENTER, J.; C. MACNEIL; J.T.A. DICK & A.M. DUNN. 2004. Roles of parasites in animal invasions. **Trends in Ecology and Evolution**, Amsterdam, **19**: 385-390.
- PRICE, P.W. 1980. **Evolutionary Ecology of Parasites**. Princetown, Princeton University Press, 237p.
- PRICE, P.W. 1990. Host populations as resources defining parasite community organization, p. 23-40. *In*: G.W. ESCH, A.O. BUSH & J.M. AHO (eds.) **Parasite Communities: Patterns and Processes**, New York, Chapman & Hall, xi + 335p.
- PROCTOR, N.S. & P.J. LYNCH. 1993. **Manual of Ornithology: Avian Structure & Function**. New Haven, Yale University Press, xi + 340p.
- QUENTIN, J.C.; C. SEUREAU & S.D.KULO. 1986. Cycle biologique de *Tetrameres (Microtetrameres) inermis* (Linstow, 1879) nématode Tetrameridae parasite du Tisserin *Ploceus aurantius* au Togo. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparée**, Paris, **61**: 321-332.
- RAIKOW, R.J. & A.H. BLEDSOE. 2000. Phylogeny and evolution of the passerine birds. **BioScience**, Washington, **50** (6): 487- 499.
- RAMADAN, M.M.; M.F.A. SAOUD & A.H. ALY. 1988. *Caprimolgorchis jhai* sp. nov. (Trematoda: Lecithodendriidae), an intestinal parasite of Egyptian house sparrow. **Parasitology Research**, New York, **75** (1): 28-30.

- RAMNIVAS, D. 1979. On two new species of the family Onchocercidae (Ornithofilariinae) from indian birds. **Journal of Animal Morphology and Physiology**, Baroda, **26**: 265-271.
- RAUSCH, R.L. 1983. The biology of avian parasites: helminths, p. 367-441. In: D.S. FARNER, J.R. KING & K.C. PARKES (Eds). **Avian Biology**. Vol. VII. London, Academic Press, Inc., 542p.
- REGO, A.A. 1982. Expedições e coletas helmintológicas no Brasil. **Ciência e Cultura**, São Paulo, **34**: 507-509.
- REGO, A.A. & F.J.T. ROLAS. 1972. Cestóides parasitos de *Butorides virescens* (L.). **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro**, Rio de Janeiro, **16** (1): 35-37.
- REID, W.M. & J.E. ACKERT. 1937. The cysticercoïd of *Choanotaenia infundibulum* (Bloch) and the house fly as its host. **Transactions of the American Microscopical Society**, Lawrence, **56**: 99-104.
- ROBERTS, L.S. & J. JANOVY, JR. 2000. **Gerald D. Schmidt & Larry S. Roberts' Foundations of Parasitology**, Sixth Edition. Boston, The McGraw-Hill Companies, Inc., xviii+670p.
- ROBINSON JR, E.J. 1948. Notes on the life history of *Leucochloridium fuscostriatum* n. sp. Provis. (Trematoda: Brachylaemidae). **Journal of Parasitology**, Lawrence, **33**: 467-475.
- RODRIGUES, F.M. 2001. Potencial of germination of *Ficus microcarpa* seeds, with rufous-bellied thrush, *Turdus rufiventris*, as a dispersor. **Tangara**, Belo Horizonte, **1**(1): 30-33.
- RODRIGUES, H.O. 1964. Considerações sobre a subfamília Oxyspirurinae Yamaguti, 1961 (Nematoda, Spiruroidea). **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro**, Rio de Janeiro, **8**: 43-44.

- RODRIGUES, H.O. 1980. Estudo das espécies da subfamília Oxyspirurinae Yamaguti, 1961 referidas para o Brasil (Nematoda, Spiruroidea). **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro**, Rio de Janeiro, **21**: 15-21.
- RODRIGUES, H.O.; R. CRISTOFARO & S.S. RODRIGUES. 1984. Occurrence of *Leucochloridium parcum* in *Passer domesticus* in Rio de Janeiro. **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro**, Rio de Janeiro, **24**: 16.
- RYSAVY, B. 1973. *Enseniella tetraedra* (Savigny)(Oligochaeta), a new intermediate host of the cestode *Dilepis undula* (Schrank, 1782). **Folia Parasitologica**, Praha, **20**: 16.
- SANTIAGO, M.A.M. & U.C. COSTA. 1974. Ocorrência de parasitos de animais domésticos do Território Federal de Roraima. **Revista de Medicina Veterinária**, São Paulo, **9**: 246-252.
- SANTOS, A.J. 2003. Estimativas de riqueza em espécies, p. 19-41. *In*: L. CULLEN JR., R. RUDRAN & VALLADARES-PÁDUA (eds) **Métodos de Estudos em Biologia da Conservação e Manejo da Vida Silvestre**. Curitiba, Editora da Universidade Federal do Paraná, Fundação O Boticário de Proteção à Natureza, 665p.
- SCHELL, S.T. 1953. Four new species of *Microtetrameres* (Nematoda: Spiruroidea) from north american birds. **Transactions of the American Microscopy Society**, Lawrence, **77**: 227-236.
- SCHERER, A.; S.B. SCHERER; L. BUGONI; L.V. MOHR; M.A. EFE & S.M. HARTZ. 2005. Estrutura trófica da avifauna de oito parques da cidade de Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. **Ornithologia**, João Pessoa, **1** (1): 25-32.
- SCHMIDT, G.D. 1975. *Sphaerirostris wertheimae* sp. n., and other Acanthocephala from vertebrates of Israel. **The Journal of Parasitology**, Lawrence, **61** (2): 298-300.
- SCHMIDT, G.D. 1986. **Handbook of Tapeworm Identification**. Florida, CRC Press, 675p.

- SCHMIDT, G.D. & R.E. KUNTZ. 1967. Revision of the Porrorchinae (Acanthocephala: Plagiorhynchidae) with descriptions of two new genera and three new species. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **53**: 130-141.
- SCHMIDT, G.D. & K.A. NEILAND. 1966. Helminth fauna of Nicaragua. III. Some Acanthocephala of birds, including three new species of *Centrorhynchus*. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **52**: 739-745.
- SCHMIDT, G.D. & K.A. NEILAND. 1971. Helminth fauna of Nicaragua. IV. *Sacciuterina mathevossiani* sp.nov. (Dilepididae), and other cestodes of birds. **Parasitology**, Cambridge, **62**: 145-149.
- SCHMIDT, G.D. & K.A. NEILAND. 1973. Helminth fauna of Nicaragua. V. *Cardiofilaria stepheni* sp.n. (Onchocercidae) and other nematodes of birds. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **40**: 285-288.
- SCHOENER, A.P. 1974. Resource partitioning in ecological communities. **Science**, Washington, **185**: 27-39.
- SCIUMILO, R.P. 1963. La fauna parassitaria dei passeri delle zone centrali della Moldavia e sua importanza pratica. **Parassitologia**, Roma, **5**: 225-240.
- SHAH, S.Y.; G.B. SHINDE & B.V. JADHAV. 1992. On a new cestode *Thaparea yeolaensis* sp. nov. from the intestine of a bird *Passer domesticus* (Linnaeus) from Yeola, M.S. **Indian Journal of Helminthology**, Lucknow, **44** (1): 82-84.
- SHAW, D.J. & A.P. DOBSON. 1995. Patterns of macroparasite abundance and aggregation in wildlife populations: a quantitative review. **Parasitology**, Cambridge, **111**: S111-S133.
- SIBLEY, C.G. & B.L. MONROE. 1990. **Distribution and Taxonomy of Birds of the World**. New Haven, Yale University Press, xxiv + 1111p.
- SICK, H. 1997. **Ornitologia Brasileira**. Rio de Janeiro, Editora Nova Fronteira, 862p.

- SILVA-SANTOS, I.C.; L.F. TUBINO; C.J. SCAINI & L.C.B. FALLAVENA. 1995. *Syngamus trachea* (Montagu, 1811) parasitando *Paroaria coronata* em cativo. *Lophortyx californicus* Shaw., principal fonte natural de infecção. Porto Alegre, RS – Brasil. **Lavoura Arrozeira**, Porto Alegre, **48**: 25-28.
- SIMBERLOFF, D. & J. MOORE. 1997. Community ecology of parasites and free-living animals, p. 174-197. In: D.H. CLAYTON & J. MOORE (eds) **Host-Parasite Evolution: General Principles and Avian Models**. Oxford, Oxford University Press, xiii + 473p.
- SIMÓN-VICENTE, F. 1955. *Brachylaemus* en infestación experimental y natural. **Revista Iberica de Parasitologia**, Granada, **15**: 301-320.
- SINGAL, D.P. 1963. On a new cestode belonging to the genus *Anonchotaenia* Cohn, 1900, from the house sparrow, *Passer domesticus indicus* Jardine and Selby, 1935. **Proceedings of the Zoological Society**, Calcutta, **16**: 215-218.
- SKRJABIN, K.I. 1928. Sur la faune des trématodes des oiseaux de Transdaikalie. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparee**, Paris, **6**: 80-87.
- SLATER, R.L. 1967. Helminths of the robin, *Turdus migratorius* Ridgway, from Northern Colorado. **The American Midland Naturalist**, Notre Dame, **77**: 190-199.
- SOUTHWELL, T. & J.W.S. MACFIE. 1925. On a collection of Acanthocephala in the Liverpool School of Tropical Medicine. **Annals of Tropical Medicine and Parasitology**, Leeds, **19**: 141-184.
- STOITSOVA, S.R.; B.B. GEORGIEV; G.P. VASILEVA & M. JORDANOVA. 2001. Rostellar apparatus of *Fernandezia spinosissima* (von Linstow, 1894) (Cestoda, Cyclophyllidea, Davaineidae): microanatomy and fine structure. **Acta Zoologica**, Stockholm, **82**: 241-250.
- STRACHAN, A.A. 1957. Eye worms of the family Thelaziidae from Brazilian birds. **Canadian Journal of Zoology**, Ottawa, **35**: 179-187.

- STUNKARD, H.W. & J.J. MILFORD. 1937. Notes on the Cestodes of North American Sparrows. **Zoologica**, New York, **22** (2): 177-183.
- THOMÉ, J.W.; S.R. GOMES & J.B. PICAÑÇO. 2006. **Guia Ilustrado: Os Caracóis e as Lesmas dos Nossos Bosques e Jardins**. USEB, Pelotas, 123p.
- THUL, J.E., D.J. FORRESTER & C.L. ABERCROMBIE. 1985. Ecology of parasitic helminths of wood ducks, *Aix sponsa*, in the Atlantic flyway. **Proceedings of Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **52**: 297-310.
- TORCHIN, M.E.; K.D. LAFFERTY; A.P. DOBSON; V.J. MCKENZIE & A.M. KURIS. 2003. Introduced species and their missing parasites. **Nature**, London, **421**: 628-630.
- TORRES, J.R.; C.M.B. OLIVEIRA & V.B. WALD. 2002. Influência sazonal sobre os períodos de pré-pupa e de pupa de *Musca domestica*, na região de Porto Alegre, RS. **Acta Scientiae Veterinariae**, Porto Alegre, **30**: 37-42.
- TOWNSEND, C.R.; M. BEGON & J.L. HARPER. 2006. **Fundamentos em Ecologia**. Porto Alegre, Artmed, ix + 592p.
- TRAVASSOS, L. 1914. Contribuições para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. Sobre as espécies brasileiras do gênero *Tetrameres* Creplin, 1846. **Memória do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **6**: 150-161.
- TRAVASSOS, L. 1915a. Sobre as espécies brasileiras de gênero *Tetrameres* Clipin, 1846. **Brazil Medico**, Rio de Janeiro, **38**: 3-5.
- TRAVASSOS, L. 1915b. Contribuições para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. V. Sobre as espécies brasileiras do gênero *Capillaria* Zeder, 1800. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **7**: 146-172.
- TRAVASSOS, L. 1916. Contribuição para a sistemática dos Dicrocoeliinae Looss, 1899. **Arquivos da Escola Superior de Agricultura e Medicina Veterinária**, Rio de Janeiro, **3**: 7-24.
- TRAVASSOS, L. 1918. Helmitos parasitos de animais domésticos. I. Dicrocoelidae. **Revista de Veterinária e Zootecnia**, Rio de Janeiro, **8**: 3-15.

- TRAVASSOS, L. 1920. Acanthocephalos dos animaes domesticos. **Revista de Veterinária e Zootecnia**, Rio de Janeiro, **10**: 3-23.
- TRAVASSOS, L. 1921. Contribuição para o conhecimento dos acantocéfalos da subfamília Centrorhynchinae. **A Folha Médica**, Rio de Janeiro, **2**: 42-43.
- TRAVASSOS, L. 1926. Contribuições para o conhecimento da fauna helminthologica brasileira. XX. Revisão dos acantocephalos brasileiros. Parte II. Família Echinorhynchidae Hamann, 1892, subfamília Centrorhynchinae Travassos, 1919. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **19**: 31-125.
- TRAVASSOS, L. 1930a. Um novo parasito de gallinhas. **O Campo**, Rio de Janeiro, **1**: 36.
- TRAVASSOS, L. 1930b. Pesquisas helminthologicas realizadas em Hamburgo. VII. Notas sobre os Rhabdiasoidea Railliet, 1916. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **24**: 161-181.
- TRAVASSOS, L. 1941. *Lutztrema* n.g. (Trematoda: Dicrocoeliidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **36**: 335-343.
- TRAVASSOS, L. 1944. **Revisão da Família Dicrocoeliidae Odhner, 1910** (Monografias do Instituto Oswaldo Cruz, 2). Imprensa Nacional, Rio de Janeiro, 357p.
- TRAVASSOS, L. & J.F.T. FREITAS. 1941. Relatório da terceira excursão à zona da estrada de ferro Noroeste do Brasil realizada em fevereiro e março de 1940. II. Pesquisas Helmintológicas. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **35**: 610-634.
- TRAVASSOS, L. & A. KOHN. 1964. Notas sobre Brachylaemoidea (Trematoda). **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro**, Rio de Janeiro, **8**: 45-48.

- TRAVASSOS, L. & A. KOHN. 1966. Lista dos gêneros incluídos na superfamília Brachylaemoidea. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **64**: 11-25.
- TRAVASSOS, L.; J.F.T. FREITAS & A. KOHN. 1969. Trematódeos do Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **67**: 1-886.
- VAN CLEAVE, H.J. 1923. A key to the genera of Acanthocephala. **Transactions of the American Microscopical Society**, Lawrence, **42**: 184-191.
- VAN CLEAVE, H.J. 1942. A reconsideration of *Plagiorhynchus formosus* and observations on Acanthocephala with atypical lemnisci. **Transactions of the American Microscopical Society**, Lawrence, **61**: 206-210.
- VAN CLEAVE, H.J. & R.B. WILLIAMS. 1951. Acanthocephala from passerine birds in Alaska. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **37**: 151-159.
- VICENTE, J.J.; H.O. RODRIGUES; D.C. GOMES & R.M. PINTO. 1995. Nematóides do Brasil. Parte IV: Nematóides de Aves. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, **12** (1): 1-273.
- VINEY, M.E. 1996. Developmental switching in the parasitic nematode *Strongyloides ratti*. **Proceedings of the Royal Society of London, Serie B**, London, **263**: 201-208.
- VINEY, M.E. 2002. Environmental control of nematode life cycles, p. 111-128. *In*: E.E. LEWIS, J.F. CAMPBELL & M.V.K. SUKHDEO (eds) **The Behavioural Ecology of Parasites**. Wallingford, CAB International, ix + 358p.
- VOSER, I. & C. VAUCHER. 1988. Helminthes parasites du Paraguay XIV. Cestodes parasites de Turdidae et description d'*Anomotaenia korochoirei* n.sp. **Revue Suisse de Zoologie**, Geneve, **95**: 1137-1161.
- WARD, H.B. 1917. On the structure and classification of North American parasitic worms. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **4**: 1-11.

- WEBSTER, J.D. 1943. Helminths from the robin, with the description of a new nematode, *Porrocaecum brevispiculum*. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **29**: 161-163.
- WEHR, E.E. 1937. Observations on the development of the poultry gapeworm *Syngamus trachea*. **Transactions of the American Microscopical Society**, Lawrence, **56**: 72-77.
- WEHR, E.E. & R.W. ALLEN. 1945. Additional studies of the life cycles of *Capillaria caudinflata*, a nematode of chickens and turkeys. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **12**: 12-14.
- WERBY, H.J. 1938. A new genus of Acanthocephala with forked lemnisci. **Transactions of the American Microscopical Society**, Lawrence, **57**: 204-212.
- WHITTAKER, F.H.; G.D. SCHMIDT & J.G. DIAZ. 1970. Helminth parasites of some birds in Puerto Rico. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **37**: 123-124.
- WILKINSON, L.E. 1990. **Systat**. Evanston, Systat Inc.
- WILLIS, E.O. 1979. The composition of avian communities in remanescent woodlots in southern Brazil. **Papéis Avulsos Zoologia**, São Paulo, **33** (1): 1-25.
- WILSON, E.O. 1992. **The Diversity of Life**. Cambridge, Belknap Press of Harvard University Press, 448p.
- WILSON, E.O. 2002. **O Futuro da Vida: Um Estudo da Biosfera para a Proteção de Todas as Espécies, Inclusive a Humana**. Rio de Janeiro, Campus, 242 p.
- WILSON, G.I. 1956. Some parasites of the English sparrow in Maryland. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **42**: 40.
- WINDSOR, D.A. 1995. Equal rights for parasites. **Conservation Biology**, Oxford, **9**: 1-2.
- WINDSOR, D.A. 1996. Stand up for parasites. **Trends in Ecology and Evolution**, London, **12**: 32.

- WINDSOR, D.A. 1998. Most of the species on Earth are parasites. **International Journal for Parasitology**, Oxford, **28**: 1939-1941.
- WOLDA, H. 1981. Similarity indices, sample size and diversity. **Oecologia**, Berlin, **50**: 296-302.
- YAMAGUTI, S. 1958. **Systema Helminthum. Volume I. The Digenetic Trematodes of Vertebrates**. New York, Interscience Publishers, Inc., 1575p.
- YAMAGUTI, S. 1961. **Systema Helminthum. Volume III. The Nematodes of Vertebrates**. New York, Interscience Publishers, Inc., 1261p.
- YAMAGUTI, S. 1963. **Systema Helminthum. Volume V. Acanthocephala**. New York, Interscience Publishers, Inc., 1261p.
- YAMAGUTI, S. 1971. **Synopsis of the Digenetic Trematodes of Vertebrates. Volume I & II**. Tokyo, Keigaku Publishing Co., 1074p + 349 pranchas.
- YAMAGUTI, S. 1975. **A Synoptical Review of Life Histories of Digenetic Trematodes of Vertebrates**. Tokyo, Keigaku Publishing Co., 590p. + 219 pranchas.
- YANEZ, D.M. & A.G. CANARIS. 1988. Metazoan parasite community composition and structure of migrating Wilson's phalarope, *Steganopus tricolor* Vieillot, 1819 (Aves), from El Paso County, Texas. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **74**: 754-762.
- ZHANG, L.; D.R. BROOKS & D. CAUSEY. 2004. Two species of *Synhimantus* (*Dispharynx*) Railliet, Henry and Sisoff, 1912 (Nematoda: Acuarioidea: Acuariidae), in passerine birds from the Area de Conservacion Guanacaste, Costa Rica. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **90** (5): 1133-1138.
- ZIMMERMANN, C.E. 2001. The use of grandiuva, *Trema micracantha* Blume (Ulmaceae), in the restoration of degraded areas: the role of birds that eat its fruits. **Tangará**, Belo Horizonte, **1**(4): 177-182.

# **ANEXOS**

## ANEXO 1

Lista de helmintos registrados para as espécies do gênero *Turdus* (exceto Brasil)

HELMINTO	HOSPEDEIRO	REFERÊNCIA
<b>Digenea</b>		
<i>Brachylaemus pellucidum</i> (Werby, 1928)	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Brachylaima arcuatus</i> Dujardin, 1845	<i>T. iliacus</i>	DIAZ <i>et al.</i> , 2001
<i>Brachylaima cribbi</i> Butcher & Grove, 2001	<i>T. merula</i>	BUTCHER & GROVE, 2005
<i>Brachylecithum mosquensis</i> (Skrjabin & Isaitschikoff, 1927)	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a; CHING, 1993
<i>Collyriclum faba</i> (Bremser, 1831)	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Leucochloridium perturbatum</i> Pojmanska, 1969	<i>T. philomelos</i>	POJMANSKA, 1969
	<i>T. merula</i>	POJMANSKA, 1969
	<i>T. iliacus</i>	POJMANSKA, 1969
<i>Leucochloridium varia</i> McIntosh, 1932	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Leucochloridium</i> sp.	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Leyogonimus postgonoporus</i> (Neiland, 1951)	<i>T. merula</i>	OKULEWICZ & WESOOWSKA, 2003
<i>Plagiorchis noblei</i> Park, 1936	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Plagiorchis</i> sp.	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Posthodiplostomum minimum</i> MacCallum, 1921	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Dricoceliídeo indeterminado</i>	<i>T. migratorius</i>	SLATER, 1967; COOPER & CRITES, 1976a
<b>Eucestoda</b>		
<i>Anomotaenia constricta</i> Molin, 1858	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Aploparaksis dujardini neoarcticus</i> Webster, 1955	<i>T. migratorius</i>	CHING, 1993
<i>Aploparaksis turdi</i> Williamson & Rausch, 1965	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Choanotaenia iola</i> Lincicome, 1939	<i>T. migratorius</i>	SLATER, 1967; COOPER & CRITES, 1976a, 1976b
<i>Choanotaenia</i> sp.	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a

Continua

HELMINTO	HOSPEDEIRO	REFERÊNCIA
<b>Eucestoda (continuação)</b>		
<i>Dilepis undula</i> (Schrank, 1788)	<i>T. migratorius</i>	WEBSTER, 1943; SLATER, 1967; COOPER & CRITES, 1976a, 1976b; CHING, 1993
	<i>T. phylomelos</i>	ILLESCAS-GOMEZ, 1981
<i>Dilepis</i> sp.	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Hymenolepis farciminosa</i> Goeze, 1782	<i>T. migratorius</i>	SLATER, 1967; COOPER & CRITES, 1976a, 1976b
<i>H. microcirrosa</i> (Mayhew, 1925)	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>H. planestici</i> (Mayhew, 1925)	<i>T. migratorius</i>	WEBSTER, 1943; COOPER & CRITES, 1976a
<i>H. serpentulus</i> (Schrank, 1788)	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>H. turdi</i> Cheng & Bogitsh, 1958	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Hymenolepis</i> sp.	<i>T. migratorius</i>	SLATER, 1967; COOPER & CRITES, 1976a
<i>Malika turdi</i> Kugi and Fujino, 1999	<i>T. dauma aureus</i>	KUGI & FUJINO, 1999
<i>Passirilepis crenata</i> (Goeze, 1782) Sultanov & Spasskaya, 1959	<i>T. migratorius</i>	CHING, 1993
<i>Sobolevitaenia japonensis</i> Kugi, 2000	<i>T. naumanni eunomus</i>	KUGI, 2000
<i>Southwellia</i> sp.	<i>T. migratorius</i>	SLATER, 1967; COOPER & CRITES, 1976a
<i>Tatria decacantha</i> Fuhrmann, 1913	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<b>Acanthocephala</b>		
<i>Lueheia adlueheia</i> (Werby, 1938)	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>L. boreotis</i> van Cleave & Williams, 1951	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Mediorhynchus grandis</i> van Cleave, 1916	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>M. robustus</i> van Cleave, 1916	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Mediorhynchus</i> sp.	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Plagiorhynchus cylindraceus</i> . (Goeze, 1782)	<i>T. merula</i>	SCHMIDT, 1975
<i>Plagiorhynchus formosus</i> van Cleave, 1918	<i>T. migratorius</i>	WEBSTER, 1943; COOPER & CRITES, 1976a, 1976b
<i>Prosorhynchus cylindraceus</i> (Goeze, 1782)	<i>T. migratorius</i>	CHING, 1993
<i>Prosthorhynchus formosus</i> (van Cleave, 1918) Travassos, 1926	<i>T. migratorius</i>	SLATER, 1967

Continua

HELMINTO	HOSPEDEIRO	REFERÊNCIA
<b>Nematoda</b>		
<i>Ascaridia galli</i> (Schrank, 1788)	<i>T. migratorius</i>	CHING, 1993
<i>Capillaria caudinflata</i> (Moulin, 1858)	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>C. contorta</i> (Creplin, 1839)	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>C. exilis</i> (Dujardim, 1845)	<i>T. migratorius</i>	SLATER, 1967; COOPER & CRITES, 1976a, 1976b
<i>C. obsignata</i> (Madsen, 1945)	<i>T. migratorius</i>	CHING, 1993
<i>C. ovopunctatum</i> (Von Linstow, 1873)	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a, 1976b
<i>C. quiscalis</i> Read, 1949	<i>T. migratorius</i>	CHING, 1993
<i>Capillaria</i> sp.	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Cardiofilaria inornata</i> (Anderson, 1956)	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Dispharynx nasuta</i> (Rudolphi, 1819)	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a, 1976b
<i>Dispharynx spiralis</i> (Molin, 1858)	<i>T. migratorius</i>	WEBSTER, 1943; SLATER, 1967
<i>Dispharynx</i> sp.	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Habronema</i> sp.	<i>T. migratorius</i>	SLATER, 1967; COOPER & CRITES, 1976a
<i>Microfilaria</i> sp.	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Microtetrameres</i> sp.	<i>T. migratorius</i>	SLATER, 1967; COOPER & CRITES, 1976a
<i>Oxyspirura petrowi</i> Skrjabin, 1929	<i>T. migratorius</i>	COOPER & CRITES, 1976a
<i>Porrocaecum brevispiculum</i> Webster, 1943	<i>T. migratorius</i>	WEBSTER, 1943; COOPER & CRITES, 1976a
<i>Porrocaecum ensicaudatum</i> (Zeder, 1800)	<i>T. migratorius</i>	WEBSTER, 1943; SLATER, 1967; COOPER & CRITES, 1976a, 1976b
<i>Porrocaecum</i> sp.	<i>T. migratorius</i>	SLATER, 1967; COOPER & CRITES, 1976a
<i>Splendidofilaria</i> sp.	<i>T. migratorius</i>	SLATER, 1967; COOPER & CRITES, 1976a
<i>Syngamus merulae</i> Baylis, 1927	<i>T. migratorius</i>	SLATER, 1967; CHING, 1993
<i>Syngamus trachea</i> (Montagu, 1811)	<i>T. migratorius</i>	WEBSTER, 1943; COOPER & CRITES, 1976a, 1976b
<i>Synhimantus (Dispharynx) nasuta</i> (Rudolphi, 1819)	<i>T. grayi</i>	LUPING <i>et al.</i> , 2004
<i>Synhimantus (Dispharynx)</i> sp.	<i>T. grayi</i>	LUPING <i>et al.</i> , 2004

## ANEXO 2

Lista de helmintos registrados para *Passer domesticus* (exceto Brasil).

HELMINTOS	REFERÊNCIA
<b>Digenea</b>	
<i>Brachylaemus erinacei</i> (Blanchard, 1847)	LOPEZ-NEYRA, 1941; SIMON-VICENTE, 1955; POZO-LORA, 1960
<i>Collyriclum colei</i> Ward, 1917	WARD, 1917
<i>C. faba</i> (Bremser in Schmalz, 1831)	COLE, 1911
<i>Conspicuum icteridorum</i> Denton and Byrd, 1951	COOPER & CRITES, 1974a
<i>Leucochloridium fuscostriatum</i> Robinson, 1947	ROBINSON, 1948
<i>L. macrostomum</i> (Rudolphi, 1803) Poche, 1907	JOSZT, 1962
<i>L. phragmitophila</i> Bykhovskaja-Pavlovskja & Dubinina 1951	BYKHOVSKAIA-PAVLOVSKAIA & DUBININA, 1951
<i>Plagiorchis elegans</i> (Rudolphi, 1802)	JOSZT, 1962
<i>P. maculosus</i> (Rudolphi, 1802) Braun, 1901	JOSZT, 1962
<i>P. marii</i> Skrjabin 1920	SCIUMILO, 1963
<i>P. noblei</i> Park, 1936	BLANKESPOOR, 1975
<i>Plagiorchis</i> sp.	SKRJABIN, 1928; JOSZT, 1962
<i>Posthodiplostomum minimum</i> (MacCallum, 1921)	PALMIERI, 1973
<i>Prosthogonimus ovatus</i> (Rudolphi, 1803)	JOSZT, 1962; SCIUMILO, 1963
<i>Tanaisia</i> (T.) <i>zarudnyi</i> (Skrjabin, 1924) Denton and Byrd, 1950	PENNER, 1939
<i>Zonorchis petiolatus</i>	DENTON & BYRD, 1951
<b>Eucestoda</b>	
<i>Anonchotaenia antirina</i> Singal, 1963	SINGAL, 1963
<i>A. globata</i> (von Linstow, 1879)	KINTNER, 1938; SCIUMILO, 1963; MARTINEZ <i>et al.</i> , 1977
<i>Anonchotaenia</i> sp.	JOSZT, 1962
<i>Choanotaenia musculosa</i> (Fuhrmann, 1896)	MARTINEZ <i>et al.</i> , 1977
<i>C. passerina</i> (Fuhrmann, 1907)	HOPKINS & WHEATON, 1935; STUNKARD & MILFORD, 1937; JOSZT, 1962; SCIUMILO, 1963; BAUGH & SAXENA, 1975, 1976; ILLESCAS-GOMES & LOPEZ-ROMAN, 1978, 1980;

Continua

HELMINTOS	REFERÊNCIA
<b>Eucestoda (continuação)</b>	
<i>Hymenolepis passeris</i> (Gmelin, 1790)	KINTNER, 1938
<i>Proparuterina lali</i> Baugh & Saxena, 1975	BAUGH & SAXENA, 1975, 1976
<i>Raillietina</i> (R.) <i>galeritae</i> (Skrjabin, 1915)	BAUGH & SAXENA, 1975; 1976
<i>R. sartica</i> (Skrjabin, 1914) Fuhrmann, 1932	MARTINEZ <i>et al.</i> , 1977
<i>Sobolevicanthus gracilis</i> (Zeder, 1803) Spasskii & Spasskaya, 1954	MISIURA, 1971
<b>Acanthocephala</b>	
<i>Mediorhynchus emberizae</i> (Rudolphi, 1819)	SCHMIDT, 1975
<i>M. grandis</i> Van Cleave, 1916	COOPER & CRITES, 1974a
<i>M. papillosus</i> Van Cleave, 1916	PETROCHENCKO, 1971
<i>Plagiorhynchus formosus</i> Van Cleave, 1916	COOPER & CRITES, 1974a
<b>Nematoda</b>	
<i>Acuaria nicolli</i>	MANDOUR <i>et al.</i> , 1986
<i>A. subula</i> (Dujardin 1845)	JOSZT, 1962; SCIUMILO, 1963
<i>Dispharynx nasuta</i> (Rudolphi, 1819)	CRAM, 1932; GOBLE & KUTZ, 1945; COOPER & CRITES, 1974a
<i>Microtetramers passerii</i>	MANDOUR <i>et al.</i> , 1986
<i>Microtetrameres</i> sp.	SCIUMILO, 1963
<i>Splendidofilaria passerina</i> Koch & Huizinga, 1971	COOPER & CRITES, 1974a

## **ANEXO 3**

Nota de pesquisa publicada na revista científica Biociências.

**SOUTHERN EXTENSION OF THE KNOWN GEOGRAPHIC DISTRIBUTION OF *Conspicuum conspicuum* (DIGENEA, DICROCOELIIDAE) PARASITE OF *Turdus rufiventris* AND COMMENTS ON ITS MORPHOLOGY<sup>1</sup>**

*Conspicuum conspicuum* (Faria, 1912) Bhalerao, 1936 (Fig. 1) is a dicrocoeliid digenetic trematode that was first described by Faria (1912) as *Dicrocoelium conspicuum*. Bhalerao (1936) placed it as a subgenus of *Eurytrema* Looss, 1907, with two subspecies, *E. c. conspicuum* and *E. c. pulchrum*. Later, Travassos (1944) separated this species from the genus *Eurytrema* based on the uterus terminal portion, genital pore, and cirrus pouch.

This parasite lives in the gallbladder of several bird species, most of which belong to the order Passeriformes: *Turdus albicollis* Vieillot, 1818, *T. amaurochalinus* Cabanis, 1850, *T. leucomelas leucomelas* Vieillot, 1818, *T. rufiventris rufiventris* Vieillot, 1818, *Platycichla flavipes flavipes* (Vieillot, 1818), *Mimus gilvus autelius* Oberholser, 1919, *Ramphocelus brasilius brasilius* (Linnaeus, 1766), *Cacicus haemorrhous* (Linnaeus, 1766), and *Xiphocolaptes albicollis albicollis* (Vieillot, 1818) (TRAVASSOS, 1944). Other bird hosts of *C. conspicuum* include *Celeus flavescens* (Gmelin, 1788) (order Piciformes; TRAVASSOS et al., 1969) and *Numida meleagris* (Linnaeus, 1758) (order Galliformes; MENEZES et al., 2001). According to Travassos et al. (1969), the primates *Callimico goeldii* (Thomas, 1904) and *Saguinus nigricollis* (Spix, 1823) are the final hosts of this species. However, in the original work of Kingston and Cosgrove (1967) these monkeys are cited as hosts of two new species of *Platynosomum* Looss, 1907 (respectively, *P. amazonensis* and *P. marmoseti*), found in the biliary ducts. The known geographic distribution of *C. conspicuum* in Brazil is restricted to the State of Rio de Janeiro (MENEZES et al., 2001; TRAVASSOS, 1944; TRAVASSOS et al., 1969) and to the upper Amazon basin (TRAVASSOS et al., 1969).

As part of a research of the helminthfauna of the rufous-bellied thrush, *T. rufiventris*, specimens were collected from March 2003 to March 2004 in Porto Alegre and vicinity, Rio Grande do Sul, Brazil. The birds were sacrificed according to the

recommendations of 'The Ornithological Council' (GAUNT; ORING, 1999) and necropsied for surveying helminths. The helminths found were collected, killed under compression and fixed in AFA (ethanol 70%GL, formalin and acetic acid). They were stained in Delafield's hematoxilin (HUMASON, 1972), cleared in cedar oil and mounted in Canada balsam following Amato et al. (1991). Photomicrographs were obtained with a stereomicroscope. The specimens utilized for the histological and scanning electron microscopy procedures were fixed in 10% buffered formalin at 90°C. For histological sections, the specimens were included in paraffin and sectioned (0.7 µm) utilizing a microtome Leica RM 2145. The sections were stained with hematoxilin-eosin and the photomicrographs were obtained with a Zeiss Axiolab microscope. For SEM study, specimens were dehydrated in a graded ethanol-acetone series and critical point dried; coated with carbon and gold and examined with a Jeol, JSM-6060, scanning electron microscope. Measurements are expressed in micrometers (µm), unless otherwise indicated. The ecological parameters follow Bush et al. (1997). Voucher specimen was deposited in the Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC), Rio de Janeiro, Brazil, under the number CHIOC 36.508.

*Conspicuum conspicuum* (Figs. 1-4) was found always in the gallbladder of *T. rufiventris* with a prevalence of 58.7% (N = 46), mean intensity of 2.67, and mean abundance of 1.56. The specimens studied can be described as follow: Dicrocoeliidae, Dicrocoeliinae, Eurytrematini. Body sub-ellipsoid, 6.02-8.32 mm long, 1.96-3.07 mm wide. Tegument with conical papillae (Figs. 2-3). Oral sucker subterminal, 510-750 long, 530-710 wide. Acetabulum at the end of the anterior third of the body, 710-990 long, 750-1010 wide. Pharynx 180-260 long. Esophagus is dorsal to the cirrus pouch. Ceca terminating at 350-1590 from the posterior extremity of the body. Testes symmetrical (380-720 long, 400-690 wide), irregularly lobed, immediately postacetabular. Cirrus

pouch 330-540 long, 110-220 wide, containing winding, tubular, seminal vesicle, prostate complex and cirrus. Male and female genital terminal portions open separately in a common cavity and the genital pore is at the pharynx level over the ventral surface (Figs. 3-4). Ovary submedian, post-testicular, 330-540 long, 110-220 wide. Seminal receptacle and Laurer's canal present. Vitelline follicles small, extending in extra-cecal fields from testicular level as far as, or to near, cecal ends. Uterus ventral occupying most of hindbody. Eggs 32.5-37.5 long, 22.5-27.5 wide. Excretory vesicle slightly dilated at the terminal end. Excretor pore terminal.

This is the first report of *C. conspicuum* in the state of Rio Grande do Sul, Brazil, and for the first time the terminal portion of the male and female genital apparatus was studied in detail using specimens **in toto**, histological sections, and scanning electron microscopy. An analysis based on a series of wholemount stained specimens (Fig. 1) suggested the presence of male and female genital pores opening independently side by side, giving that the metraterm runs parallel to the cirrus pouch until close to the surface opening over the cirrus pouch. However, sagittal histological section (Fig. 2) showed male and female terminal portions converging to a common recess, or shallow cavity, that opens to the exterior through a single pore. The SEM study confirmed the existence of a single genital pore on the ventral surface (Figs. 3-4). According to Brooks et al. (1985) this cavity could be a genital atrium, although Yamaguti (1971) as well as Gibson and Bray (1979) relate genital atrium to the presence of a hermaphroditic duct, which is not the case for this *dicrocoeliid*.

Although Menezes et al. (2001) reported the occurrence of lesions in the liver of specimens of *N. meleagris* harboring *C. conspicuum* in the gallbladder, no visible lesion has been observed either in the gallbladder or in the liver of hosts so far examined.

## REFERENCES

- AMATO, J. F. R.; BOEGER, W. A.; AMATO, S. B. **Protocolos para laboratório – coleta e processamento de parasitos de pescado**. Seropédica: Imprensa Universitária, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 1991. 81p.
- BHALERAO, G. D. Studies on the helminths of India. Trematoda I. **Journal of Helminthology**, London, v. 14, n. 3, p. 163-180, 1936.
- BROOKS, D. R.; O'GRADY, R. T.; GLEN, D. R. The phylogeny of the *Cercomeria* Brooks, 1982 (Platyhelminthes). **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, v. 52, n. 1, p. 1-20, 1985.
- BUSH, A. O. et al. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. **Journal of Parasitology**, Lancaster, v. 83, n. 4, p. 575-583, 1997.
- FARIA, G. Contribuição para a helmintologia brasileira. *Dicrocoelium conspicuum* n.sp., parasito da vezícula biliar de *Mimus lividus* LICHT. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 4, n. 1, p. 62-64, 1912.
- GAUNT, A. S.; ORING, L. W. **Recomendações para o uso de aves silvestres em pesquisa**. Washington: The Ornithological Council, 1999. 115p.
- GIBSON, D. I.; BRAY, R. A. The Hemiuroidea: terminology, systematics and evolution. **Bulletin of the British Museum of Natural History**, Cambridge, v. 36, n. 2, p. 35-146, 1979.
- HUMASON, G. L. **Animal tissue techniques**. San Francisco: W. H. Freeman and Company, 1972. xiv+641p.
- KINGSTON, N.; COSGROVE, G. E. Two new species of *Platynosomum* (Trematoda: Dicrocoeliidae) from South American monkeys. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Washington, v. 34, n. 2, p. 147-151, 1967.
- MENEZES, R. C. et al. Trematodes of free range reared guinea fowls (*Numida meleagris* Linnaeus, 1758) in the state of Rio de Janeiro, Brazil: morphology and pathology. **Avian Pathology**, Compton, v. 30, p. 209-214, 2001.
- TRAVASSOS, L. **Revisão da família Dicrocoeliidae Odhner, 1910**. Rio de Janeiro: Imprensa Nacional, 1944. 357p. (Monografias do Instituto Oswaldo Cruz, 2).
- TRAVASSOS, L.; FREITAS, J. F. T.; KOHN, A. Trematódeos do Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 67, p. 1-886, 1969.
- YAMAGUTI, S. **Synopsis of digenetic Trematodes of vertebrates**. Tokyo: Keygaku Publishing Company, 1971. 2 v. 1074p.

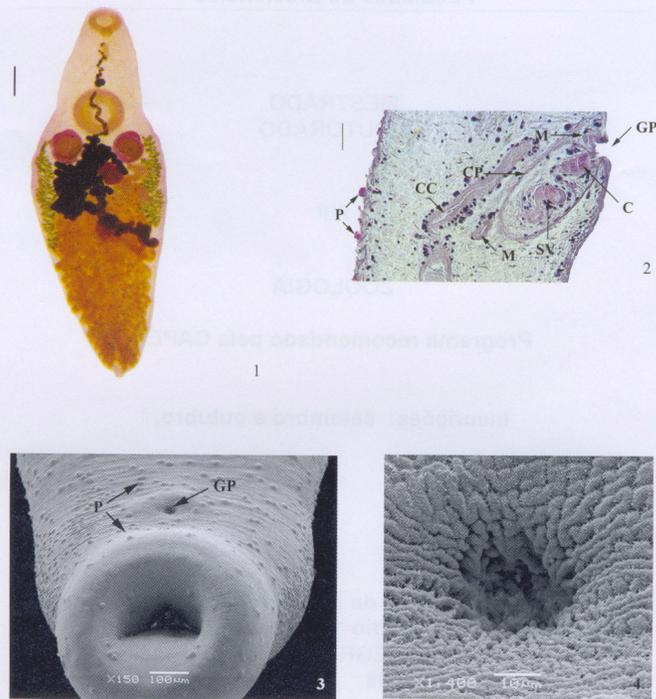
Cláudia Calegari-Marques<sup>2,3</sup>  
Suzana Bencke Amato<sup>2</sup>

Recebido em: 02.12.04; aceito em: 30.12.04.

<sup>1</sup> Contribuição nº 447 do Departamento de Zoologia, UFRGS.

<sup>2</sup> Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, CEP 91500-970, Porto Alegre, RS, Brasil – E-mails: ccmарques@terra.com.br e sbamato@vortex.ufrgs.br

<sup>3</sup> Bolsista do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq). Doutoranda PPG-Biologia Animal, UFRGS.



**Figs. 1-4.** 1. Wholemount of the dirococeliid, *Conspicuum conspicuum* (Bar = 500  $\mu$ m) (photo by J. F. Amato); 2. Sagittal histological section of the genital pore (GP) region of *Conspicuum conspicuum*. (C) cirrus; (CC) cecum; (CP) cirrus pouch; (M) metraterm; (P) papillae; (SV) seminal vesicle (Bar = 50  $\mu$ m); 3. SEM of the anterior end of *Conspicuum conspicuum* showing the genital pore (GP) and papillae (P); 4. Detail of the genital pore of *Conspicuum conspicuum* in SEM.