

ANA SÍLVIA MIRANDA PASSERINO

**LEVANTAMENTO DA FAUNA HELMINTOLÓGICA
EM PSITTACIDAE**

Dissertação apresentada como requisito parcial à obtenção do grau de Mestre. Curso de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná.

Orientadora: Prof.^a Dr.^a Vanete Thomaz Socol

Co-orientadores: Prof. Dr. Ennio Luz e Prof.^a Rosangela Locatelli Ditrich

**CURITIBA
2000**



PARECER

A Comissão Examinadora da Defesa de Tese da Candidata ao Título de Mestre em Ciências Veterinárias, Área Patologia Veterinária **ANA SÍLVIA MIRANDA PASSERINO** após a realização desse evento, exarou o seguinte Parecer:

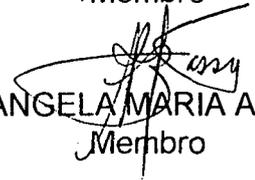
- 1) A Tese, intitulada **“LEVANTAMENTO ECO-EPIDEMIOLÓGICO DA FAUNA PARASITÁRIA EM PSITTACIDAE”** foi considerada, por todos os Examinadores, como um louvável trabalho, encerrando resultados que representam importante progresso na área de sua pertinência.
- 2) A Candidata se houve muito bem durante a Defesa de Tese, respondendo a todas as questões que foram colocadas.

Assim, a Comissão Examinadora, ante os méritos demonstrados pela Candidata, atribuiu o conceito “ A ” concluindo que faz jus ao Título de Mestre em Ciências Veterinárias, Área de Patologia Veterinária.

Curitiba, 04 de setembro de 2000.


Profa. Dra. VANETE THOMAZ SOCCOL
Presidente/Orientador


Prof. Dr. WALDIR HAMANN
Membro


Profa. Dra. ROSANGELA MARIA AZEVEDO DE BASSI
Membro



Pionus menstrus

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais, por todo apoio, incentivo e auxílio.

Aos meus filhos, por toda a paciência.

Ao meu marido, pela digitação de todos os gráficos e tabelas, durante horas no computador, pelo apoio e auxílio.

Ao meu irmão, pelo apoio á distância.

Á minha orientadora, professora Vanete Thomaz Soccol, por todo auxílio, apoio, compreensão e ensinamentos.

Á professora Edileine Alcântara de Castro, por todo auxílio e por todo material fornecido.

Ao professor Ennio Luz, pelas horas ao microscópio auxiliando-me na identificação e medidas dos parasitos.

Aos professores Metry Bacilla e Clotilde Branco Germiniani, por todos os ensinamentos.

Ao professor Ricardo Pachally, pelo incentivo.

Á professora Rosangela Locatelli Dittrich, pelo auxílio nos hemogramas.

Á Sandra Fischer e Beth Lavalle pela confecção do abstract.

Aos amigos e colegas do Zoológico de Curitiba, do Laboratório Clínico do Hospital Veterinário da UFPR e do Laboratório de Parasitologia da UFPR, pelo auxílio nas coletas de material e confecção dos exames.

Ao diretor do Departamento de Zoológico da Prefeitura Municipal de Curitiba, por ter me dado a oportunidade de realizar o mestrado.

A todos aqueles que de certa forma contribuíram para o meu crescimento, muito obrigada.

DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho aos meus pais, meus
filhos, meu marido e meu irmão.



Guaruba guarouba

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS	v
LISTA DE FIGURAS	vi
RESUMO.....	vii
ABSTRACT.....	viii
INTRODUÇÃO	1
OBJETIVOS.....	5
REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	6
MATERIAL E MÉTODOS	42
RESULTADOS.....	56
DISCUSSÃO	93
CONCLUSÃO	107
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	109
ANEXOS	114
ANEXO 1 – Exames coprológicos mensais julho/98.....	115
ANEXO 2 – Resultado dos exames hematológicos de Psittacidae.....	152

LISTA DE TABELAS

- TABELA 1** – Resultado de exames coproparasitológicos realizados para aves da família Psittacidae no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil 57
- TABELA 2** – Exames coproparasitológicos realizados, em Psittacidae, por método, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil. 63
- TABELA 3** – Temperatura e umidade referentes ao período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil 74
- TABELA 4** – Morfologia de fêmeas e machos de Capillariinae encontrados em Psittacidae, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil..... 89
- TABELA 5** – Correlação entre hematócrito, leucócitos totais, eosinófilos e exames coproparasitológicos positivos de Psittacidae, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil 91
- TABELA 6** – Correlação entre hematócrito, leucócitos totais, eosinófilos e exames coproparasitológicos negativos de Psittacidae, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil 92

LISTA DE FIGURAS

- FIGURA 1** – Recinto do setor Viveiro Novo, para Psittacidae, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil 45
- FIGURA 2** – Recinto do setor Belém para Psittacidae, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil..... 45
- FIGURA 3** – Distribuição da população dos 62 Psittacidae estudados por gênero de ave no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil 56
- FIGURA 4** – Distribuição de Psittacidae por sexo: fêmeas, machos e aves de sexo não determinado, no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil 63
- FIGURA 5** – Percentual de exames positivos e negativos pelo método direto para pesquisa de ovos de helmintos, em Psittacidae, realizada no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil 64
- FIGURA 6** – Percentual para o gênero de helmintos entre os exames positivos pelo método direto, encontrado em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil 64
- FIGURA 7** – Percentual de exames positivos, negativos e não realizados pelo método quantitativo (Gordon & Whitlock), em Psittacidae, no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil..... 65
- FIGURA 8** - Distribuição percentual de helmintos entre exames positivos para o método de Gordon & Whitlock, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil 65
- FIGURA 9**- Percentual de exames positivos e negativos pelo método de Willis & Mollay realizado em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil..... 66
- FIGURA 10** – Distribuição percentual por tipo de helminto entre os exames positivos para o método de Willis & Mollay, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil 66
- FIGURA 11** – Percentual de exames positivos, negativos e não realizados pelo método de Hoffman, Pons & Janer, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil 67

FIGURA 12 – Prevalência, por helminto, entre os exames positivos para o método de Hoffmann, Pons & Janer, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil	67
FIGURA 13 – Distribuição dos exames coproparasitológicos positivos para Ascaridiinae, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil	68
FIGURA 14 – Distribuição dos exames coproparasitológicos positivos para Capillariinae, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil	68
FIGURA 15 - Distribuição dos exames coproparasitológicos positivos para parasitos da família Heterakidae, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil	69
FIGURA 16 – Distribuição dos exames coproparasitológicos positivos para a família Strongylidae, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil	69
FIGURA 17 – Distribuição de exames coproparasitológicos positivos por tipo de helminto, em Psittacidae, no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil.....	70
FIGURA 18 – Percentual de exames coproparasitológicos positivos nos gêneros estudados de Psittacidae, no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil.....	71
FIGURA 19 – Percentual de machos, fêmeas e aves com sexo não determinado, pertencentes à família Psittacidae, positivos para a pesquisa de ovos de helmintos nas fezes, no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil	72
FIGURA 20 – Percentual de distribuição sazonal dos exames coproparasitológicos positivos, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil	73
FIGURA 21 – Apêndice vulvar em forma de campânula de um Capillariinae encontrado em <i>Amazona aestiva</i>	76
FIGURA 22 – Apêndice vulvar em forma de sino de um Capillariinae encontrado em <i>Amazona aestiva</i>	77
FIGURA 23 – Macho enrolado de um Capillariinae encontrado em <i>Amazona aestiva</i>	78

FIGURA 24 – Apêndice vulvar em forma de balão de um Capillariinae encontrado em <i>Ara chloroptera</i>	79
FIGURA 25 – Apêndice vulvar em forma de telha de um Capillariinae encontrado em <i>Ara chloroptera</i>	80
FIGURA 26 – Apêndice vulvar em forma de telha de um Capillariinae encontrado em <i>Ara chloroptera</i> . Esticócitos visíveis.....	80
FIGURA 27 – Apêndice vulvar trilobado de um Capillariinae encontrado em <i>Ara chloroptera</i>	81
FIGURA 28 – Apêndice vulvar em forma de cálice de um Capillariinae encontrado em <i>Ara chloroptera</i>	82
FIGURA 29 – Apêndice vulvar em forma de cálice de um Capillariinae encontrado em <i>Ara chloroptera</i>	82
FIGURA 30 – Bainha em forma de saca rolha de um exemplar macho de Capillariinae encontrado em <i>Ara chloroptera</i>	83
FIGURA 31 – Expansão cuticular membranosa de um macho de Capillariinae encontrado em <i>Ara chloroptera</i>	84
FIGURA 32 – Expansão cuticular membranosa de um macho de Capillariinae encontrado em <i>Ara chloroptera</i>	84
FIGURA 33 – Espículo único. Expansão cuticular membranosa presente em um Capillariinae encontrado em <i>Propyrrhura maracana</i>	87
FIGURA 34 – Expansão cuticular membranosa de um macho de Capillariinae encontrado em <i>Ara chloroptera</i>	87
FIGURA 35 – Espículo único e bainha com espinhos presentes de um Capillariinae encontrado em <i>Propyrrhura maracana</i>	88

RESUMO

O presente trabalho aborda a análise de amostras de fezes de 62 Psittacidae pertencentes ao Departamento de Zoológico da Prefeitura Municipal de Curitiba, durante o período de um ano, de julho de 1998 a junho de 1999. Propõe a racionalização do sistema de desverminações por meio da realização de exames coproparasitológicos mensais, levando-se em conta a toxicidade dos vermífugos e as inconveniências do estresse provocado em cada manuseio. Os exames coproparasitológicos utilizados foram: esfregaço direto; Gordon & Whitlock; Willis & Mollay; e Hoffman, Pons & Janer. Dos 2976 exames realizados, os métodos de Gordon & Whitlock e de Willis & Mollay mostraram os melhores resultados, com 36,7% e 32,8%, respectivamente. Os métodos do esfregaço direto e o de Hoffman, Pons & Janer totalizaram 30,50% dos exames. Houve prevalência significativa de ovos de *Capillaria sp* em 92,10% dos exames sobre Heterakiinae (3,95%), Ascaridiinae (2,82%) e Strongylidae (1,13%). Realizaram-se também exames de sangue para a pesquisa de hematozoários e para que se pudesse estabelecer uma correlação entre os valores do hemograma – principalmente valores do hematócrito, leucócitos totais e eosinófilos – e as helmintoses. Não foram encontrados hematozoários, e, nos animais parasitados por helmintos não foram observadas alterações no hemograma, como anemia, leucocitose e eosinofilia. Os valores médios dos hematócritos, leucócitos totais e eosinófilos das aves parasitadas foram, respectivamente, 49,6%, 23500/mm³ e 1,5%. Para aves não parasitadas, os valores foram: 48,77%, 24719/mm³ e 1,062%. Para a identificação das espécies de parasitas que infectam estas aves, utilizou-se material proveniente de Psittacidae de coleção previamente existente no Departamento de Zoológico da Prefeitura Municipal de Curitiba. Baseado na descrição dos parasitas, sugere-se a inclusão de um novo gênero da subfamília Capillariinae, pois, não existe na literatura, qualquer descrição morfológica semelhante à dos parasitos encontrados no presente trabalho.

Palavras-chave: epidemiologia; hematologia; parasitologia; Psittacidae; Capillariinae; ave.

ABSTRACT

The present work focuses on the analysis of 62 Psittacidae fecal samples. The birds belong to the Zoological Department of Curitiba City Hall. The study was carried out in a period of a year, from July 1998 to June 1999. It proposes a monthly parasitologic research in order to rationalize the treatment with anthelmintics, taking into consideration its toxicity and the inconveniences of the stress caused by each handling. The following parasitologic researches were used to develop the studies: fecal smears; Gordon & Whitlock (Mc Master Method); Willis & Mollay; and Hoffman, Pons & Janer. From the 2976 exams, the Gordon & Whitlock and the Willis & Mollay methods demonstrated the best results: 36.7% and 32.8%, respectively. The fecal smears and the Hoffman, Pons & Janer pointed out 30.50% of all exams. A significant prevalence of *Capillaria sp* eggs was noticed in 92.10% of the exams on Heterakiinae (3.95%), Ascaridiinae (2.82%) and Strongylidea (1.13%). Hematological examinations were done not just to research blood parasites, but also to become possible the establishment of a connection between the blood count results – mainly the results of hematocrit, total leukocyte and eosinophils – and the helmintiasis. Hemoparasites were not found. Blood count alterations, such as anemia, leukocytosis or eosinophilia, were not observed in helminth contaminated animals. The results of the hematocrit, total leukocyte and eosinophils of the contaminated birds were, on average, 49.6%; 23,500/mm³; and 1.5%, respectively. The exams of the ones that were not contaminated have presented the following results: 48.77%; 24,719/mm³; and 1.062%. In order to recognize the parasite species that has contaminated the birds, material coming from existent Psittacidae collections was used. In the end, based on the description of the parasites which were found, it is suggested the inclusion of a new kind of Capillariinae subfamily, due to the absence, in literature, of a morphologic description of similar parasites identified in the present work.

Key words: epidemiology; hematology; parasitology; Psittacidae; Capillariinae; bird.

INTRODUÇÃO

A família Psittacidae é constituída por aves que possuem distribuição em áreas tropicais, subtropicais e até frias como a Patagônia. O Brasil é o país mais rico do mundo em Psittacidae, possuindo aproximadamente 70 espécies, vivendo aqui inclusive os maiores representantes, as araras. Os machos e fêmeas são geralmente semelhantes e, quando não há dimorfismo sexual, os casais são formados através da análise de seus cariótipos ou, após uma cirurgia (laparoscopia) através da qual é identificado o sexo. O peso dos representantes desta família oscila entre 25 gramas em tuins (*Forpus (passerinus) xanthopterygius*, Spix, 1824) à 1500 gramas em araras (SICK, 1984).

Em vida livre estes animais procuram seu alimento tanto na copa das árvores como em certos arbustos frutíferos, usando as patas para segurar os alimentos e levando-os ao bico. Alguns alimentos maduros, como os cocos e sementes, são apanhados do solo. É vital para qualquer Psittacidae ingerir pedrinhas, as quais, no estômago muscular (moela), participarão do tritramento dos alimentos. Estas aves descem à margem dos lagos para beber água ou ingerem-na da chuva depositada em ocos de árvores. Quase todas as espécies fazem deslocamentos sazonais. Vivem rigorosamente em casais e freqüentemente permanecem juntos dentro do ninho. Nidificam em troncos de palmeiras e outras árvores, aproveitando-se de fendas formadas pela decomposição. As *Myiopsitta monachus* (catorritas) constroem ninhos de gravetos. A incubação dos ovos varia de 18 dias (tuim) à 30 dias (arara vermelha). Os pais cevam os filhotes regurgitando-lhes comida no bico (SICK, 1984). Devido à destruição ambiental e ao tráfico de animais pertencentes à família

Psittacidae, em um futuro não distante, estas aves somente poderão ser vistas em cativeiro, caso não haja mudança de comportamento por parte do homem.

O parasitismo é uma modalidade que se estabeleceu ao longo do processo evolutivo. Em vida livre os animais sobrevivem ou convivem bem com diversas formas de parasitismo. Esta sobrevivência é decorrente do desenvolvimento de resistência aos patógenos e da seleção natural (morte dos animais mais fracos). Também é importante salientar que raramente os animais selvagens permanecem por muito tempo no mesmo local, onde poderia ocorrer uma re-infecção. Adaptações para resistir aos endo-macroparasitos são muito importantes, pois, esta é uma das maneiras de se preservar as espécies de hospedeiros (SKORPING, 1998). A pressão seletiva dos endo-macroparasitos é dependente da sua densidade populacional, bem como a resposta do hospedeiro para o desenvolvimento de resistência a estes parasitos (BEHNKE & BARNARD, 1992). Para que um parasita particular desenvolva a função como um agente seletivo no hospedeiro, o grau de exposição precisa ser suficientemente alto sobre algumas gerações para afetar as características deste hospedeiro. Muitos parasitos mostram uma grande variedade quanto aos níveis de infecções com relação ao tempo. Se uma característica do hospedeiro, como a resistência, está em evolução, os indivíduos hospedeiros que desenvolvem esta característica podem em média ter níveis baixos de infecção parasitária em relação àqueles que não a desenvolveram. A grande variação no índice de infecção de determinados indivíduos ocorre por alguns estarem em locais errados, na hora errada, e outros não, sendo um fato acidental. Então, a variação no número de parasitos não significa necessariamente uma diferença de susceptibilidade dos hospedeiros.

Em cativeiro, além de estarem confinados, os animais podem sofrer estresse, queda de resistência e conseqüentemente aparecimento de quadro patológico. Diferentes agentes patogênicos são encontrados em aves, dentre eles destacam-se os endoparasitos, os quais, em cativeiro, podem causar os mais diferentes danos, desde perda de peso até a morte.

Diversas espécies de nematódeos, cestódeos e trematódeos podem estar presentes no trato gastro-intestinal ou no sistema circulatório, podendo muitas vezes não serem a causa da morte do animal, mas, abrindo a porta de entrada para as infecções bacterianas secundárias, sendo estas, muitas vezes fatais.

As parasitoses são um problema para os Zoológicos e criadouros, pois, pouco se conhece sobre o parasitismo de Psittacidae, quais espécies de parasitos estão presentes, quais os órgãos parasitados e também pouco se sabe sobre a sazonalidade dos parasitos. Os sinais da doença são inespecíficos, sendo de difícil diagnóstico principalmente no caso de infecções maciças ou por parasitos do mesmo sexo, quando não aparecem ovos nas fezes.

Aves de vida livre que têm acesso aos recintos ou que defecam sobre os mesmos podem ser possíveis vetores de parasitose. Além disso, existe também o risco de introdução de parasitos oriundos de outras regiões, pois, os zoológicos e demais instituições afins, possuem um sistema de permuta de animais, inclusive com importação e exportação dos mesmos. Caso o parasita não seja conhecido, haverá grande dificuldade de diagnóstico e, isto poderá acarretar no óbito do animal. Os tratadores de animais também podem veicular ovos de helmintos ao transitarem entre os recintos.

Existe uma discussão entre profissionais sobre a necessidade de desverminação de aves e qual a sua periodicidade. Veterinários, biólogos e outros especialistas, que desenvolvem ações junto a diferentes instituições que possuem aves em cativeiro, concordam com a necessidade de padronização dos procedimentos de desverminação das mesmas. Sabe-se porém, que muitos dos princípios ativos utilizados não estão fornecendo o resultado desejado, isto é válido não somente para Psittacidae, mas também para Ramphastidae e outras espécies.

O Departamento de Zoológico da Prefeitura Municipal de Curitiba possui um acervo rico em aves da família Psittacidae (araras, papagaios, periquitos e afins). Destaca-se por seu programa de reprodução e, além disso, possui diversas espécies ameaçadas de extinção, como a arara azul, ararajuba e o sabiá cica. Todavia, pouco se conhece sobre o parasitismo e a sazonalidade dos mesmos.

OBJETIVOS

São objetivos da presente pesquisa:

- Identificar as espécies de parasitos que ocorrem em Psittacidae e sua prevalência, através de exames coproparasitológicos.
- Determinar as espécies da família Psittacidae mais susceptíveis às parasitoses.
- Correlacionar os sinais clínicos, que são inespecíficos, com as parasitoses através de exames de sangue e de fezes.
- Identificar, através de necropsias, possíveis helmintos parasitos existentes.
- Determinar os anti-helmínticos que sejam efetivos no controle do parasitismo.
- Diminuir o número de desverminações anuais com base em acompanhamento através de exames parasitológicos estabelecendo um programa ideal de desverminação.
- Isolar e identificar espécies de hemoparasitos em Psittacidae para se averiguar se está sendo importado algum tipo de doença de outras regiões do Brasil que possam vir a causar um surto em nossa região.
- Correlacionar alterações na contagem de eosinófilos com parasitoses (esta correlação já existe em mamíferos).

REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Realizou-se um levantamento referente à bibliografia de parasitos em Psittacidae e, pouco se encontrou sobre os mesmos, principalmente no que se refere à classificação das espécies de helmintos existentes. Dentro de nematódeos, encontrou-se apenas uma referência bibliográfica, sendo que a mesma apresentava uma espécie de Psittacidae que não poderia ser classificada dentro da sub-família em que foi colocada.

Então procedeu-se a uma revisão geral sobre parasitas de aves.

1. CAPILLARIA

A *Capillaria sp* é um helminto nematóide, monoxeno (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935), cosmopolita, da superfamília Trichuroidea, descrita pela primeira vez por Zeder em 1800. Parasita de mamíferos e aves, tendo nestas últimas maior significado veterinário (URQUHART et al., 1996). O gênero *Capillaria* é freqüente em galináceos e columbiformes e, menos freqüente em passeriformes e psittacídeos (Manual Merck, 1986). As capillarioses foram responsáveis por diversos surtos epizooticos em aves, como citam TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935. RUBILAR et al, 1996, consideram que sob determinadas circunstâncias um dos fatores que podem alterar a dinâmica populacional de uma espécie selvagem são as enfermidades parasitárias e, que estas, também podem delimitar geograficamente uma espécie.

Parasitas do gênero *Capillaria* são filamentosos, de coloração geralmente branca ou branco-amarelada, que possuem 1 a 5 cm de comprimento (URQUHART et al., 1996). São divididos em duas partes distintas: a anterior, delgada, geralmente muito longa, aloja o esôfago que é estreito e que ocupa metade da extensão do corpo do parasita; a parte posterior é ligeiramente mais espessa, geralmente mais curta e contém os órgãos genitais. Na extremidade anterior encontra-se a região cefálica, que não é diferenciada. Possuem cutícula com estriações transversais, faixas bacilares ao longo do corpo, boca circular nua e ânus terminal ou sub-terminal. Podem ter ciclo evolutivo direto ou indireto.

Os machos possuem espículo único longo e forte, retrátil em bainha espessa cuja parte exterior é algumas vezes guarnecida de espinhos. A extremidade posterior possui rudimentos de bolsa caudal (TRAVASSOS, 1915). Frequentemente possuem uma estrutura semelhante à bolsa copuladora.

As fêmeas adultas contêm em seu aparelho reprodutivo, ovos, que são incolores, com opérculos bipolares e, que tem formato de barril. A vulva situa-se no limite das duas partes em que se divide o corpo (TRAVASSOS, 1915). O aspecto da região vulvar é variável, podendo ser saliente ou, até situada no fundo de uma espécie de ventosa mais ou menos afunilada, seguida de longa vagina, útero e ovário simples (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935).

Os parasitos, por serem muito finos, dificilmente são visíveis a olho nu em conteúdo intestinal não preparado.

1.1. Capillaria em aves

Existem diversas espécies de *Capillaria* que parasitam as aves, sendo que uma mesma ave poderá ser parasitada por mais de uma espécie de *Capillaria* (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935). Algumas destas espécies serão descritas a seguir:

1.1.1 *Capillaria obsignata*, Madsen, 1945 (in ANDERSON, 1992),

Parasita a parte superior do intestino delgado de galinhas, perus e pombos e tem ciclo evolutivo direto. A larva de primeiro estadio (L1) infectante desenvolve-se no ovo em aproximadamente uma semana em temperatura ambiente. As aves ingerem os ovos embrionados e todas as fases larvárias ocorrem no tubo digestivo do animal, sendo que aos 19 dias já se encontram vermes adultos e, aos 26 dias pode-se encontrar ovos nas fezes.

AURANGZEB & MANNAN, 1993, descreveram os exemplares, por eles encontrados, como tendo coloração creme esbranquiçada e comprimento entre 13,00 a 18,03 mm. A boca é simples e desprovida de lábios. O esôfago tem forma de um tubo fino e longo na região anterior do corpo. A parte posterior contém o intestino e os órgãos reprodutivos

As fêmeas são delicadas, um pouco mais largas do que os machos na extremidade posterior do corpo. A vulva tem forma de fenda e está localizada na junção do esôfago com o intestino. O útero é simples e, juntamente com a vagina, dirigido para cima. Os ovos são elípticos e com opérculos polares.

Os machos são menores do que as fêmeas e possuem cauda enrolada. O espículo é longo, único, retrátil, com bainha e localizado na extremidade posterior do corpo.

O período pré-patente desta espécie de parasita é de três a quatro semanas (URQUHART et al., 1996).

Distribuição geográfica: cosmopolita (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935).

IBRAHIM et al., 1995, realizaram necropsia de 207 exemplares de *Columba livia* (pombas domésticas) adultas da região da Ismália (Egito). Encontraram nestas aves diversos parasitos, sendo que do total examinado, 4,8% eram *Capillaria obsignata*, 23,2% *Ascaridia columbae* (Gmel, 1790) e 29,5% *Eimeria columbae*. AURANGZEB & MANNAN, 1993 também constataram a presença de *Capillaria obsignata* e de *Ascaridia columbae* em 33 *Columba livia* na Pérsia. Estes são achados extremamente importantes, pois, esta poderia ser uma forma de transmissão de parasitos, sendo que as pombas poderiam funcionar como vetores, responsáveis pela re-contaminação das aves em cativeiro.

1.1.2 *Capillaria caudinflata*, Molin, 1858,

Sinônimo de *Capillaria longicollis* (RUDOLPHI, 1819). Encontra-se no intestino delgado de galinhas e perus. RUBILAR et al., 1996, constataram a presença deste parasita também no duodeno e íleo de 13 exemplares de *Nothoprocta perdicaria* (perdizes selvagens) em um grupo de 44 aves, no Chile. MAWSON, 1956, encontrou esta espécie no intestino de *Turdus m. migratorius*,

coletados na ilha de Montreal. A *Capillaria caudinflata* possui ciclo evolutivo indireto, havendo necessidade da ingestão do ovo por um hospedeiro intermediário, como a minhoca, onde ocorrerá a eclosão do ovo e, quando posteriormente a ave, hospedeiro definitivo, ingerir a minhoca, o ciclo será completado. TAGLE, 1970 (in RUBILAR et al., 1996), considera que uma infecção variando entre 1 a 25 parasitos seja insuficiente para causar um quadro patológico severo.

O comprimento do macho varia entre 9 e 25 mm e sua largura entre 0,01 e 0,068 mm. A fêmea possui o comprimento entre 14 e 40 mm (65 a 80 mm segundo FROELICH, 1791) e 0,017 a 0,07 mm de largura. O corpo é coberto por uma cutícula estriada transversal e longitudinalmente, as faixas bacilares estão presentes. O esôfago possui entre 3,8 a 7,0 mm de comprimento nos machos e 5,0 a 7,0 mm nas fêmeas, sendo 0,50 na porção muscular.

A fêmea possui a vulva saliente e com apêndice membranoso, situada a 0,1 a 0,2 mm da terminação do esôfago. A vagina é curta e o útero contém ovos que medem 0,047 a 0,056 mm de comprimento por 0,020 a 0,027 mm de largura. A extremidade posterior da fêmea é arredondada, com ânus subterminal. Relação entre a porção anterior e posterior é de 1:2 a 1:4.

Os machos possuem espículo único de 0,896 a 2,5 mm de comprimento, a extremidade distal é ponteaguda. A bainha espicular é cilíndrica, com 0,020 a 0,011 mm de largura, revestida de espinhos delicados (segundo OROZ, 1931) em 0,35 mm de sua extensão, a partir da extremidade caudal, ela se apresenta sem espinhos, possuindo estrias bem visíveis). Asas caudais festonadas estão presentes e medem 0,126 mm de comprimento por 0,05 a 0,08 mm de largura. A extremidade

caudal é provida de bolsa copuladora membranosa, na qual se situam duas papilas laterais em forma de T. A relação entre porção anterior e posterior é de 1:1 a 1:5.

O período pré-patente desta espécie de parasita é de três a quatro semanas (URQUHART et al., 1996).

Distribuição geográfica: cosmopolita (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935).

Esta espécie foi estudada por diversos autores tais como: Rudolphi (*Capillaria longicollis*) em 1819, Molin (*Calodium caudinflatum*) em 1858, Kowalewski (*Trichosoma gallinum*) em 1894 e, Barile (*Trichosomum meleagris-gallo pavo*) em 1921. Wawilowa, em 1926, deu-lhe a mesma denominação de Molin (“*caudinflata*”) e Oroz em 1931 também adota a sinonímia de Molin, bem como Morgan, em 1932 (In: TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935).

1.1.3 *Capillaria contorta*, Dujardin, 1845,

Sinonímia de *Capillaria annulata* para URQUHART et al., 1996. Ocorre no esôfago e no ingluvío de galinhas, perus, patos e aves silvestres, também possuindo anelídeos como hospedeiro intermediário. BERNARD, 1989, constatou a presença desta espécie também na cavidade bucal de Phasianidae, Anatidae, Falconidae e passeriformes. Os ovos são depositados nas pregas do esôfago e moela, passando à luz destes órgãos quando há descamação dos mesmos e indo para o exterior com as fezes. Estes ovos atingem o estadio infectante em aproximadamente um mês de exposição ao meio ambiente. As aves se infectam quando ingerem os hospedeiros

intermediários contendo os ovos infectivos. Os vermes alcançam a maturidade e os ovos se encontram nas fezes um a dois meses após a infecção.

Os machos possuem comprimento entre 8 e 15 mm com largura de 0,6 a 0,7 mm e, as fêmeas possuem comprimento entre 15 a 30 mm e 0,12 a 0,15 de largura. O corpo é revestido por uma cutícula branca e apresenta ligeira estriação transversal. A boca é muito pequena, circular e ligeiramente saliente. O esôfago possui 3 mm de comprimento (TRAVASSOS, 1915)

As fêmeas possuem a extremidade posterior digitiforme, ânus terminal, vulva não saliente, desprovida de apêndices cuticulares. A vagina é muito curta. Os ovos medem 0,049 a 0,058 mm de comprimento por 0,024 a 0,028 mm de largura máxima. A relação entre parte anterior e posterior é de 1:5 (TRAVASSOS, 1915).

Os machos possuem a extremidade posterior truncada e com duas saliências latero-dorsais. (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935) citam como sendo a extremidade caudal provida de pequena bolsa membranosa, onde estão situadas as referidas saliências ou papilas e acrescentam duas latero-ventrais menores, sendo todas pós-cloacais). A abertura cloacal é terminal. A bainha do espículo é revestida por muitos espinhos e mede cerca de 0,3 a 0,52 mm por 0,013 de comprimento esta segunda medida foi fornecida por (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935), podendo invaginar-se inteiramente na parte posterior do corpo. O espículo é muito delgado e transparente, dificilmente visível, com aproximadamente 0,8 a 1,2 mm de comprimento. Proporção entre a parte anterior e posterior é de 3:5.

A redescritção de TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935 difere notavelmente na largura do macho que varia de 0,02 a 0,14 e na da fêmea que está entre 0,03 e 0,15. Acrescenta a presença de faixas bacilares e determina o comprimento da porção muscular do esôfago (0,232 a 0,264). Cita também a presença de um anel nervoso situado a 0,064 a 0,083 mm da extremidade cefálica. A vagina está localizada a 0,04 mm da terminação do esôfago. Relação entre parte anterior e posterior da fêmea é de 1:4 a 1:8 aproximadamente. Para estes autores, no macho, a terminação cloacal é sub-terminal e, a relação entre anterior e posterior é de 1:2 a 1:4.

O período pré-patente desta espécie é de três a quatro semanas.

Distribuição geográfica: cosmopolita (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935).

1.1.4. *Capillaria annulata*, Molin, 1858,

Também ocorre no esôfago de aves domésticas e silvestres.

O comprimento do macho foi de 15,41 mm por 0,040 a 0,086 de largura e, da fêmea foi de 22,50 a 22,56 por 0,032 a 0,130 mm. O corpo é revestido por uma cutícula branca, com finas estrias transversais. A extremidade cefálica apresenta uma dilatação cuticular inteiramente lisa. Esta dilatação mede 0,018 a 0,021 mm de comprimento por 0,005 a 0,008 mm de maior largura nos machos e 0,027 a 0,029 mm por 0,010 a 0,013 mm nas fêmeas. A distância entre a dilatação cuticular e o ápice da extremidade cefálica está entre 0,010 a 0,013 mm nos machos e, 0,008 a 0,010 mm nas fêmeas. A boca é saliente e desprovida de papilas. Faixas laterais

visíveis, porém, pequenas. O esôfago possui 3,077 mm de comprimento nos machos e 4,6 a 5,0 mm nas fêmeas. Sua porção muscular mede 0,32 mm nos machos e 0,57 mm nas fêmeas. O anel nervoso está situado a 0,070 a 0,075 mm da extremidade anterior nos machos e 0,086 a 0,097 mm nas fêmeas.

Fêmeas com vulva situada a 0,104 mm da terminação do esôfago e abrindo-se em um entalhe da parede do corpo, segue-se uma vagina curta. O útero possui ovos medindo 0,054 a 0,062 mm de comprimento por 0,027 mm de maior largura. Extremidade posterior obtusa, com ânus quase terminal. Relação entre a porção anterior e posterior é de 1:3,5.

O macho possui espículo não visível. O canal ejaculador tem 4,96 a 5,26 mm de comprimento. A bainha espicular é espinhosa, tendo 0,029mm de largura e, possuindo uma interrupção de seus espinhos em uma extensão de 0,128 a 0,176 mm de comprimento e, que se situa a 0,920 a 0,936 mm da extremidade posterior. A 0,512 mm da extremidade anterior desta interrupção os espinhos vão se tornando menores até serem dificilmente visíveis na base da bainha. A extremidade caudal apresenta 4 papilas arredondadas, sendo duas latero-ventrais grandes e duas outras latero-dorsais menores. O orifício cloacal é subterminal. Relação entre anterior e posterior é de 1:4.

O período pré-patente é de três a quatro semanas (URQUHART et al., 1996).

Distribuição geográfica: cosmopolita (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDADA, 1935).

Para URQUHART et al., 1996, esta espécie é sinônimo de *Capilaria contorta*.

1.1.5. *Capillaria bursata*, Teixeira de Freitas & Lins de Almeida, 1934,

Descrita pela primeira vez na cidade do Rio de Janeiro, parasitando o intestino delgado de *Gallus domesticus*.

O macho possui comprimento variando entre 13,7 e 14,8 mm com largura entre 0,035 a 0,056. A fêmea possui comprimento entre 24,0 e 26,0 mm por 0,062 a 0,065 mm de largura. Possuem corpo delgado, atenuado anteriormente, branco e coberto por uma cutícula lisa. As faixas bacilares não são visíveis. A boca é circular e desguarnecida. O esôfago tem comprimento total de 6,7 a 6,8 mm nos machos e 6,7 a 7,0 mm nas fêmeas. A parte muscular possui 0,32 a 0,44 mm de comprimento nos machos e 0,36 a 0,40 mm nas fêmeas. O anel nervoso está situado a 0,070 a 0,099 mm da extremidade anterior nos machos e a 0,081 a 0,094 mm nas fêmeas.

As fêmeas possuem vulva de lábios não salientes, provida de duas lâminas ou válvulas (excrecências semi-lunares) que medem 0,016 a 0,018 mm de comprimento por 0,014 a 0,016 mm de largura. A Vulva está situada a 0,086 a 0,097 mm da terminação do esôfago. Pouco abaixo da vulva observam-se duas bossas cuticulares que medem 0,012 mm de comprimento por 0,010 mm de largura, podendo essas serem representadas apenas por ligeiras intumescências cuticulares. Os exemplares jovens apresentam-se inteiramente desprovidos de apêndices perivulvares. Vagina com comprimento entre 0,09 a 0,16 mm e, quando mais longa, apresenta-se torcida formando um S. O útero possui ovos medindo de 0,0056 a 0,064 mm de comprimento por 0,021 a 0,024 mm de largura. A extremidade posterior é arredondada, com ânus quase terminal. A relação entre a porção anterior e posterior é de 1:4.

O macho possui espículo de 1,35 mm de comprimento por 0,005 mm de largura média, apresentando uma estrutura ligeiramente estriada. Sua base é simples, mais ou menos arredondada, sem relevos quitinizados. À 0,083 a 0,086 mm da ponta terminal, ele se afila, tendo neste ponto a largura de 0,002 mm (aproximadamente metade da largura do espículo). A bainha espicular é finamente estriada no sentido transversal, desprovida de espinhos, sinuosa, com largura entre 0,013 a 0,018 mm. O canal ejaculador apresenta-se, em todos os machos examinados, contornado em S, logo acima da base do espículo. O orifício cloacal é terminal. A extremidade caudal é provida lateralmente de asas caudais grandes, com aproximadamente 0,060 mm de comprimento e, com bordos ondulados. No ápice caudal há uma pequena bolsa copuladora membranosa, alada, suportada por quatro papilas. Duas papilas ventrais, alongadas, finas e encurvadas para a face ventral, terminando na margem da bolsa e, outras duas latero-dorsais, retas, fortes, em prolongamento do corpo. Relação entre a porção anterior e posterior é de 1:2.

Período pré-patente: três a quatro semanas.

Distribuição geográfica: Rio de Janeiro, Brasil.

1.1.6. *Capillaria viguerasi*, Teixeira de Freitas & Herman Lent, 1937,

Foi encontrada parasitando o estômago de *Otopterus waterhouse minor* em Rincon de Guanago, Cuba. em 17/08/1933.

Os machos possuem entre 5,63 a 7,36 mm de comprimento por 0,024 a 0,080 mm de largura. As fêmeas possuem 0,048 a 0,104 mm de largura (o comprimento não foi descrito, pois, os autores não possuíam exemplares inteiros). O corpo é

revestido por uma cutícula nitidamente estriada longitudinalmente e delicadas estrias transversais, visíveis em certas partes do corpo. Faixas bacilares laterais estão presentes. A boca é circular e nua, não saliente. As células do esôfago são nítidas e medem entre 2,45 a 4,02 mm de comprimento, sendo 0,202 a 0,310 mm sua porção muscular nos machos e, 4,86 mm de comprimento total com 0,208 mm de porção muscular nas fêmeas. O anel nervoso está situado de 0,081 a 0,108 mm da extremidade anterior nos machos e a 0,084 mm nas fêmeas. O intestino é delgado e retilíneo.

As fêmeas possuem vulva provida de apêndice membranoso mais ou menos cilíndrico que mede de 0,048 a 0,064 mm de comprimento por 0,028 a 0,036 mm de largura e situa-se de 0,064 a 0,088 mm do fim do esôfago. À vulva segue-se uma vagina mais ou menos forte, que mede 0,20 a 0,25 mm de comprimento. Útero com ovos embrionados, de casca lisa e espessa, tendo 0,049 a 0,051 mm de comprimento por 0,030 a 0,033 mm de largura. O ovário tem início à 0,10 a 0,13 mm da ponta da cauda. A extremidade posterior é afilada e obtusa, com ânus sub-terminal.

O macho possui espículo pouco quitinizado, com 0,824 a 0,888 mm de comprimento por 0,008 a 0,011 mm de largura média, com a extremidade proximal levemente dilatada e a distal terminada em ponta fina e aguda. A bainha espicular é desprovida de espinhos e fortemente pregueada transversalmente. O orifício cloacal é sub-terminal. A extremidade caudal possui bolsa membranosa sustentada por duas papilas laterais que, logo após sua origem, se dividem em dois ramos, um anterior menor e, um posterior maior. Relação entre anterior e posterior é de 1:13.

Distribuição geográfica: Cuba.

Período pré-patente: desconhecido.

1.1.7. *Capillaria cubana*, Teixeira de Freitas & Herman Lent, 1937,

Foi encontrada no estômago de *Artibeus jamaicensis parvipes* em Santa Clara e em Havana, ambas em Cuba.

O comprimento dos machos é de 14,465 mm por 0,032 a 0,104 mm de largura e das fêmeas de 19,856 mm por 0,032 a 0,168 mm. O corpo é revestido por uma cutícula estriada longitudinalmente e com finas estrias transversais. Faixas bacilares laterais estão presentes. A boca é circular e desguarnecida, não saliente. Esôfago com células nítidas, medindo 4,21 mm de comprimento total, sendo a porção muscular de 0,360, no macho. Na fêmea, o comprimento do esôfago é de 5,02 a 5,52 mm, com porção muscular entre 0,408 a 0,432 mm. O anel nervoso está situado a cerca de 0,243 mm da extremidade anterior na fêmea. O intestino é delgado e mais ou menos retilíneo.

A fêmea possui vulva situada entre 0,072 a 0,112 mm da terminação do esôfago e provida de um apêndice mais ou menos cilíndrico que mede 0,096 a 0,136 mm de comprimento por 0,040 a 0,048 mm de largura. À vulva segue-se uma vagina com cerca de 0,144 a 0,168 mm de comprimento. O útero possui muitos ovos embrionados, de casca espessa, medindo 0,050 mm de comprimento por 0,030 mm de largura máxima. Início do ovário situado de 0,210 a 0,328 mm do ápice caudal. A cauda é afilada, obtusa e com ânus sub-terminal, tendo o lábio posterior levemente saliente. Relação entre anterior e posterior é de 1:2,6.

O macho possui espículo pouco quitinizado, de aspecto membranoso e pregueado transversalmente, medindo 3,60 a 4,12 mm de comprimento por 0,027 a 0,032 mm de largura média. A bainha espicular é não espinhosa e estriada transversalmente. O orifício cloacal é sub-terminal. A cauda possui asas laterais estreitas, que medem 0,103 mm de comprimento por 0,005 mm de largura, provida em seu ápice de uma bolsa membranosa suportada por um par de papilas dorsais que se dividem em dois ramos de direção dorso-ventral. Relação anterior-posterior é de 1:2,4.

Período pré-patente: desconhecido.

Distribuição geográfica: Cuba.

1.2. Gênero *Tridentocapillaria*, (Barus & Sergeeva, 1990,

Encontrada no intestino de pássaros da ordem Passeriforme e Piciforme. Esta descrição foi baseada principalmente na presença de uma pseudobursa trilobada formada por três processos e pelo apêndice vulvar presente nas fêmeas.

1.2.1. *Tridentocapillaria tridens*, Dujardin, 1845,

Re-examinada e os dados já existentes foram suplementados por Barus & Garrido e, por Borgaarenko & Sergeeva, em 1968. O material examinado foi originário do intestino delgado de aves de Cuba e Tadzhikistan.

Os machos e fêmeas possuem quatro bandas bacilares (dorsal, ventral e duas laterais). A largura das bandas bacilares laterais nas fêmeas está entre 0,041 e

0,050 mm e, a ventral e a dorsal mediram 0,006 mm. Nos machos, na extremidade posterior, a largura das bandas laterais foi de 0,027 mm. As bandas bacilares consistem de células hipodermis relativamente grandes, com ducto curto na formação do cone truncado com base larga. As células hipodermis medem 0,005 X 0,005 mm e 0,125 mm de largura nas fêmeas, a altura do ducto celular é 0,002 a 0,003. Os esticócitos possuem tamanho variado e estão arranjados em uma fileira, sendo em número de 37 a 54 nos machos e, 40 a 64 nas fêmeas. O comprimento dos esticócitos situados na parte medial é quatro vezes maior do que sua largura. Duas grandes células estão situadas na junção do esôfago e intestino. A boca é terminal.

As fêmeas possuem comprimento entre 18,5 e 29,2 mm. A largura está entre 0,014 a 0,015 mm no final da cabeça; 0,022 a 0,025 mm a nível de esôfago; 0,09 a 0,11 mm a nível da porção terminal do esticossoma e, 0,11 a 0,14 mm a nível de vulva. A extremidade posterior do corpo é arredondada e com largura entre 0,039 e 0,056. O ânus é subterminal e localiza-se a 0,027-0,029 mm da porção terminal do corpo. O esticossoma tem comprimento entre 6,28 e 7,27 mm. Os esticócitos medem 0,11-0,15 X 0,055-0,070 mm a nível terminal do esticossoma. A vulva está situada ventralmente ao corpo, a uma pequena distância da margem posterior do último esticócito. O apêndice vulvar possui forma de sino e mede entre 0,046 a 0,074 mm de comprimento e 0,032 a 0,035 mm de largura. A vagina é plana com paredes musculares fortes. Os ovos são bioperculados e medem entre 0,0057-0,070 por 0,027-0,037 mm, estando dispostos em fila única. A espessura da parede dos ovos está entre 0,0017-0,0018 mm nos lados e 0,0020-0,0022 nos polos. O exterior dos ovos possui uma estrutura fina e estriada longitudinalmente.

Os machos possuem comprimento entre 12,99 e 15,48 mm. A cabeça é estreita na extremidade com largura entre 0,007 e 0,010 mm. A largura do corpo é de 0,015 a 0,018 mm a nível do esôfago; 0,049 a 0,056 mm no final do corpo na frente da pseudobursa e; 0,045 a 0,052 mm a nível do final do esticossoma. O esticossoma possui 5,81 a 6,30 mm de comprimento. Os esticócitos e final do esticossoma medem 0,085 a 0,095 por 0,037 a 0,042 mm.

A extremidade caudal do corpo é dilatada, formando três processos (lobos bem desenvolvidos). A localização de um dos lobos é mediana dorsal (0,035-0,040 mm de largura por 0,028-0,037 mm de comprimento) e a dos outros dois lobos é lateral (cada um medindo 0,027-0,036 de comprimento por 0,037-0,040 mm de largura). A pseudobursa é membranosa e mede 0,047-0,062 mm de comprimento e 0,062-0,089 mm de largura (na posição dorso-ventral), moderadamente desenvolvida e possuindo duas partes laterais que cobrem seus processos laterais. Espículo triangular simples ao corte, fortemente esclerotizado e com estrutura transversa marcante. O espículo mede 1,10 a 1,63 mm de comprimento. Sua extremidade distal é dilatada e arredondada, medindo 0,006-1,012 de largura. A extremidade proximal mede 0,020-0,023 mm de largura e, está localizada fora da cloaca, em um pequeno canal espicular. A largura do espículo é de 0,017 mm na porção medial. O músculo retrator é longo. Está fixado na extremidade proximal da terminação do espículo de um lado e, na parede do corpo no lado oposto. A porção da cloaca localizada em frente ao espículo possui paredes espessadas. A bainha do espículo está situada dentro da cloaca, com sua parte distal provida de espinhos fortemente esclerotizados. A cloaca é subterminal e está situada ventralmente em

relação ao corpo. Vesícula seminal tubular terminada em esfíncter. O intestino é aberto dentro do ducto ejaculador, um pouco à frente da cloaca.

1.2.2. *Tridentocapillaria eurycerca*, Oshmarin et Parukhin, 1963,

Encontrada parasitando o intestino de *Picus canus* (Piciformes) na região de Primorye (USSR) sob o nome de *Thominx eurycerca*. MORAVEC (1982) classificou-a no gênero *Echinocoleus* López-Neyra, 1947. A classificação deste gênero, entretanto, não é completamente aceita para esta espécie, pois, os dados sobre a presença ou ausência do processo mediano dorsal estão ausentes na descrição da pseudobursa por López-Neyra, 1947. Um aspecto característico deste taxon é a presença da cauda trilobulada dilatada, bainha espicular armada, espículo fortemente esclerotizado e ausência de asas caudais laterais nos machos, bem como a presença do apêndice vulvar nas fêmeas. BARUS & SERGEEVA, 1990, atribuíram esta espécie ao gênero *Tridentocapillaria*. Para os autores, deve-se notar que de qualquer maneira, com base no princípio das características morfométricas, a *T. eurycerca* está estreitamente relacionada com a *T. tridens*. A única diferença mais importante é o comprimento do espículo, que possui 1,1-1,6 mm na *T. tridens* e 2,7 mm na *T. eurycerca*. Embora a validade da *T. eurycerca* seja questionada, é necessário considerar o fato de que esta espécie foi encontrada e descrita em um hospedeiro pertencente a ordem Piciformes. A *T. tridens* não foi registrada parasitando esta ordem, com uma única exceção. WAKELIN et al., 1971, encontraram um único espécime (fêmea) em *Blythipicus rubiginosus parvus* (Piciformes) e identificaram como *Capillaria tridens* (= *Tridentocapillaria tridens*).

Na descrição original da *T. eurycerca*, OSHMARIN & PARUKHIN, 1963 , diferenciaram esta espécie somente da *Capillaria phasianina*, KOTLAN, 1940. De acordo com os aspectos morfológicos presentes nas espécies do gênero *Capillaria*, especialmente de parasitos de aves, a *Capillaria phasianina* pertence a este gênero. Conseqüentemente, há diferenças marcantes e evidentes na formação da pseudobursa nos machos (a nível genérico) entre *C. phasianina* e *T. eurycerca*.

Os autores não obtiveram sucesso na aquisição do material original da *T. eurycerca* e, sem este, a validade deste taxon não pode ser determinada. Portanto, os autores consideram possível e propositado referir a *T. eurycerca* como uma espécie válida para o novo gênero *Tridentocapillaria*.

1.2.3. *Tridentocapillaria parusi*, Wakelin et al., 1970,

Foi encontrada no intestino de *Parus monticolus insperatus*, Swinhoe, 1866, e *Sitta europaea formosana*, Buturlin, 1911, originários da Tailândia. Com base no princípio das características morfológicas (extremidade posterior trilobada dos machos e a presença do processo mediano dorsal da pseudobursa), BARUS & SERGEEVA, 1990, relataram que esta espécie pode ser incluída no gênero *Tridentocapillaria*. Na descrição original do taxon, WAKELIN et al., 1970, enfatizaram as semelhanças morfológicas da *T. tridens* (= *C. tridens*) e, encontraram diferenças entre as duas espécies (*T. tridens* e *T. parusi*) nas características morfométricas em machos e fêmeas, no tamanho, na morfologia dos ovos e na formação do processo dorsal mediano da pseudobursa. De acordo com Wakelin et al., 1970, a extremidade do processo é dividida em dois pequenos lobos na *T. parusi*. Na *T. tridens*,

entretanto, a extremidade do processo dorsal não era dividida. BARUS & SERGEEVA, 1990, consideram esta característica como sendo a mais importante para a diferenciação entre as duas espécies. WAKELIN et al., 1970 evidenciaram a validade da *C. parusi* (= *T. parusi*) ser sustentada também pelo encontro deste taxon em hospedeiros da família Paridae (na opinião de Wakelin et al., 1970, foi o primeiro relato de Capillariidae em pássaros desta família). BARUS & SERGEEVA, 1990, consideram possível incluir esta espécie no gênero *Tridentocapillaria* porque a morfologia está de acordo com a classificação genérica.

1.2.4. *Tridentocapillaria javanensis*, Walkelin, Schmidt e Kuntz, 1971,

Encontrada no intestino de diversos pássaros da ordem Piciformes na Tailândia e em Borneo. BARUS & SERGEEVA, 1990, não diferenciaram a *T. javanensis* da *T. eurycerca*. Ambas as espécies possuem fêmeas com apêndice vulvar, ovos medindo 0,05 mm e machos com pseudobolsa e espículo longo (entre 2 e 2,7 mm).

1.3. Patogenia e significado clínico

Os parasitos do gênero *Capillaria* possuem a extremidade anterior encravada na mucosa de seu habitat no hospedeiro definitivo. Infecções leves podem provocar baixos ganhos de peso. Em caso de necrose severa no intestino, ocorrerá diarreia, anorexia e caquexia. Neste caso a resposta, à medicação, poderá não ser satisfatória (FOWLER, 1986). WALLACH & BOEVER, 1983, descrevem uma diarreia

aquosa esverdeada e a possibilidade da parasitose tornar-se progressivamente crônica.

Em infecções maciças causam: inflamação diftérica, necrose, extravasamento de proteína plasmática e emaciação e, na infecção intestinal causam diarreia. A mortalidade nestes casos pode ser alta. Os sinais clínicos destas parasitoses (qualquer que seja a localização do parasita) não são patognomônicos e a ave poderá apresentar: asas caídas, penas arrepiadas, prostração, emagrecimento, retardo no crescimento, anorexia, emaciação, anemia progressiva, caquexia, enterites (geralmente de aspecto mucoso), podendo surgir paresias ou paralisias.

Quando as espécies parasitam o esôfago ou o inglúvio (*Capillaria contorta* ou *Capillaria annulata*) poderá ocorrer: coriza, produção excessiva de muco no esôfago, incoordenação dos movimentos da cabeça e pescoço, com oscilações para frente e para trás, como se fosse um ato de deglutição, timpanismo do inglúvio (presença de gás sem alimentos), “indigestão ingluvial parasitária” com engurgitamento do esôfago e do inglúvio, por “sobrecarga alimentar”, acarretando dispnéia e asfixia, devido à compressão do nervo pneumogástrico e crises de epilepsia (RITCHIE, 1994).

Os sinais clínicos e as lesões que as helmintoses acarretam são originários de várias causas: espoliação, influências mecânicas (traumatismos e irritação dos tecidos, devido à fixação, penetração profunda nas paredes do tubo digestivo, entre outros), acarretando reações inflamatórias, neoplasias, distensões orgânicas, excitação de filetes nervosos, obstrução e ruptura (quando há grande quantidade de parasitos), ação tóxica, devido às toxinas excretadas ou secretadas pelo parasita (paresias, paralisias, incoordenação motora, perturbações metabólicas, tendo como

conseqüência anemias, caquexia, anorexia, dentre outros), conforme (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935).

RITCHIE, 1994, enfatiza a importância de um controle de rotina e a necessidade constante de vistoria das aves. Cita ainda que os parasitismos internos encontram-se geralmente associados a outras enfermidades, sugerindo que esta combinação de doenças atua em sinergismo.

As alterações histológicas e anatômicas dependem do número de parasitos e são via de regra oriundas de uma inflamação local, geralmente superficial, que condicionam uma inflamação regional com super-produção de muco, formação de petéquias (nos pontos de fixação do parasita) e de pseudo-membranas fibrinosas. Quando se fixam mais profundamente podem causar lesões glandulares, de natureza neoplásica (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935).

Nos cortes histológicos do intestino, na camada mucosa, entre as vilosidades, existem muitas secções de helmintos, podendo estar dentro das vilosidades (sendo mais numerosas na parte média das vilosidades). Este fato significa que a *Capillaria* não costuma descer até o fundo das criptas de Lieberkühn. No corion das vilosidades é onde se vêem mais numerosas células, as sideroferas. Estes depósitos de hemosiderina são o "reliquat" de hemorragias anteriores determinadas pela ação do parasita. Nessa zona se vêem também pequenas erosões que deveriam ser o ponto de implantação dos parasitos destacados "post-mortem" (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935). No corion das vilosidades parasitadas observam-se raras granulações eosinofílicas ou basófilas. Observa-se também o aumento dos núcleos redondos com membrana nuclear nítida e rede de cromatina com quatro ou cinco espessamentos nodosos, são núcleos do tecido reticular que

formam o esqueleto da vilosidade (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935).

A *Capillaria annulata* foi observada em diversas aves (faisões, perus, galinhas) causando diferentes tipos de lesões como: necrose extensa da mucosa, com descamação nítida do epitélio, sendo que as galerias feitas pelo parasita na mucosa parecem não serem necróticas; hiperemia dos tecidos, infiltração difusa de eosinófilos, com infiltração mais pronunciada de células plasmáticas na mucosa e submucosa, dilatações glandulares, massas necróticas de contornos irregulares em certas zonas do esôfago e ingluvío, degeneração caseosa dos folículos linfáticos e infiltração da região parasitada por células linfocitárias em maior quantidade do que as células plasmáticas, odor pútrido à abertura do esôfago e do ingluvío (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935).

As lesões causadas pela *Capillaria contorta* coincidem com as assinaladas para a *Capillaria annulata*.

Para a *Capillaria longicollis* (*Capillaria caudinflata*) são citadas as lesões descritas em galiformes: dilatação do intestino delgado, próximo ao ceco, com conteúdo intestinal de odor pútrido e enterite folicular difteróide na parede da região dilatada, lesões de necrose com descolamento do epitélio, submucosa e muscular com áreas de infiltração de filamentos de fibrina, fibrose crônica. A desintegração das fibras musculares circulares explicam a dilatação intestinal.

A *Capillaria collaris* causa em galinha uma vesícula sobre o intestino delgado e mesentério (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935). Outras lesões

encontradas em aves foram: espessamento da mucosa e depósito de líquido no ceco e reto.

1.4. Epidemiologia

A contaminação das aves geralmente é feita passivamente, através da ingestão do ovo contendo a larva no segundo estadio (larva infectante). Esses ovos, na maior parte das vezes, são ingeridos juntamente com alimentos que vão ao solo, com a água que pode estar contaminada com as fezes ou até mesmo com as pedrinhas ou areia que as aves ingerem para auxiliar na digestão. Os ovos ingeridos terão sua casca destruída no aparelho digestivo do hospedeiro definitivo, sendo as larvas liberadas. Estas, atingirão a maturidade sexual e iniciarão novo ciclo.

As aves jovens são mais suscetíveis às infestações por *Capillaria*. A *Capillaria obsignata* talvez seja a mais importante, pois, havendo ciclo evolutivo direto, tais infecções ocorrem em recintos fechados em aves mantidas em pisos densos (URQUHART, 1996). As *Capillaria obsignata* e *Capillaria caudinflata* necessitam de hospedeiro intermediário para iniciar o seu ciclo.

1.5. Diagnóstico

Os parasitismos geralmente não são percebidos clinicamente, pois, seus sinais clínicos são inespecíficos. Frequentemente os endoparasitos são encontrados associados a outras enfermidades. Este é o motivo pelo qual devemos realizar exames coproparasitológicos rotineiramente, o que inclui , além do exame microscópico (apenas poder-se-á identificar o gênero *Capillaria* e não a espécie,

pois, os ovos são análogos) o exame macroscópico das fezes (coloração e consistência). Porém, no caso de infecções maciças, podem não haver ovos nas fezes e, muitas vezes o diagnóstico definitivo será dado através da necropsia, após exame minucioso do aparelho digestivo, quando poderemos encontrar os parasitos adultos (URQUHART et al., 1996).

1.6. Tratamento

Várias são as drogas disponíveis para o controle de parasitos em aves, quer sejam aves de importância econômica ou aquelas expostas em zoológicos, mantidas em cativeiro. Nos últimos anos estas drogas vem sendo empregadas profilaticamente. As drogas atualmente disponíveis são: levamisole, ivermectin, fenbendazole, pirantel, moxidectin, mebendazole.

Em levantamento recente de literatura foram encontrados diversos artigos de autores que relatam a utilização destas drogas, porém, nenhum dos artigos refere-se ao uso das mesmas em Psittacidae.

LATALA & MAZURKKIEWICZ, 1985, utilizaram 17400 galinhas poedeiras e 130 pombos na Polônia, mostrando que o pirantel, na água de beber, em dose única de 50-100 mg por Kg de peso corporal ou 40 mg por Kg de peso corporal em dois dias consecutivos curou as infecções em galinhas. Em pombos, uma dose única de 40-50 mg por Kg de peso corporal ou 3 doses de 12,5-20,0 mg por Kg foram completamente eficazes contra *Ascaridia columbae* e *Capillaria sp* (baixas infestações iniciais). Os exames foram realizados aos 5-6 dias e aos 13-14 dias pós-

tratamento. Nestas doses, o pirantel não tem efeitos colaterais nos ovos das poedeiras e no índice de produtividade das galinhas.

REDDY & HAFEZ, 1988, testaram o fenbendazole quanto à sua eficácia quando administrado na alimentação de aves infectadas naturalmente com *Ascaridia galli* e *C. obsignata*. O Fenbendazole foi considerado eficaz contra estes nematodas quando administrado durante quatro dias consecutivos, na dosagem de seis gramas de Fenbendazole 25% para 15 Kg de alimento.

NORTON, YAZWINSKI & JOHNSON, 1991, induziram a contaminação de perus, livres de parasitos, com ovos de *Capillaria obsignata*, *Heterakis gallinarum* e *Ascaridia dissimilis*. Após 28 dias de contaminação, as aves foram divididas em quatro grupos e medicadas com as seguintes dosagens de fenbendazole: 15, 30, 45 ou 60 ppm, todas por seis dias consecutivos. Aos 31 dias pós-infecção, cinco grupos adicionais de aves foram medicados com fenbendazole a 15, 30, 45, 60 e 120 ppm. Estas últimas dosagens também foram dadas "ad libitum", porém, por três dias consecutivos. Um grupo serviu de controle, não tendo sido medicado. O tamanho dos grupos variou entre 17 e 19 aves. Todas as aves foram submetidas à necropsia 5 dias depois que a medicação foi retirada. O grupo controle permaneceu parasitado com as três espécies citadas. Todos os grupos medicados encontravam-se isentos de *Ascaridia dissimilis*, exceto o grupo em que a dosagem foi de 15 ppm por 6 dias (eficácia de 98,5%). Para *Heterakis gallinarum* obtiveram os seguintes resultados: 78,6% para 15 ppm por 3 dias a 100% para 120 ppm por 3 dias e para 45 ppm por 6 dias. Para *Capillaria obsignata* a taxa variou entre 30,8% para 15 ppm por 3 dias a 97,8% para 45 ppm por 6 dias.

AKKAYA, ARSLAN & GULANBER, 1994, trataram pombas (*Columba livia var. domestica*) parasitadas por *Ascaridia columbae* e *Capillaria sp* usando hidrocloridrato de levamisole 10%, administrado na dosagem de dois gramas por litro na água de beber. O tratamento foi repetido três vezes com dois dias de intervalo. Nenhum ovo de parasita foi encontrado nas fezes após 24 horas do início do tratamento e as aves permaneceram livres de parasitos por um mês. O anti-helmíntico foi considerado altamente eficaz contra os referidos parasitos.

Levamisol na água de beber também é considerado altamente eficaz, bem como uma série de benzimidazóis administrados na ração (URQUHART et al., 1996). WALLACH & BOEVER, 1983, também consideram eficaz o levamisol administrado oralmente na dosagem de 40 mg/Kg de peso.

TOPARLAK et al., 1995, constataram a eficácia do Moxidectin quando utilizado na dosagem de 0,2 mg por Kg de peso corporal administrado via intramuscular no combate à capilariose de dez pombas.

PAVLOVIC et al., 1996, utilizaram o mebendazole no tratamento de helmintoses de pássaros destinados à caça e pombos mantidos em condições controladas. Este experimento foi realizado na área de Belgrado entre 1988 e 1992. Foram encontradas em 1253 faisões, 14 espécies de helmintos, nos 493 perdizes tiveram três espécies de helmintos e nos 662 pombos tiveram 11 espécies de helmintos. Os exames de fezes resultaram negativos 1-2 semanas após a administração do mebendazole na dosagem de 120 mg por Kg de alimento administrado por um período de 14 dias.

OKSANEN & NIKANDER, 1989, utilizaram o Ivermectin em aves infectadas naturalmente, no caso, 29 galinhas da raça White Leghorn. Estas aves estavam contaminadas com *Ascaridia spp*, *Heterakis spp* e *Capillaria spp* e foram tratadas com 0,2; 2 ou 6 mg por Kg de Ivermectin intramuscular ou, 0,2 ou 0,8 mg por Kg de Ivermectin oralmente. As amostras fecais foram coletadas antes do tratamento e durante a necropsia, 2, 6 ou 16 dias após o tratamento, sendo o intestino também examinado quanto à presença de helmintos. Nenhum dos tratamentos apresentou resultados satisfatórios.

LAMKA, SVOBODOVA & SLEZKOVA, 1997, também utilizaram o Ivermectin no tratamento contra *Syngamus trachea* e *Capillaria spp* em 60 faisões. Este vermífugo foi administrado oralmente na dosagem de 1 X 0,8 mg por Kg de peso corporal; 1 X 1,6 mg por Kg de peso corporal; 3 X 0,8 mg por Kg de peso corporal ou 3 X 1,6 mg por Kg de peso corporal. A contagem de ovos nas fezes foi reduzida nos quatro tratamentos, mas o Ivermectin não foi considerado efetivo contra estes parasitos.

RITCHIE et al., 1986, lembram que dosagens e composições que são seguras para certas espécies de aves podem ser tóxicas para outras e, descreveram alguns efeitos colaterais como: regurgitação, ataxia, catatonia, dispnéia e morte em Psittaciformes e Galliformes quando submetidos a anti-helmínticos como o hidrocloreto de levamisole administrado via oral e o fosfato de levamisole administrado via injetável. Estes efeitos são imediatos e as aves sobreviventes estarão clinicamente normais em uma hora após a aplicação do anti-helmíntico. Quanto ao uso do ivermectin diluído em propileno glicol, administrado via intramuscular, os mesmos autores relataram que podem ocorrer reações tóxicas em

periquitos australianos. Consideraram igualmente eficaz e, segura, a administração oral ou tópica deste princípio ativo, desde que quando fosse utilizado o propileno glicol como veículo o mesmo fosse homogeneizado. Observaram que produtos que contenham este veículo podem causar abscessos ou reações tóxicas.

HARRISON et al., 1986, relataram que o praziquantel e o fenbendazole têm sido causa de problema em pássaros canoros e pombas causando desde má formação das penas até vômito e morte.

1.7. Controle

O controle deve ser realizado através das medidas básicas de higiene e de medidas individuais ou, em muitos casos, a desverminação preventiva e sistemática em massa. As medidas visam não a destruição completa dos helmintos na ave e ovos no exterior, nem sempre possível, mas, principalmente a manutenção do “índice de infecção helmíntica” em um nível baixo, incapaz de afetar a saúde das aves (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935).

No caso das infecções, onde há necessidade de hospedeiro intermediário, deve-se fazer um controle dos mesmos e, enclausurar as aves após a desverminação (período em que ocorre a maior eliminação de ovos). Também deve ser removido o piso, quando este for de areia ou outro material que possa ser trocado. WALLACH & BOEVER, 1983, consideram que as fezes poderão estar livres de ovos de *Capillaria spp* 48 a 72 horas após o tratamento e acrescentam que as aves devem ser colocadas em um local isento de ovos de parasitos para evitar a recontaminação.

No caso da *Capillaria obsignata*, são essenciais limpeza e flambagem dos recintos, além de, troca do substrato do recinto e uso de anti-helmínticos.

Nunca introduzir em uma criação aves provenientes do exterior sem o prévio exame de fezes negativo para helmintos e Eimeriidae (TEIXEIRA DE FREITAS & LINS E ALMEIDA, 1935).

2. ASCAROIDEA

Serão descritos a seguir duas espécies de parasitos da superfamília Ascarioidea, pois, houve certa incidência de ovos destas espécies de parasitos nas fezes e, a ocorrência de parasitos desta superfamília em material da década de 80 do Departamento de Zoológico da Prefeitura Municipal de Curitiba.

2.1. *Ascaridia columbae*

(Gmel, 1790, in YAMAGUTI, 1961). Este gênero pertence à superfamília Ascarioidea e é o maior parasita de aves domésticas, acometendo também as aves selvagens.

As espécies que já foram encontradas em psittacinae incluem: *Ascaridia columbae*, *Ascaridia galli* e *Ascaridia platycerci*. RITCHIE et al., 1994, questionam a validade de outras espécies descritas.

São vermes opacos de coloração esbranquiçada, grandes, com as fêmeas atingindo até 12 cm de comprimento, para URQUHART et al, 1996. Para AURANGZEB & MANNAN, 1993, o comprimento é de aproximadamente 35 mm e a

largura de 15mm. Habitam o intestino delgado. Não há cápsula bucal e, a boca consiste simplesmente numa pequena abertura circundada por três lábios bem desenvolvidos, sendo um dorsal e dois latero-ventrais, com uma papila pequena. O esôfago possui forma de clava e cutícula estriada.

A fêmea possui vulva situada no meio do corpo. A extremidade posterior do corpo é reta, cônica e terminada em ponta.

O macho é menor do que a fêmea, com papila caudal, cinco pares pós-anais, quatro pares adanais e três pares pré-anais. Extremidade posterior do corpo recurvada.

O ovo é distalmente oval, com casca lisa, não podendo ser facilmente distinguido do ovo de *Heterakis* sp, também comum em aves. O ovo pode ser ingerido por minhocas (hospedeiros transportadores) e, torna-se infectante em temperaturas ideais em um mínimo de três semanas, sendo viável por muito tempo (RITCHIE et al., 1994). Fazem ciclo tissular. O período pré-patente varia entre cinco e seis semanas em pintinhos a oito semanas ou mais em aves adultas. Os vermes vivem aproximadamente um ano.

2.1.2. *Patogenia e significado clínico*

Ascaridia não é um verme altamente patogênico, sendo mais problemático em aves jovens. O principal efeito é observado durante a fase pré-patente, quando as larvas estão na mucosa, causando enterite, geralmente catarral ou, nas infecções maciças, enterites hemorrágicas. Nas infecções moderadas, os vermes adultos são bem tolerados sem sintomatologia clínica, mas, em grande quantidade, poderão

causar obstrução intestinal (URQUHART et al., 1996). RITCHIE et al, 1994, relatam que infecções moderadas podem causar má absorção, perda de peso, anorexia, anormalidades no crescimento e diarreia e, nas infecções maciças, intususcepção, obstrução intestinal e morte.

As aves adultas são consideradas portadores assintomáticos e, os reservatórios da infecção ficam no solo (ovos ou hospedeiros transportadores que ingeriram ovos).

2.1.3. Diagnóstico

O diagnóstico conclusivo deve ser realizado pós-morte. Isto se deve ao fato da semelhança entre os ovos de *Ascaridia* e *Heterakis*. No período pré-patente, as larvas são encontradas no conteúdo intestinal e raspados da mucosa.

2.1.4. Epidemiologia

A ascaridiose é considerada um problema em criações extensivas, devendo as aves jovens serem criadas em um local previamente não ocupado por aves adultas. Também é um problema em galinheiros com camas densas.

Os ovos são resistentes a desinfetantes, podendo ser controlados com a flambagem dos recintos (RITCHIE et al., 1994).

2.1.5. Tratamento

O tratamento com sais de piperazina, levamisol ou um benzimidazol podem ser administrados na água de beber ou na ração. As cápsulas contendo fenbendazol para uso em pombos também são altamente eficientes.

2.2. Heterakis sp

(Heterakidae: Railliet & Henry, 1914, in YAMAGYTI, 1961)

Este gênero também pertence à superfamília Ascaroidea. Parasita aves domésticas e selvagens, sendo de distribuição cosmopolita. Os parasitos são pequenos, quando comparados ao gênero *Ascaridia*, atingindo até 1,5 cm de comprimento e, possuindo cauda pontiaguda e alongada. Possuem coloração esbranquiçada e habitam o intestino grosso (ceco). São facilmente visíveis ao exame macroscópico. No exame microscópico observa-se a presença de uma grande ventosa pré-cloacal no macho e asas caudais proeminentes sustentadas por grandes papilas caudais. As espécies são diferenciadas através do espículo dos machos (URQUHART et al., 1996).

Os ovos possuem forma ovóide e têm casca lisa, sendo difícil distinguí-los dos ovos de *Ascaridia*. Os ovos tornam-se infectantes no solo em aproximadamente duas semanas em temperaturas ideais. As minhocas podem servir de hospedeiros transportadores (ovos apenas passando pelo intestino) ou como hospedeiros paratênicos (eclosão do ovos com a larva de segundo estadio indo para os tecidos, aguardando a ingestão pelas aves). No *Heterakis gallinarum*, todas as três mudas parasitárias parecem ocorrer na luz cecal, mas na infecção por *Heterakis isolonche*

as larvas eclodidas entram na mucosa cecal e atingem a maturidade em nódulos. Cada nódulo tem uma abertura para o intestino por onde os ovos chegam à luz. O período pré-patente do gênero é de aproximadamente quatro semanas.

2.2.1. Patogenia e significado clínico

O *Heterakis gallinarum* é comum em aves domésticas e considerado não patogênico. Tem papel importante como vetor do protozoário *Histomonas meleagridis*, o qual pode ser transmitido através do ovo do *Heterakis gallinarum* ou de minhocas contendo larvas eclodidas do verme. O *Heterakis isolonche*, parasita de aves de caça, é patogênico, causando grave inflamação dos cecos, com nódulos projetando-se das superfícies peritoneal e mucosa. Provocam diarreia com emaciação progressiva, podendo ocorrer a morte da ave no caso de infecções maciças.

2.2.2. Diagnóstico

O diagnóstico é realizado através do exame coproparasitológico (presença de ovos) ou pela presença de vermes ou de nódulos cecais contendo vermes adultos na necropsia.

2.2.3. Tratamento

Como tratamento podem ser usadas: a piperazina, o levamisol e uma série de benzimidazóis (URQUHART et al., 1996). O controle é realizado através de limpeza e higienização dos recintos.

3. HEMATOLOGIA AVIÁRIA

O hemograma possui papel importante no auxílio ao diagnóstico de diversas doenças. Encontra-se alterado no caso de parasitismo, hemoparasitoses, anemias de diversos tipos, inflamações e outros estados que afetem a homeostase. Existe uma limitação de dados quanto à hematologia e bioquímica do sangue de aves, principalmente no que se refere a aves selvagens (FOWLER, 1986). RITCHIE et al., 1994, citaram que pode ser colhido um volume de sangue de 1% do peso corporal com poucos efeitos prejudiciais.

As células do sangue das aves são os eritrócitos, os heterófilos, os linfócitos, os eosinófilos, os basófilos, os monócitos e os trombócitos e, algumas destas diferem das células dos mamíferos, seja quanto à morfologia ou quanto à sua função. As aves possuem eritrócitos nucleados, trombócitos nucleados e heterófilos, que se assemelham aos neutrófilos de mamíferos (JAIN, 1993). As funções dos eosinófilos e basófilos não está bem definida (RITCHIE et al., 1994).

Quando submetidas ao manuseio, as aves sofrem estresse e, conseqüentemente, ocorrem alterações do hemograma. As principais alterações são observadas na série branca, como o aumento no número de leucócitos totais (leucocitose), com linfopenia e heterofilia (na liberação de corticosteróides), sendo

este um dado muito importante para interpretação do exame. RITCHIE et al., 1994, descreveram que há uma grande variação em leucogramas normais entre aves de uma mesma espécie e caso não existam valores de referência para determinada espécie, deve-se recorrer aos valores de várias aves consideradas saudáveis. Campbell, 1994 (in RITCHIE et al., 1994), relatou que uma contagem de leucócitos superior a 10000 células por microlitro de sangue é considerada sugestiva de leucocitose em Psittacinae adultos mantidos em cativeiro. Todavia, uma contagem elevada pode ser considerada normal nestas aves, quando não acostumadas ao manuseio. Esse fenômeno chama-se leucocitose fisiológica (liberação de adrenalina) ou leucocitose por resposta a estresse (RITCHIE, 1994). Deve-se utilizar a contagem diferencial quanto ao número e tipo de células presentes no leucograma, como auxílio ao diagnóstico clínico.

O número de eritrócitos nas aves varia entre 1,5 a 6,6 milhões. Dentro de uma mesma espécie o número de células vermelhas pode variar de acordo com a idade, o sexo, o nível de andrógenos, estrógenos e hormônios tiroideanos circulantes, com a hora do dia, estação do ano, altitude, nutrição e provavelmente com outros fatores (FOWLER, 1986).

O hematócrito normal varia entre 35 e 55% (RITCHIE et al., 1994), um percentual inferior indica anemia e superior indica desidratação ou policitemia. FOWLER, 1986, considera que uma anemia regenerativa possa ter como uma das causas o parasitismo sangüíneo ou gastrointestinal. Também tem sido relatadas ocasionalmente, eosinoflias associadas às infecções gastrointestinais causadas por nematodas como *Capillaria* e *Trichostrongylus* e, por hemoparasitas (FOWLER, 1986; HARRISON et al., 1986; RITCHIE et al., 1994). RITCHIE et al., 1994,

relataram que a função do eosinófilo não é clara nas aves e que esta difere totalmente da função atribuída aos eosinófilos de mamíferos. A eosinofilia pode estar associada a reações alérgicas e a condições de trauma tecidual acentuado.

O aumento na contagem de heterófilos indica resposta inflamatória e, associado a uma leucocitose, pode estar relacionado a agentes infecciosos (bactérias, fungos, *Chlamydia sp*, helmintos), ou não infecciosos (injúria traumática, tóxica). Uma leucocitose de leve à moderada associada a heterofilia e linfopenia pode ser resultado de um excesso de glicocorticosteróides exógenos ou endógenos, como resposta ao estresse.

JAIN, 1993, observou que uma linfocitose moderada ocorreu em aves com inflamações não específicas, como infecções bacterianas, helmintoses, infecções virais crônicas e leucemias.

MATERIAL E MÉTODOS

1. ANIMAIS

Colheu-se amostras de fezes e de sangue de 62 psitacídeos de 26 espécies distintas, sendo 29 fêmeas, 27 machos e seis indivíduos de sexo não determinado, pertencentes ao Departamento de Zoológico da Prefeitura Municipal de Curitiba. Todas as aves que participaram deste experimento permaneceram em seus recintos de origem, localizados no Passeio Público (exceção de um casal de papagaio peito roxo que foi permutado antes do final deste trabalho). As espécies, classificadas conforme SIBLEY & MONROE, 1.990, foram:

- 1) *Amazona amazonica*, Linnaeus, 1766 (papagaio do mangue), dois exemplares;
- 2) *Amazona brasiliensis*, Linnaeus, 1758 (papagaio cara-roxa), dois exemplares;
- 3) *Amazona farinosa*, Boddaert, 1783 (papagaio moleiro), dois exemplares;
- 4) *Amazona rhodocorytha*, Salvadori, 1890 (papagaio do Espírito Santo), dois exemplares;
- 5) *Amazona vinacea*, Kuhl, 1820 (papagaio peito-roxo), dois exemplares;
- 6) *Amazona xanthops*, Spix, 1824 (papagaio galego), dois exemplares;
- 7) *Anodorhynchus hyacinthinus*, Latham, 1790 (arara azul), dois exemplares;
- 8) *Ara chloroptera*, Gray, 1859 (arara vermelha), dois exemplares;
- 9) *Ara macao*, Linnaeus, 1758 (arara macau), dois exemplares;
- 10) *Ara rubrogenys*, Lafresnaye, 1847 (arara da frente vermelha), dois exemplares;

- 11) *Ara severa*, Linnaeus, 1758 (arara severa), dois exemplares;
- 12) *Aratinga aurea*, Gmelin, 1788 (periquito rei), quatro exemplares;
- 13) *Aratinga solstitialis*, Linnaeus, 1758 (jandaia sol), três exemplares;
- 14) *Brotogeris chrysopterus*, Linnaeus, 1766 (periquito de asas douradas), dois exemplares;
- 15) *Cyanoliseus patagonus*, Vieillot, 1818 (arara da Patagônia), dois exemplares;
- 16) *Deroptyus accipitrinus*, Linnaeus, 1758 (anacã), dois exemplares;
- 17) *Guaruba guarouba*, Gmelin, 1788 (ararajuba), dois exemplares;
- 18) *Myiopsitta monachus*, Boddaert, 1783 (catorrita), dois exemplares;
- 19) *Pionites leucogaster*, Kuhl, 1820 (marianinha); dois exemplares;
- 20) *Pionopsitta pileata*, Scopoli, 1769 (cuiu-cuiu); dois exemplares;
- 21) *Pionus menstrus*, Linnaeus, 1766 (curica violeta); dois exemplares;
- 22) *Propyrrhura auricollis*, Cassin, 1853 (arara de colar), quatro exemplares;
- 23) *Propyrrhura maracana*, Vieillot, 1816 (arara maracanã); dois exemplares;
- 24) *Pyrrhura leucotis*, Kuhl, 1820 (tiriva de orelha branca); quatro exemplares;
- 25) *Pyrrhura perlata*, Spix, 1824 (tiriva pérola); três exemplares;
- 26) *Triclaria malachitacea*, Spix, 1824 (sabiá sica), quatro exemplares.

2. RECINTOS

Estes Psittacidae permaneceram alojados em seus respectivos recintos, dentro de dois setores do Passeio Público (parque localizado no centro de Curitiba pertencente ao Departamento de Zoológico da Prefeitura Municipal de Curitiba). Os casais de *Anodorhynchus hyacinthinus*, *Ara chloroptera*, *Ara macau*, *Ara rubrogenys*, *Ara severa*, *Propyrrhura maracana*, *Propyrrhura auricollis* (dois casais em recintos distintos), *Deropyus accipitrinus*, *Triclaria malachitacea*, *Cyanoliseus patagonus* e *Guaruba guarouba* estavam alojados no setor Viveiro Novo que possui 12 recintos, 6 em cada lado, contíguos, separados por um corredor central. Os recintos deste setor (figura 01) medem: 4,47 m de comprimento por 2,30 m de altura na área de solário e, 1,31m de de comprimento por 3,40 na parte mais alta do "in door" (parte interna), com largura de 2,50 m em ambas as partes. Existe uma porta de acesso do corredor para cada recinto e, uma da parte interna do recinto para o solário. Dentro do "in door" ficam os acessos aos ninhos dos Psittacidae. Em cada recinto há um cocho de água que é feito de concreto e fica no chão. O cocho de alimento fica suspenso sobre um poleiro. O piso dos recintos é de areia. Existe uma mureta de proteção nas laterais e na frente dos recintos. A divisão entre os recintos é feita por dupla tela com espaço entre elas, para que os animais não briguem. A frente dos recintos é de tela de arame malha número 2.

Os recintos pertencentes ao setor Belém (figura 02), também são contíguos e medem aproximadamente 2,5 m de comprimento por 3,0 m de largura e 2,0 m de altura e todos possuem ninho. São feitos de tela de arame malha número 2 ou 4 (conforme a espécie) fixadas em cano. Na parte de trás e nas laterais do recinto existe uma proteção de chapa de metal. Há uma cobertura de telhas nos fundos. Os



Figura 01: Recinto do setor Viveiro Novo, para Psittacidae, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil.

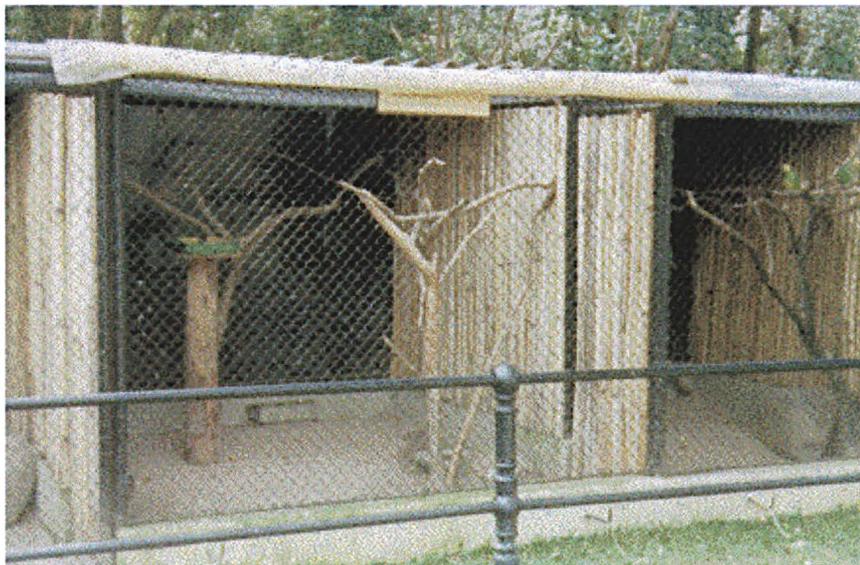


Figura 02: Recinto do setor Belém, para Psittacidae, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil.

cochos, os bebedouros e o piso são semelhantes ao setor Viveiro Novo. O acesso entre os recintos é através de portas (alguns são interligados).

3. EXAME CLÍNICO DAS AVES

As aves destinadas ao trabalho foram examinadas clinicamente, durante as coletas de fezes, para constatação de que estavam isentas de ectoparasitos, dos quais existe um grande número que pode se alimentar de sangue, alterando o hemograma. Este fato é importante, pois, existem piolhos que apesar de serem ectoparasitos mastigadores, podem causar anemia grave, perfurando pequenas penas e se nutrindo de sangue. Também ocorre uma espécie de pulga hematófaga (URQUHART et al., 1996).

4. TRATAMENTOS

4.1. Tratamento 1

Antes do início do experimento, em junho de 1998, todas as aves foram desverminadas com ivermectin na dosagem de 400 microgramas por kg de peso corporal administrado via subcutânea para que se pudesse iniciar o experimento com todas as aves isentas de parasitos. Após dez dias deste procedimento, realizou-se exames coproparasitológicos pelo método de Willis & Mollay e, constatou-se que 35 % deles permaneceram positivos.

4.2. Tratamento 2

As aves que resultaram positivo em seus exames de fezes, após o tratamento 1, foram submetidas à desverminação com cloridrato de levamisole, também em junho de 1998, na dosagem de 4 mg/kg de peso corporal administrado via subcutânea e acompanhadas após dez dias, sempre com resultado negativo.

4.3. Tratamento 3

As aves que tiveram resultado positivo nos exames coproparasitológicos realizados de julho até outubro, foram desverminadas com cloridrato de levamisole solução injetável na dosagem de 4 mg/kg de peso corporal administrado via subcutânea ou com cloridrato de levamisole (comprimido macerado) na dosagem de 15 mg/kg de peso corporal administrado via oral, este último procedimento foi utilizado em pequenos Psittacidae (abaixo de 100 gramas). Em um período de dez dias após esta desverminação foram realizados novos exames nestas aves, constatando-se sempre que o resultado era negativo para todas elas. Após outubro, os animais não foram mais desverminados, sendo acompanhados mensalmente através de exames de fezes.

5. EXAMES COPROPARASITOLÓGICOS

Os exames coproparasitológicos servem para detectar diversos parasitos no hospedeiro, através da pesquisa de ovos de helmintos, oocistos de protozoários ou do próprio parasita nas fezes.

Em todas as aves foram realizados exames de fezes mensais por um período de 12 meses, de julho de 1998 à junho de 1999. Para a coleta de fezes, os Psittacidae foram colocados em gaiolas individuais com o fundo coberto por jornal, o tamanho destas variou conforme a espécie alojada. O horário utilizado para a coleta de fezes foi às 13:00 horas aproximadamente e as aves eram liberadas para seus respectivos recintos em torno das 16:30, tendo em vista a alimentação ser ministrada no período da manhã.

As aves que estavam em período de acasalamento, em fase de postura ou com filhotes, não foram colocadas em gaiolas, permanecendo em seus recintos a fim de que não houvesse alteração em seu ciclo reprodutivo normal, para que pudessem chocar ou cuidar de seus filhotes. Quaisquer alterações poderiam interferir em suas atividades biológicas. As fezes destas aves foram coletadas do chão dos recintos, coletivamente.

Antes do procedimento dos exames específicos para a pesquisa de ovos de parasitos, as amostras de fezes eram examinadas a fresco. Observou-se seu aspecto, coloração e consistência. Também pesquisou-se a presença de muco ou sangue, de helmintos adultos e de segmentos de cestódeos. Após este procedimento, as fezes foram acondicionadas em embalagem plásticas e colocadas na geladeira (refrigeradas) até a realização dos exames, dentro de um período máximo de três dias. Os ovos de nematóides eclodem em poucos dias e a identificação através das larvas é mais difícil quando comparada aos ovos (SLOSS, ZAJAC & KEMP, 1999).

O exame microscópico de fezes foi realizado através de um conjunto de métodos que determinam com maior fidelidade o resultado tanto qualitativamente quanto quantitativamente.

Os exames utilizados foram: esfregaço direto (item 5.1), Gordon & Whitlock (modificado) (item 5.2), Willis & Mollay (item 5.3) e, Hoffman, Pons & Janer (item 5.4).

5.1 Exame ou esfregaço direto

Método qualitativo. Uma pequena quantidade de fezes é misturada com uma gota de solução fisiológica e corada com lugol fraco na própria lâmina. A preparação é coberta com uma lamínula para posterior observação ao microscópio óptico em aumento de 100 vezes para ovos de helmintos e 400 vezes para protozoários. A desvantagem desta técnica no uso das fezes coletadas do chão dos recintos foi a grande quantidade de areia presente, a qual dificultava o esfregaço.

5.2 Método de Gordon & Whitlock, 1939

Exame de fezes quantitativo, baseado na flutuação de ovos de helmintos ou cistos de protozoários. Triturar dois gramas de fezes com bastão de vidro em um copo. Misturar bem estes dois gramas de fezes em 28 ml de solução de flutuação perfazendo 30 ml, esta quantidade será posteriormente, a título de resultado, convertida em ovos por grama de fezes. Coar esta mistura em peneira fina. Homogeneizar o líquido e imediatamente encher as duas células da câmara de McMaster (SLOSS, ZAJAC & KEMP, 1999).

Esta mistura foi completada com solução saturada de Cloreto de Sódio para então proceder-se com o método de Willis e Mollay.

5.3 Willis e Mollay, 1921

Exame de fezes qualitativo, baseado na flutuação de ovos de helmintos ou cistos de protozoários. É um método baseado na flutuação de ovos leves de helmintos e cistos de protozoários em uma solução saturada de cloreto de sódio. O referido exame encontra-se descrito em HOFFMANN, 1987.

5.4 Hoffman, Pons & Janer, 1934 ou sedimentação espontânea

Método qualitativo. Baseado na sedimentação espontânea de ovos pesados e larvas de helmintos em água. As etapas deste procedimento encontram-se descritas em HOFFMANN, 1987.

Estes métodos são os mais utilizados, pois, quando usados em conjunto permitem detectar uma gama muito grande de ovos de helmintos nas fezes. Quando a quantidade de fezes era pequena, utilizou-se pelo menos dois dos métodos de exames coproparasitológicos citados.

6. PROCEDIMENTO DE COLETA DE MATERIAL PARA EXAME DE SANGUE

Foram retiradas duas amostras de sangue no decorrer do experimento. A primeira amostra foi retirada em agosto de 1999, para que se pudesse pesquisar a presença de hemoparasitos em todos os Psittacidae do presente trabalho (item 6.1).

A segunda amostra foi retirada entre março e maio de 2000 e foi destinada à realização do hemograma dos Psittacidae (item 6.2). Foram submetidas a esta segunda coleta 42 aves, as demais, estavam em período de acasalamento, cuidando de seus filhotes ou, foram destinadas a outras instituições e, três exemplares foram a óbito.

Os animais foram contidos fisicamente por um auxiliar e, outro auxiliar fez o garrote, por compressão na região um pouco acima àquela em que seria retirado o sangue. Quando necessário, foram retiradas algumas penas para melhor visualização do vaso. Desinfetou-se o local com algodão contendo álcool iodado e, procedeu-se à punção da veia ulnar (esta corre à superfície ventral da articulação úmero-rádio-ulnar), também chamada veia braquial (WALLACH & BOEVER, 1983), utilizando-se seringas de 1 ml e agulha 13 X 45 (26 G ½). Colheu-se apenas a quantidade de sangue necessária para a realização do exame, aproximadamente 0,01 a 0,05 ml. Após a retirada da agulha do vaso, o local foi comprimido com algodão por um dos auxiliares, para se evitar a formação de hematoma, muito comum em aves. Desconectou-se a agulha da seringa e, uma gota de sangue foi imediatamente distendida sobre uma ou mais lâminas (as quais foram previamente desengorduradas com álcool), formando-se então uma fina camada de sangue. Agitou-se a lâmina para que esta secasse rapidamente. Após este procedimento a lâmina com o sangue já seco foi identificada e, levada ao laboratório.

6.1. Pesquisa de hematozoários

O sangue utilizado para a pesquisa de hematozoários foi colhido dos 62 Psittacidae do presente trabalho, em agosto de 1.999. Corou-se as lâminas pela técnica de May-Grünwald-Giemsa (HOFFMANN, 1.987), que é indicada para a pesquisa de protozoários, microfilárias e rickettsias. Procedeu-se a leitura em microscópio ótico, utilizando-se objetiva de imersão.

6.2. Hemograma

Na segunda fase do experimento, de março a maio de 2000, as aves foram submetidas a nova colheita de sangue, para realização do hemograma.

O diferencial de leucócitos permitiu fazer a correlação entre o número de eosinófilos e os exames coproparasitológicos positivos e negativos. As amostras de fezes e sangue foram colhidas no mesmo dia.

O sangue foi colhido conforme descrito no item 6 e acondicionado em tubos Eppendorf contendo anticoagulante EDTA (sal dissódico do ácido etilenodiamino tetra acético) para o volume de 0,2 a 0,3 ml, nos periquitos e, para 0,5 ml, nos papagaios e grandes araras. Este volume foi suficiente para a realização dos exames desejados.

O hematócrito foi realizado em tubo para micro-hematócrito e centrifugado a 3.000 rpm por cinco minutos.

Os índices hematimétricos, VGM (Volume Globular Médio) e CHGM (Concentração de Hemoglobina Globular Média) foram calculados segundo a fórmula de WINTROBE (1932).

Para a determinação da hemoglobina utilizou-se o método da cianometahemoglobina com kit comercial Bioclin Quibasa e leitura em colorímetro fotoelétrico Metronic Modelo M2.

As lâminas utilizadas para a contagem diferencial de leucócitos foram realizadas logo após a colheita de sangue e coradas pelo método de Wright (HOFFMANN, 1987).

O exame diferencial para leucócitos foi realizado contando-se 100 células, divididas em heterófilos, linfócitos, eosinófilos, monócitos e basófilos, estabelecendo-se a porcentagem de cada célula. Utilizou-se objetiva de imersão para a leitura.

O sangue utilizado para a contagem de hemácias e leucócitos foi corado com azul de toluidina 0,01% em solução salina (SCHALMS, 1986), na quantidade de dez microlitros de sangue para um ml de corante (diluição de 1:100). Deixou-se esta mistura em repouso por aproximadamente 15 minutos, para melhor coloração das células. A leitura foi realizada em câmara de Neubauer em aumento de 400 vezes. Contou-se separadamente as hemácias e os leucócitos. As hemácias foram contadas usando-se cinco quadrados secundários do quadrado primário central de um lado da câmara, sendo os quatro quadrados das extremidades e o quadrado central secundário. O total de células foi multiplicado por 1000. Os leucócitos foram contados no quadrado central primário da câmara e multiplicados por 4000.

7. NECROPSIA

Os animais que foram a óbito no decorrer do experimento (*Aratinga aurea* 2-063, *Aratinga solstitialis* 2-033 e *Triclaria malachitacea* 3-028), foram submetidos à necropsia.

Inicialmente realizou-se um exame externo do animal, para verificação de sua condição corporal. Também foi examinada a cavidade bucal, local onde podem ser encontrados parasitos. Posteriormente, realizou-se uma incisão mediana ventral com bisturi (lâmina 24) da região do bico até a cloaca. Realizou-se a observação dos órgãos para identificação de lesões e a possível presença de parasitos. Por divulsão com os dedos retirou-se o aparelho digestivo: esôfago até a cloaca, para pesquisa de parasitos. Amarrou-se com um barbante cada segmento (esôfago, ingluvío, pró-ventrículo e intestinos, respectivamente) para que a identificação do parasita fosse realizada pelo órgão em que foi encontrado.

7.1. Pesquisa de parasitas gastrintestinais

Os segmentos retirados foram abertos longitudinalmente e pendurados em ganchos, com a mucosa exteriorizada. Foram então imersos em água à temperatura de 42 °C por duas horas, cada qual em um recipiente identificado. Após este período, raspou-se a mucosa com os dedos, sendo usadas luvas, para coleta dos parasitas e fixou-se o material em formol acético (1000 ml de soro fisiológico, 50 ml de formol 3% e 30 ml de ácido acético) em ebulição. O material foi colocado em placas de Petri e observado sob uma lupa, para que os parasitas pudessem ser coletados para identificação.

8. IDENTIFICAÇÃO DE PARASITOS DE PSITTACIDAE

Além das 62 aves envolvidas no experimento, foi identificado material proveniente do Departamento de Zoológico da Prefeitura Municipal de Curitiba, referente a cinco Psittacidae que foram a óbito na década de 80. Este material estava acondicionado em frascos contendo solução de formol acético. Estes frascos estavam identificados conforme a espécie, data do óbito, data da necropsia e provável causa *mortis* do animal.

Os parasitas foram colocados em placa de Petri, sob uma lupa, para que pudessem ser visualizados. Após este procedimento, os helmintos foram coletados da placa com um estilete e colocados em lâmina sobre as quais havia uma gota de goma de Berleze, para clarificação dos mesmos. Colocou-se a lamínula e levou-se o material ao microscópio em aumento de 100 vezes. Identificou-se o sexo dos parasitas e, passou-se para o aumento de 400 vezes para classificação quanto à espécie, no caso de Capillariinae, baseada no aparelho reprodutor.

RESULTADOS

1. Animais

Um total de 62 Psittacidae pertencentes à 15 gêneros distintos foram estudados. 64,48 % da população está representada por cinco gêneros, que são: *Amazona*, *Ara*, *Aratinga*, *Pyrrhura* e *Propyrrhura*. Os demais dez gêneros: *Triclaria*, *Anodorhynchus*, *Brotogeris*, *Cyanoliseus*, *Deropterus*, *Guaruba*, *Myiopsitta*, *Pionites*, *Pionopsitta* e *Pionus*, representam os 35,52 % restante (figura 03).

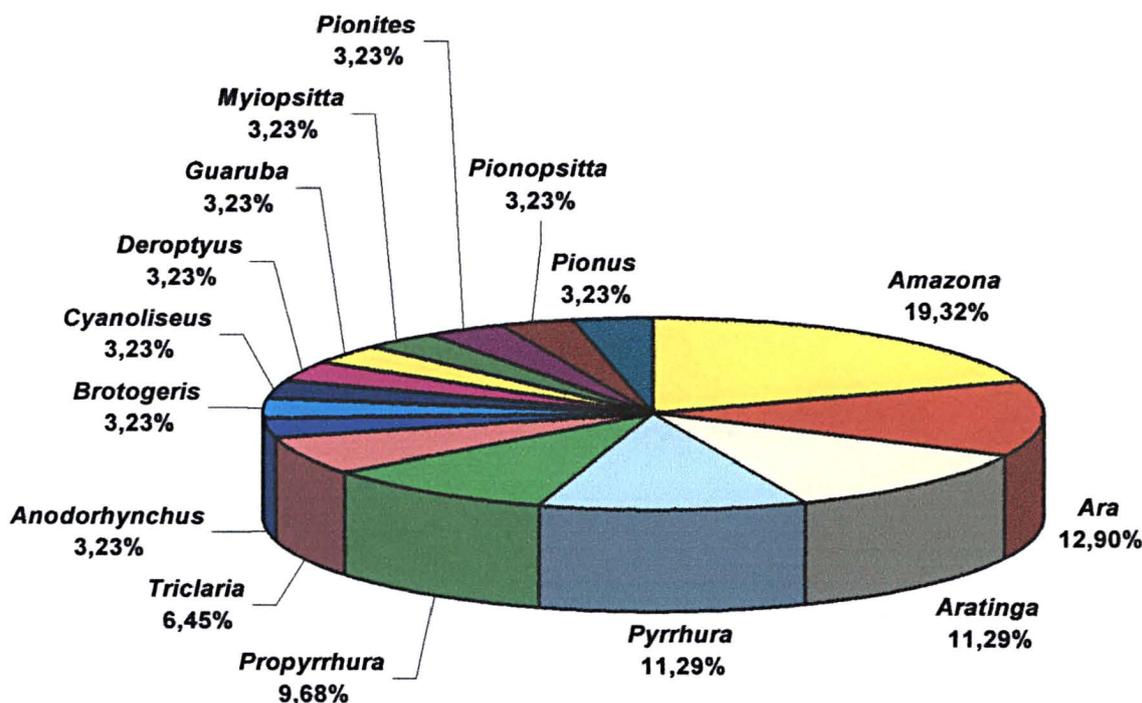


Figura 03 - Distribuição da população dos 62 Psittacidae estudados por gênero de ave no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, em Curitiba, Paraná, Brasil.

TABELA 01 – Resultado de exames coproparasitológicos realizados para aves da família Psittacidae no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba-Pr, Brasil.

N	ESPÉCIE	S	IDENT.	1998						1999					
				07	08	09	10	11	12	01	02	03	04	05	06
1.	<i>Amazona amazonica</i>	M	4-134	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
2.	<i>Amazona amazonica</i>	F	4-135	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
3.	<i>Amazona brasiliensis</i>	M	4-029	-	-	-	+	-	-	-	-	+	-	-	-
4.	<i>Amazona brasiliensis</i>	F	4-028	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
5.	<i>Amazona farinosa</i>	M	4-009	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
6.	<i>Amazona farinosa</i>	F	4-010	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
7.	<i>Amazona rhodocorytha</i>	M	4-116	-	-	-	-	-	+	-	-	-	+	+	+
8.	<i>Amazona rhodocorytha</i>	F	4-115	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
9.	<i>Amazona vinacea</i>	M	4-014	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
10.	<i>Amazona vinacea</i>	F	4-203	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
11.	<i>Amazona xanthops</i>	M	4-318	-	-	+	+	-	-	-	-	+	-	-	-
12.	<i>Amazona xanthops</i>	F	4-201	-	-	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-

N – Número sequencial S – sexo IDENT - Identificação M – Macho F – Fêmea
I – Sexo não determinado + - Positivo - - Negativo

TABELA 01 – Resultado de exames coproparasitológicos realizados para aves da família Psittacidae no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba-Pr, Brasil.

N	ESPECIE	S	IDENT.	1998						1999					
				07	08	09	10	11	12	01	02	03	04	05	06
13.	<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	M	5-002	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
14.	<i>Anodorhynchus hyacinthinu</i>	F	5-230	-	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
15.	<i>Ara chloroptera</i>	M	5-085	-	-	-	-	+	-	+	-	+	-	-	-
16.	<i>Ara chloroptera</i>	F	5-089	+	-	-	-	+	-	+	-	+	-	-	-
17.	<i>Ara macao</i>	M	5-001	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
18.	<i>Ara macao</i>	F	5-002	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
19.	<i>Ara rubrogenys</i>	M	4-022	-	-	-	+	-	-	-	-	-	+	-	-
20.	<i>Ara rubrogenys</i>	F	4-021	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-
21.	<i>Ara severa</i>	M	4-340	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
22.	<i>Ara severa</i>	F	4-351	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
23.	<i>Aratinga aurea</i>	F	2-061	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-	+	+
24.	<i>Aratinga aurea</i>	M	2-062	-	-	-	+	-	+	-	-	-	-	-	-

N – Número sequencial S – sexo IDENT - Identificação M – Macho F – Fêmea
I – Sexo não determinado + - Positivo - - Negativo

TABELA 01 – Resultado de exames coproparasitológicos realizados para aves da família Psittacidae no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba-Pr, Brasil.

N	ESPÉCIE	S	IDENT.	1998						1999					
				07	08	09	10	11	12	01	02	03	04	05	06
25.	<i>Aratinga aurea</i>	I	2-063	-	-	-	+	-	+	-	-	+	-	-	-
26.	<i>Aratinga aurea</i>	F	2-064	-	+	-	+	-	+	+	-	+	+	+	+
27.	<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-033	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	+
28.	<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-034	+	-	-	-	+	-	-	+	+	+	+	+
29.	<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-035	+	-	-	+	+	-	-	-	-	+	+	+
30.	<i>Brotogeris chrysopterus</i>	M	2-011	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-
31.	<i>Brotogeris chrysopterus</i>	F	2-021	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	+	+
32.	<i>Cyanoliseus patagonus</i>	M	3-031	+	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-
33.	<i>Cyanoliseus patagonus</i>	F	3-030	+	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	-
34.	<i>Deropterus accipitrinus</i>	M	4-018	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
35.	<i>Deropterus accipitrinus</i>	F	4-019	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
36.	<i>Guaruba guarouba</i>	M	3-081	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-

N – Número sequencial S – sexo IDENT - Identificação M – Macho F – Fêmea
I – Sexo não determinado + - Positivo - - Negativo

TABELA 01 – Resultado de exames coproparasitológicos realizados para aves da família Psittacidae no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba-Pr, Brasil.

N	ESPÉCIE	S	IDENT.	1998						1999					
				07	08	09	10	11	12	01	02	03	04	05	06
37.	<i>Guaruba guarouba</i>	F	3-010	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
38.	<i>Myiopsitta monachus</i>	M	2-041	-	+	+	+	-	+	+	+	-	-	-	-
39.	<i>Myiopsitta monachus</i>	F	S/	-	-	+	+	-	+	+	+	-	-	-	-
40.	<i>Pionites leucogaster</i>	M	3-036	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
41.	<i>Pionites leucogaster</i>	F	3-031	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
42.	<i>Pionopsitta pileata</i>	M	S/	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
43.	<i>Pionopsitta pileata</i>	F	S/	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-
44.	<i>Pionus menstrus</i>	M	2-030	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-
45.	<i>Pionus menstrus</i>	F	2-031	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
46.	<i>Propyrrhura auricollis I</i>	M	3-008	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
47.	<i>Propyrrhura auricollis I</i>	F	3-001	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
48.	<i>Propyrrhura auricollis II</i>	M	3-003	-	-	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-

N – Número sequencial S – sexo IDENT - Identificação M – Macho F – Fêmea
I – Sexo não determinado + - Positivo - - Negativo

TABELA 01 – Resultado de exames coproparasitológicos realizados para aves da família Psittacidae no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba-Pr, Brasil.

N	ESPÉCIE	S	IDENT.	1998						1999					
				07	08	09	10	11	12	01	02	03	04	05	06
49.	<i>Propyrrhura auricollis</i> II	F	3-001	-	-	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
50.	<i>Propyrrhura maracana</i>	M	3-025	-	-	+	-	+	-	-	-	-	-	-	+
51.	<i>Propyrrhura maracana</i>	F	3-024	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	+
52.	<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-051	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
53.	<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-052	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
54.	<i>Pyrrhura leucotis</i>	I	2-053	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
55.	<i>Pyrrhura leucotis</i>	M	2-054	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
56.	<i>Pyrrhura perlata</i>	F	2-055	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
57.	<i>Pyrrhura perlata</i>	M	S/	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
58.	<i>Pyrrhura perlata</i>	I	2-051	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-

N – Número sequencial S – sexo IDENT - Identificação M – Macho F – Fêmea
I – Sexo não determinado + - Positivo - - Negativo

TABELA 01 – Resultado de exames coproparasitológicos realizados para aves da família Psittacidae no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba-Pr, Brasil.

N	ESPÉCIE	S	IDENT.	1998						1999					
				07	08	09	10	11	12	01	02	03	04	05	06
59.	<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-352	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
60.	<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-361	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
61.	<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-028	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
62.	<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-053	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	--

N – Número sequencial S – sexo IDENT - Identificação M – Macho F – Fêmea
 I – Sexo não determinado + - Positivo -- Negativo

Na distribuição de Psittacidae por sexo existe uma predominância não significativa de fêmeas, 46,77 %, sobre os machos, 43,55 %. Do total de aves, 9,68 % não tiveram seu sexo determinado (figura 04, tabela 01).

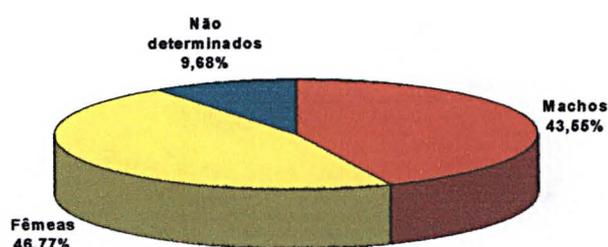


Figura 04 - Distribuição de Psittacidae por sexo : fêmeas , machos e aves de sexo não determinado, no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, em Curitiba, Paraná, Brasil.

2. Exames coproparasitológicos

Foram realizados 2.706 exames coproparasitológicos, pelos métodos: esfregaço direto, Gordon & Whitlock, Willis & Mollay e, Hoffman, Pons & Janer, em 62 Psittacidae, durante o período de um ano, de julho de 1998 à junho de 1999. Dentre os métodos testados, os de flutuação (Gordon & Whitlock e Willis & Mollay) apresentaram os melhores resultados, com 58 e 65 exames positivos respectivamente (tabela 02 , anexo 01).

Tabela 02 : Exames coproparasitológicos realizados, em Psittacidae, por método, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, em Curitiba, Paraná, Brasil.

MÉTODO	POSITIVOS	NEGATIVOS	NÃO REALIZADOS	TOTAL
Esfregaço direto	23	721	0	744
Gordon & Whitlock	65	656	23	744
Willis & Mollay	58	663	23	744
Hoffman, Pons & Janer	31	489	224	744
TOTAL	177	2.529	270	2.976

O método esfregaço direto demonstrou um índice de resultados negativos de 96,91 % e 3,09 % positivos. Nos exames positivos, constatou-se a presença de dois tipos de ovos de helmintos, *Ascaridia* e *Capillaria* (figura 05, anexo 01). Nos exames realizados houve prevalência significativa de *Capillaria*, 91,30 %, sobre *Ascaridia*, 8,70% (figura 06, anexo 01).

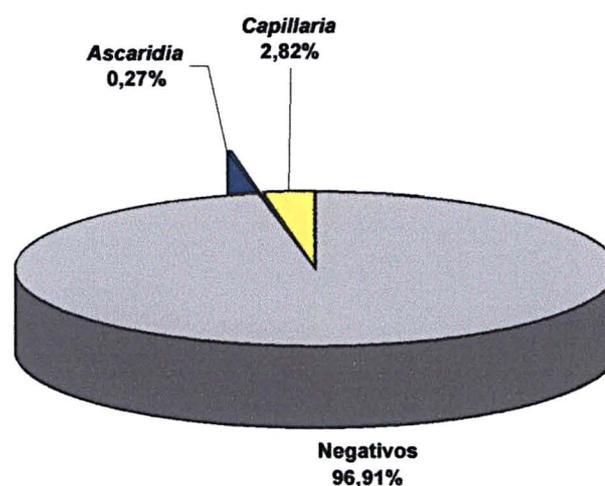


Figura 05 – Percentual de exames positivos e negativos pelo método direto para pesquisa de ovos de helmintos, em Psittacidae, realizada no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, em Curitiba, Paraná, Brasil.

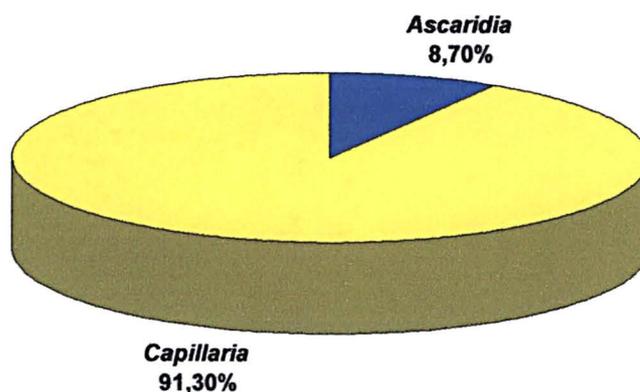


Figura 06 - Percentual para o gênero de helmintos entre os exames positivos pelo método direto, encontrado em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba,Paraná,Brasil.

No método Gordon & Whitlock obteve-se 88,17 % de resultados negativos e 8,74 % de resultados positivos para ovos de helmintos. Não foram realizados 3,09 % dos exames por este método, pois, não havia quantidade suficiente de fezes para a realização de todos os exames (figura 07, anexo 01). Nos exames realizados houve prevalência significativa do gênero *Capillaria*, 89,23 %, sobre os outros dois tipos de parasitas, sendo estes: 9,23 % *Heterakis* e 1,54 % Strongylidea (figura 08, anexo 01).

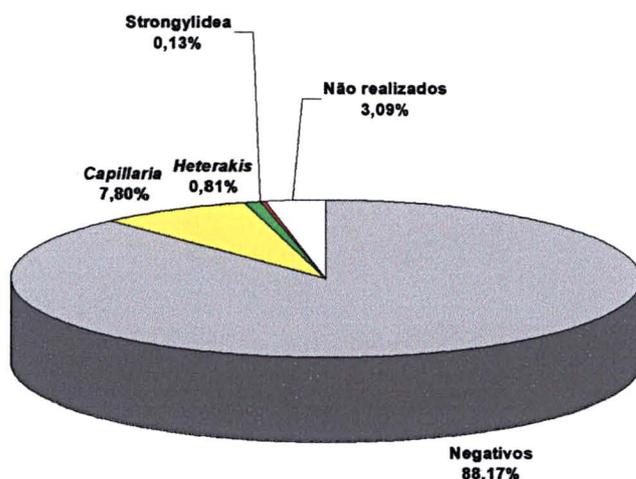


Figura 07 - Percentual de exames positivos , negativos e não realizados pelo método quantitativo (Gordon & Whitlock), em Psittacidae, no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, em Curitiba, Paraná, Brasil.

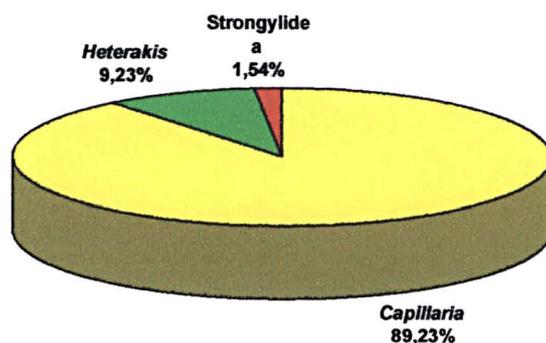


Figura 08 - Distribuição percentual de helmintos entre exames positivos para o método de Gordon & Whitlock, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil.

Para o método de Willis & Mollay foram analisadas 721 amostras , tendo 91,95 % de resultados negativos nos exames coproparasitológicos e 8,05 % de exames positivos para três tipos de helmintos (figura 09, anexo 01). Nos exames realizados houve prevalência do gênero *Capillaria*, 96,56 %, sobre os demais, *Ascaridia* e *Strongylidea*, cada qual com 1,72 % do total (figura 10, anexo 01).

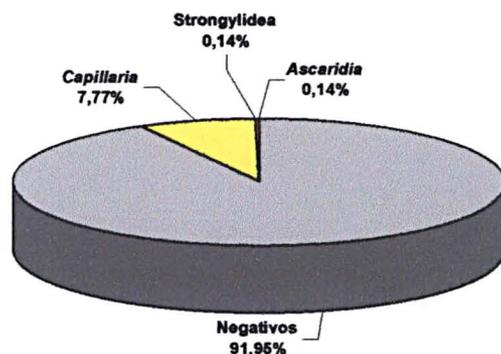


Figura 09 - Percentual de exames positivos e negativos pelo método de Willis & Mollay realizado em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, em Curitiba, Paraná, Brasil.

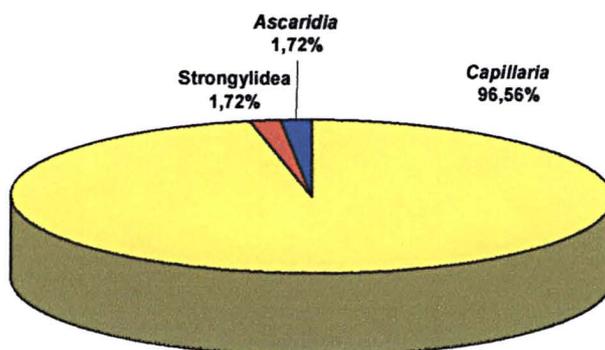


Figura 10 - Distribuição percentual por tipo de helminto entre os exames positivos para o método de Willis & Mollay, em Psittacidae, julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil.

Dos 744 exames realizados pelo método Hoffman, Pons & Janer obteve-se 65,73 % de resultados coproparasitológicos negativos e 4,16 % de resultados positivos para três gêneros diferentes de parasitas. Não foram realizados 30,11 % dos exames por este método, por falta de material suficiente para análise (figura 11, anexo 01). Nos exames realizados, houve prevalência significativa do gênero *Capillaria* com 90,32 % de resultados positivos sobre os 6,45 % de *Ascaridia* e os 3,23 % de *Heterakis* (figura 12, anexo 01).

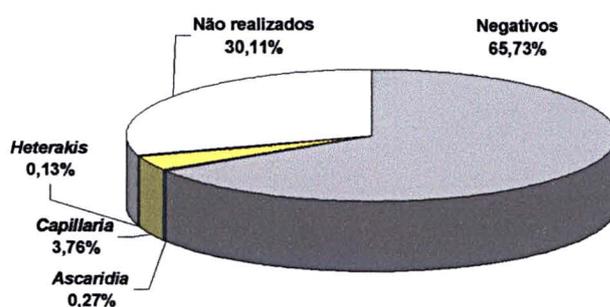


Figura 11 - Percentual de exames positivos, negativos e não realizados pelo método de Hoffman, Pons & Janer, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil.

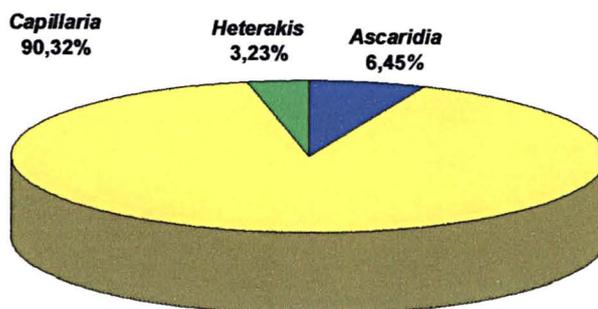


Figura 12 - Prevalência, por helminto, entre os exames positivos para o método de Hoffman, Pons & Janer, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, em Curitiba, Paraná, Brasil.

Será apresentada a seguir a distribuição percentual dos quatro tipos de ovos de helmintos encontrados nos exames realizados pelos diferentes métodos coproparasitológicos.

Para Ascaridiinae encontrou-se uma distribuição percentual de exames positivos em três dos métodos. Não havendo incidência de ovos desta sub-família no método de Gordon & Whitlock (figura 13).

Para ovos de Capillariinae obteve-se resultados positivos nos quatro métodos realizados, não havendo diferença significativa entre os métodos de Gordon & Whitlock e de Willis & Mollay, pois, possuem o mesmo princípio, a flutuação (figura 14).

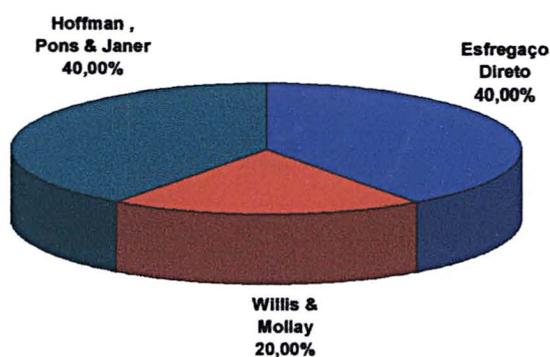


Figura 13 - Distribuição dos exames coproparasitológicos positivos para Ascaridiinae, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, em Curitiba, Paraná, Brasil.

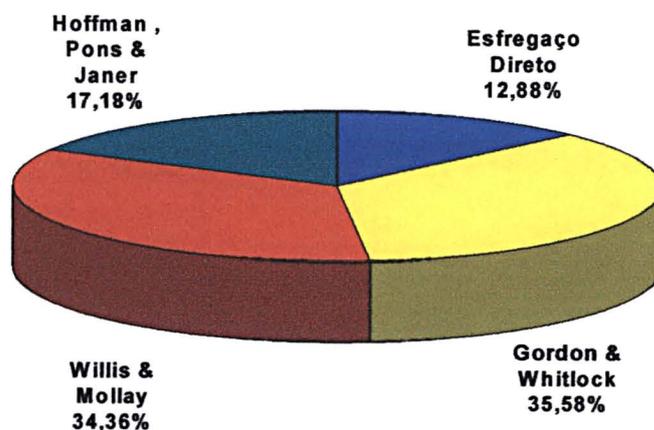


Figura 14 – Distribuição dos exames coproparasitológicos positivos para Capillariinae, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, em Curitiba, Paraná, Brasil.

Os ovos de Heterakidae estiveram presentes apenas nos métodos de Gordon & Whitlock e de Hoffman, Pons & Janer, sendo predominantes no primeiro método (figura 15).

A ordem Strongylidea apresentou resultados positivos apenas nos métodos de Gordon & Whitlock e Willis & Mollay, com 50 % de positividade para cada método (figura 16).

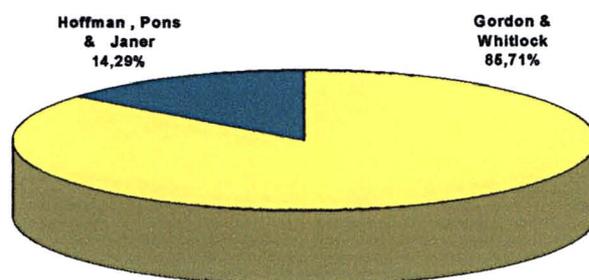


Figura 15 - Distribuição dos exames coproparasitológicos positivos para parasitos da família Heterakidae, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil.

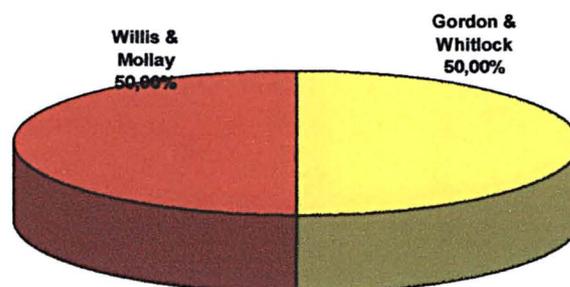


Figura 16 - Distribuição dos exames coproparasitológicos positivos para a família Strongylidea, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, em Curitiba, Paraná, Brasil.

Dos quatro tipos de ovos de helmintos detectados nos diferentes métodos de exames coproparasitológicos houve prevalência significativa de *Capillaria*, perfazendo um total de 92,10 %. Os outros três tipos de ovos de helmintos totalizaram 7,90 %, sendo 3,9 % *Heterakis*, 2,82 % *Ascaridia* e 1,13 % Strongylidea (figura 17).

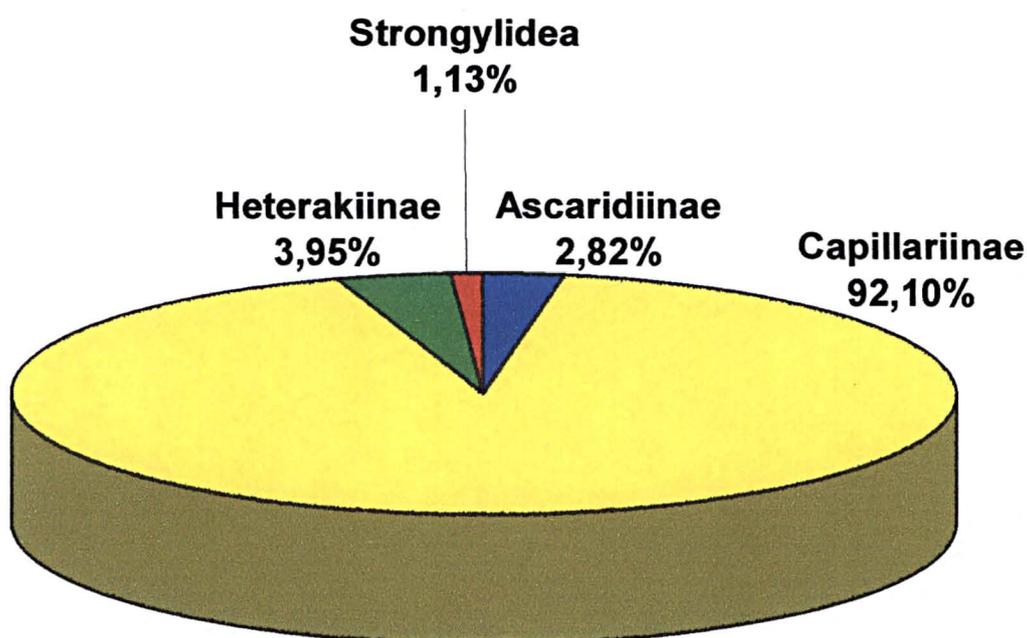


Figura 17 - Distribuição de exames coproparasitológicos positivos por tipo de helminto, em Psittacidae, no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, em Curitiba, Paraná, Brasil.

Os diferentes gêneros de Psittacidae tiveram índices variáveis de resultados positivos, assim distribuídos: *Aratinga* 33,04 %; *Amazona* 12,50 %; *Ara* 10,71 %; *Propyrrhura* 9,82 % e *Myiopsitta* 9,82 %, perfazendo um total de 75,89 %. Os outros dez gêneros (*Brotogeris*, *Cyanoliseus*, *Anodorhynchus*, *Guaruba*, *Triclaria*, *Pyrrhura*, *Pionites*, *Deroptylus*, *Pionopsitta* e *Pionus*) representaram pouco mais de 24 % deste total (figura 18).

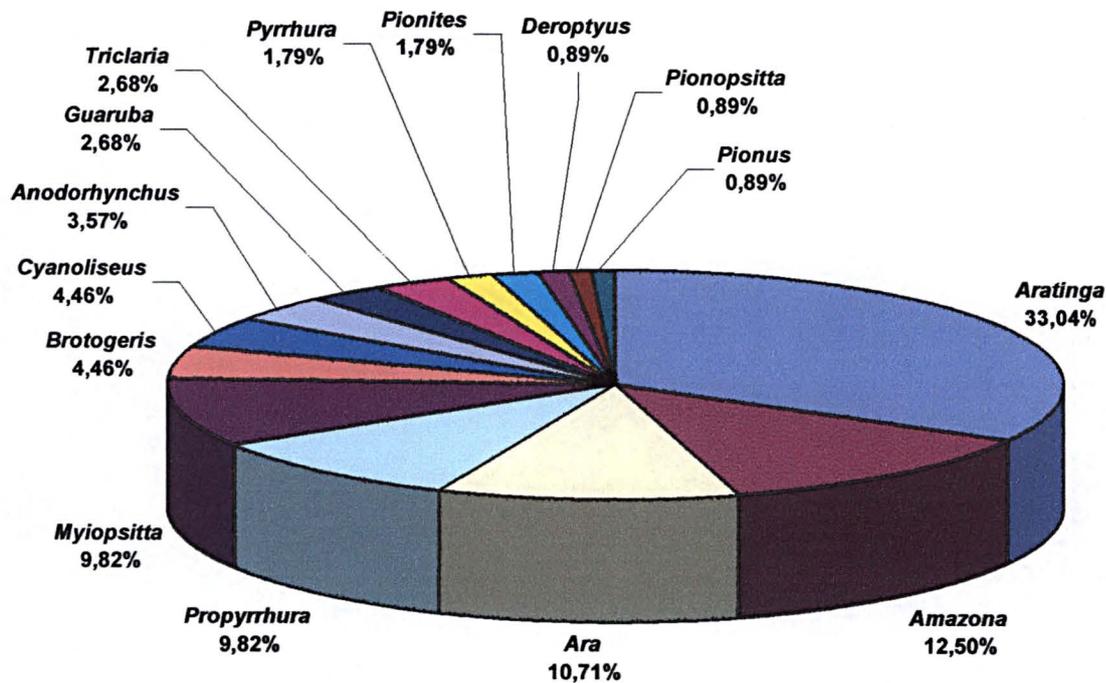


Figura 18: Percentual de exames coproparasitológicos positivos nos gêneros estudados de Psittacidae, no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, em Curitiba, Paraná, Brasil.

Na distribuição percentual de exames coproparasitológicos positivos por sexo de Psittacidae as fêmeas apresentaram maior índice de positividade com 47,32 %. Nos machos encontrou-se 34,82 % e 17,86 % nas aves de sexo não determinado (figura 19, tabela 01).

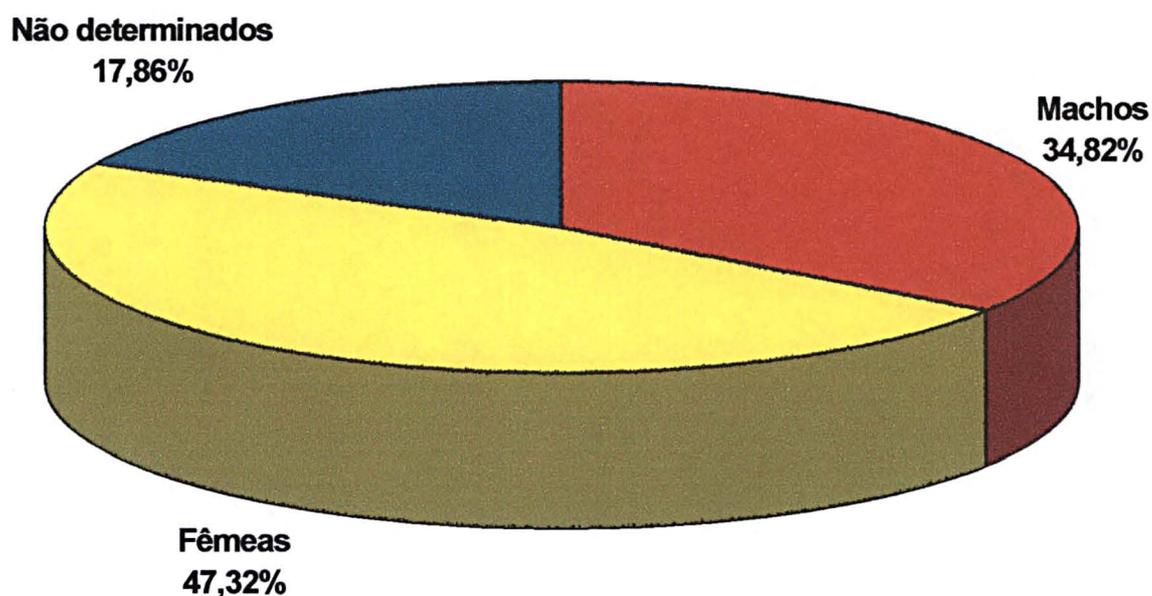


Figura 19: Percentual de machos, fêmeas e aves com sexo não determinado, pertencentes à família Psittacidae, positivos para pesquisa de ovos de helmintos nas fezes, no período de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, em Curitiba, Paraná, Brasil.

O levantamento mensal dos exames coproparasitológicos, dos 62 Psittacidae, mostrou variação em diferentes épocas. Os meses em que houve maior índice de resultados positivos foram outubro de 1998 e abril de 1999, devido á variação de umidade e temperatura (tabela 03). Encontrando-se menores índices em agosto de 1998 e fevereiro de 1999 (figura 20).

% de exames positivos

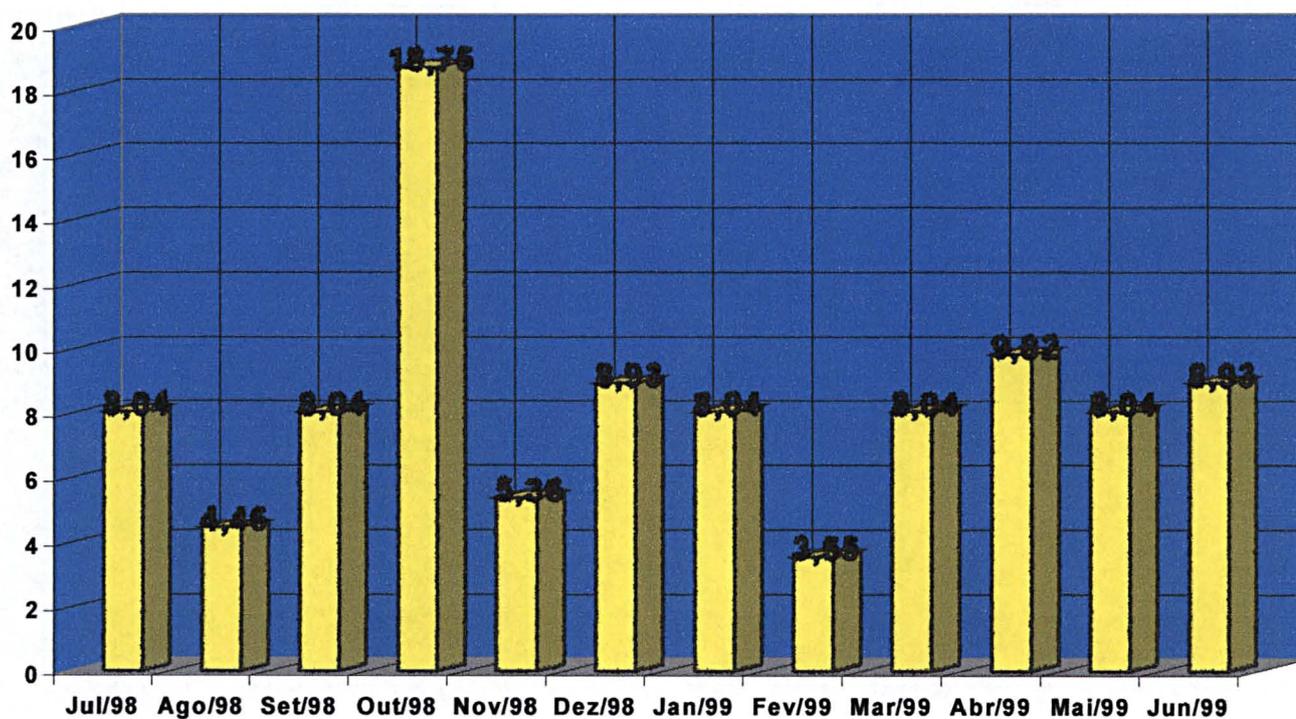


Figura 20 – Percentual de distribuição sazonal dos exames coproparasitológicos positivos, em Psittacidae, de julho de 1998 à junho de 1999, no Passeio Público, em Curitiba, Paraná, Brasil.

Tabela 03: Temperatura e umidade referentes ao período de julho de 1998 à junho de 1999, em Curitiba, Paraná, Brasil.

Mês/Ano	T máxima (°C)	T mínima (°C)	T média (°C)	Umidade máxima	Umidade mínima	Umidade média
07/1.998	18,7	10,0	13,8	96,5	24,2	81,8
08/1.998	20,1	12,2	15,6	97,5	26,0	81,9
09/1.998	19,1	12,4	15,2	97,6	26,0	85,0
10/1.998	20,5	13,4	16,3	97,1	36,5	83,7
11/1.998	23,7	13,9	18,0	97,4	20,7	76,1
12/1.998	26,0	16,4	20,4	97,8	23,7	75,1
01/1.999	25,8	17,7	20,7	97,3	40,0	82,6
02/1.999	26,7	17,7	21,1	97,8	33,2	81,8
03/1.999	25,9	17,7	21,0	97,8	31,0	80,0
04/1.999	22,9	13,7	17,5	97,5	37,4	80,5
05/1.999	20,1	10,2	14,5	97,5	35,4	77,1
06/1.999	17,7	9,3	12,9	97,3	29,3	83,2

Fonte : SIMEPAR – Estação meteorológica de Curitiba

T - Temperatura

3. Identificação de parasitas oriundos da família Psittacidae.

Para a identificação dos helmintos parasitas da família Psittacidae, foram realizadas necropsias das aves que foram a óbito no decorrer do experimento e, análise de uma coleção de helmintos pertencentes à esta família.

3.1. Necropsias

Foram a óbito após a primeira fase do experimento (exames coproparasitológicos) um exemplar de *Aratinga aurea* identificação 2-063, um exemplar de *Aratinga solstitialis* identificação 2-033 e um macho de *Triclaria malachitacea* identificação 3-028. Estas aves foram necropsiadas e em nenhuma delas foi encontrado qualquer exemplar de helminto.

3.2. Descrição de parasitas de aves da família Psittacidae

Como as aves que foram a óbito no decorrer do trabalho não apresentaram parasitas e não existe dados na literatura sobre o assunto, lançamos mão de uma coleção de parasitas de Psittacidae feita na década de 80, procedentes do Departamento de Zoológico da Prefeitura Municipal de Curitiba. Este material estava depositado, porém, sem identificação. Assim, foram analisados um total de 63 parasitas pertencentes à sub-família Capillariinae e três parasitas da sub-família Ascaridiinae de material proveniente de cinco Psittacidae das seguintes espécies: um *Amazona aestiva* (papagaio verdadeiro), uma *Ara chloroptera* (arara vermelha), dois *Pionopsitta pileata* (periquito cuiu-cuiu) e uma *Propyrrhura maracana* (arara maracanã).

A seguir serão descritos os parasitas encontrados para as diferentes espécies de hospedeiros.

1- *Amazona aestiva*

Ficha de necropsia 018. Data da necropsia: 08/06/1987.

Provável causa *mortis*: doença respiratória.

Número de parasitas encontrados: nove (seis fêmeas e três machos).

Espécie de parasita: sub-família Capillariinae.

Habitat do parasita: intestino delgado.

Descrição das fêmeas:

1) Fêmea rompida na região da vulva com ovos com dois mamelões polares, medindo 0,051 mm por 0,064 mm.

2) Fêmea rompida na região da vulva, sem ovos.

3) Fêmea possuindo muitos ovos com dois mamelões polares. Apêndice vulvar em forma de campânula, medindo 0,0104 mm de comprimento por 0,078 mm (figura 21).

Vagina medindo 0,156 mm de comprimento. A medida da extremidade anterior até a vulva foi de 6,620 mm. Da extremidade posterior ao ânus subterminal a medida foi de 0,078 mm. Da extremidade posterior até a vulva a medida foi de 16,90 mm. Um total de 15 ovos foram medidos, apresentando tamanho médio de 0,051 por 0,064 mm.

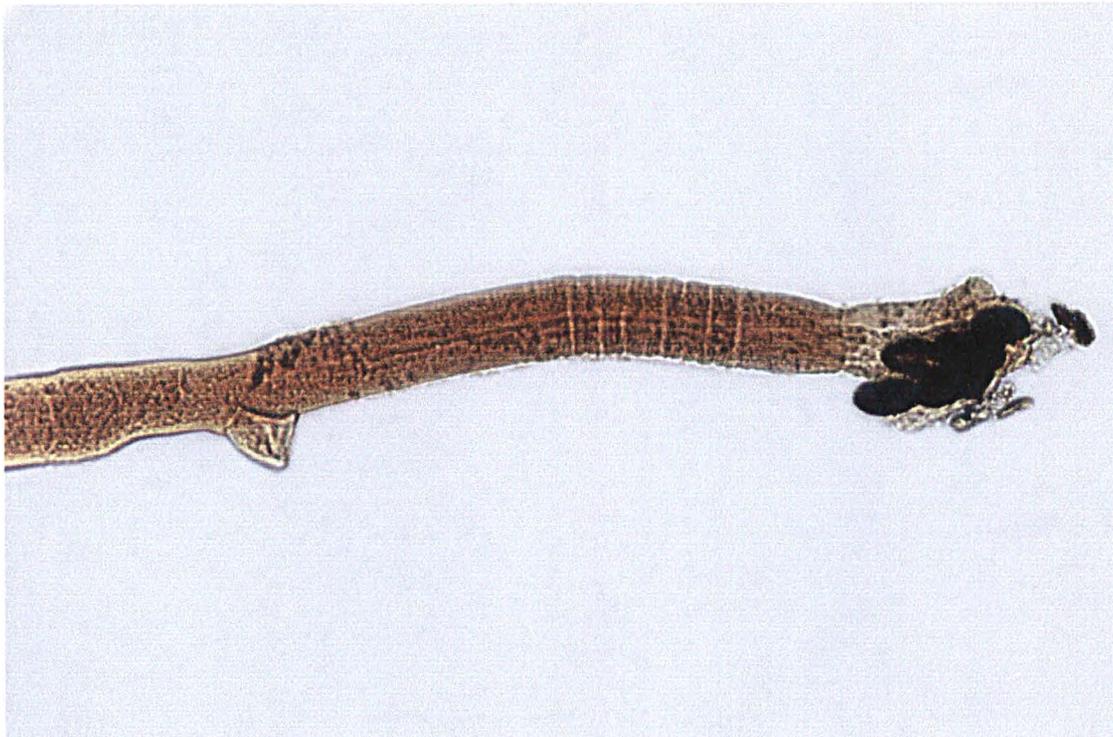


Figura 21: Apêndice vulvar em forma de campânula de um *Capillariinae* encontrado em *Amazona aestiva*.

4) Fêmea com apêndice vulvar tipo tubular, em forma de telha, com as paredes espessadas formando uma calha. Este apêndice vulvar mede 0,078 mm de comprimento por 0,037 mm de largura. Na saída da vagina parece haver papilas ou outra estrutura como um saco. Vagina aparentemente longa com 0,390 mm de comprimento. Ovos com dois mamelões polares, medindo 0,051 mm por 0,064 mm. A medida da extremidade anterior até a vulva foi de 6,24 mm e da extremidade posterior até a vulva de 16,90 mm. Do ânus subterminal até a extremidade posterior a medida foi de 0,051 mm.

5) Fêmea com apêndice vulvar medindo 0,078 mm de comprimento por 0,045 mm de largura. Vagina medindo 0,193 mm. Ovos com dois mamelões polares, medindo 0,051 mm por 0,064 mm. O comprimento da extremidade anterior até a vulva foi de 6,240 mm e da extremidade posterior até a vulva foi de 15,60 mm. A distância do ânus subterminal até a extremidade posterior foi de 0,051 mm.

6) Fêmea com apêndice vulvar em forma de sino (figura 22).

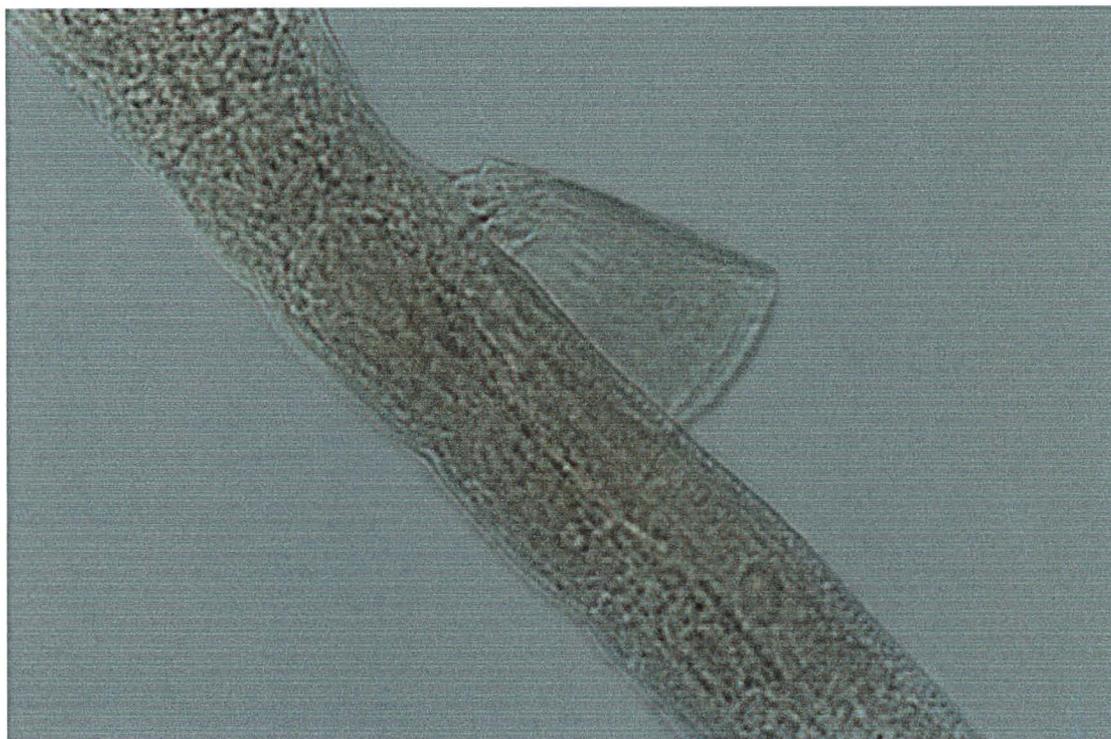


Figura 22: Apêndice vulvar em forma de sino de um Capillariinae encontrado em *Amazona aestiva*.

Descrição dos machos:

- 1) Macho com espículo retraído que possuía comprimento de 1,391 mm. Bainha com micro-espinhos na região apical. Extremidade posterior bi-lobada com 0,180 mm de largura.
- 2) Macho medindo 10,86 mm. Extremidade posterior bi-lobada.
- 3) Macho inteiro, enrolado. Espículo relativamente curto medindo 1,400 mm de comprimento. Extremidade posterior em bi-lobada.
- 4) Macho inteiro, enrolado, com extremidade posterior bi-lobada (figura 23).

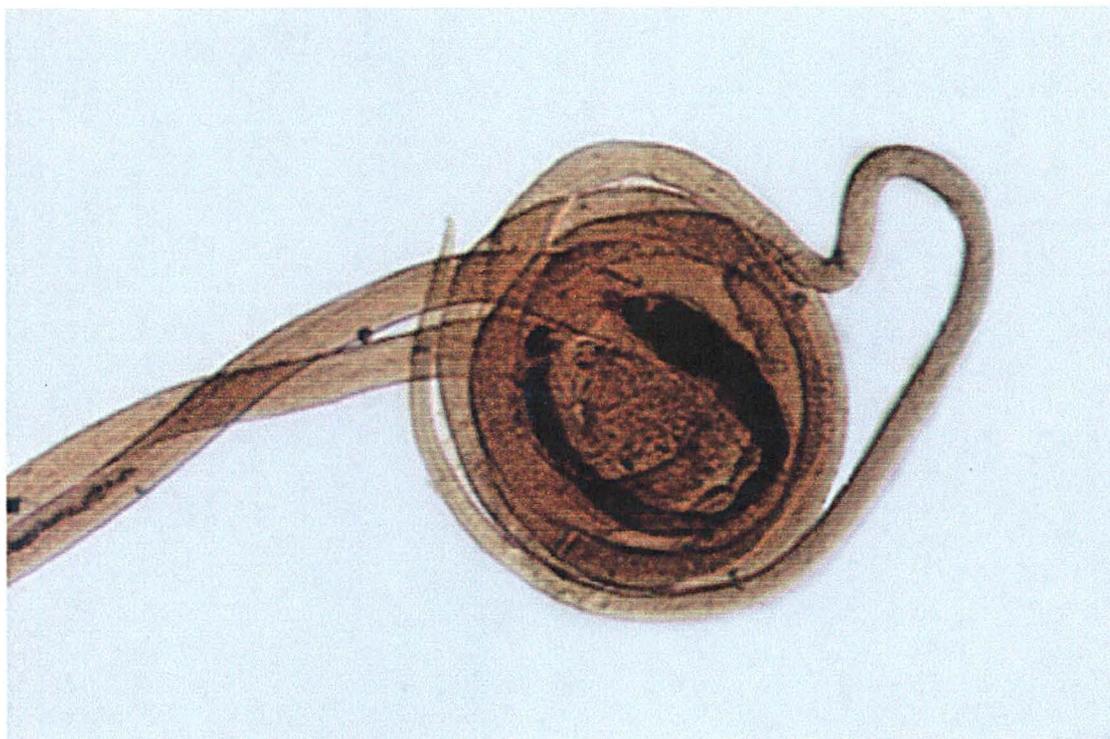


Figura 23: Macho enrolado de um Capillariinae encontrado em *Amazona aestiva*.

2- *Ara chloroptera*

Ficha de necropsia 011. Data da necropsia: 21/04/1987.

Provável causa *mortis*: hipotermia.

Número de parasitas encontrados: 35 (27 fêmeas e oito machos).

Espécie de parasita: sub-família Capillariinae.

Habitat do parasita: intestino delgado.

Descrição das fêmeas:

- 1) Fêmea com apêndice vulvar em forma de balão, medindo 0,076 mm de largura na base, 0,052 de largura na extremidade e 0,139 mm de comprimento total (figura 24). Esticócitos medindo entre 0,0504 mm a 0,052 mm de largura por 0,126 mm a 0,130 mm de comprimento. Ovos com dois mamelões polares, medindo 0,026 mm por 0,065 mm. Comprimento total do parasita 23,40 mm.

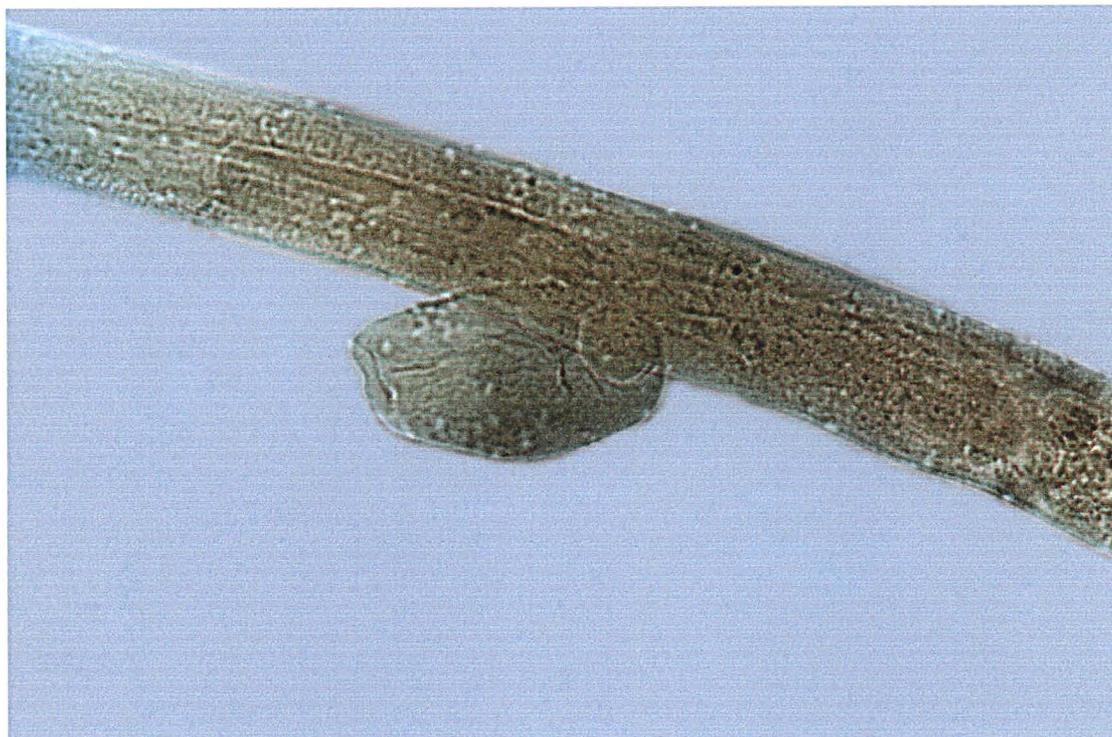


Figura 24: Apêndice vulvar em forma de balão de um Capillariinae encontrado em *Ara chloroptera*.

2) Cinco fêmeas com apêndice vulvar em forma de sino, com largura da base entre 0,052 mm e 0,078 mm, largura da extremidade entre 0,065 mm e 0,091 mm e comprimento entre 0,091 mm e 0,143 mm (figura 22) . Esticócitos medindo 0,078 mm de largura por 0,156 mm de comprimento. Comprimento total do parasita entre 21 mm e 27 mm. Ovos com dois mamelões polares, medindo 0,039 mm por 0,065 mm.

3)Três fêmeas com apêndice vulvar em forma de telha , medindo entre 0,038 mm e 0,052 mm de largura na base e 0,038 mm a 0,052 mm de largura na extremidade, comprimento variando entre 0,116 mm a 0,156 mm (figura 25). Esticócitos medindo 0,077 mm de largura por 0,154 mm de comprimento. (figura 26). Ovos medindo 0,026 mm por 0,057 mm à 0,064 mm. O comprimento total do parasita é de 33,20 mm.

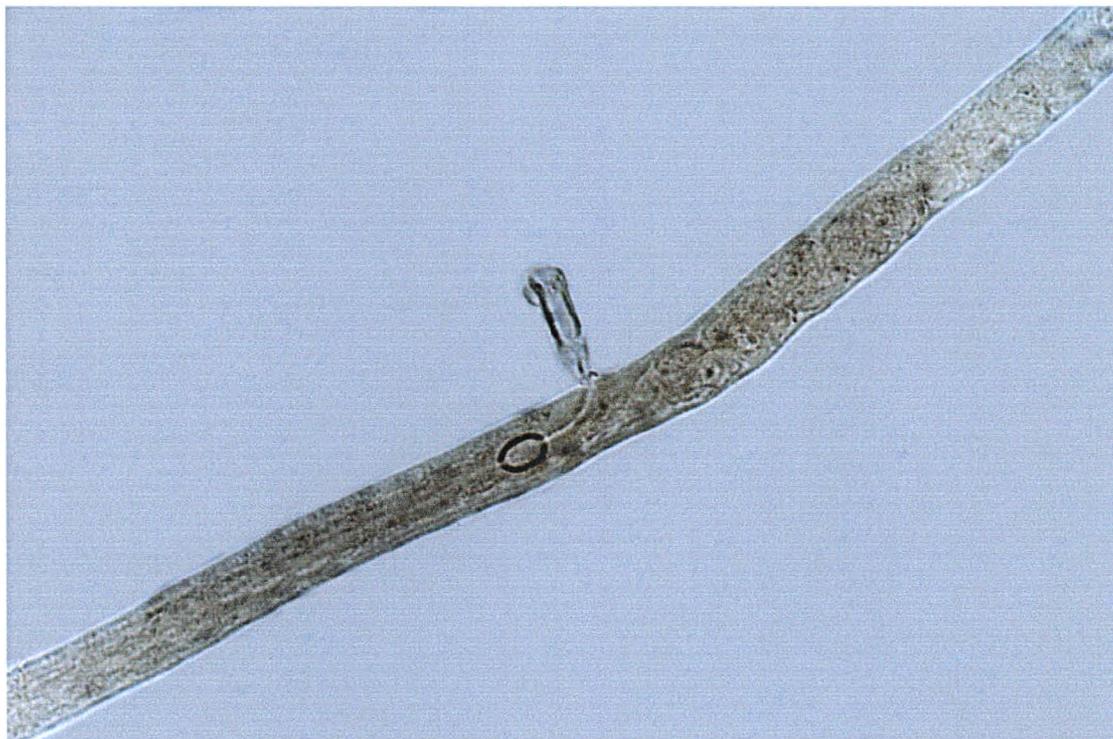


Figura 25: Apêndice vulvar em forma de telha de um Capillariinae encontrado em *Ara chloroptera*.

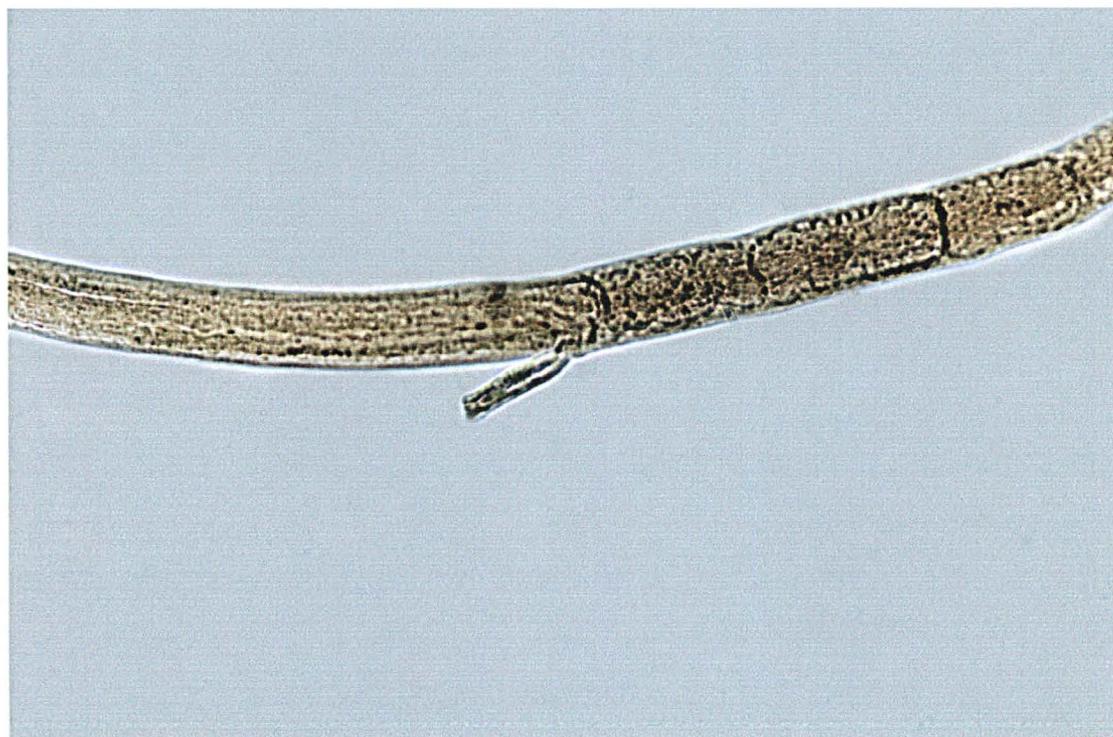


Figura 26: Apêndice vulvar em forma de telha de um Capillariinae encontrado em *Ara chloroptera*. Esticócitos visíveis.

4) Fêmea com apêndice vulvar trilobado com as três pregas de diferentes alturas, em escada. Comprimento de cada prega do apêndice vulvar: 0,052 mm; 0,065 mm; 0,104 mm. Vulva no início do terço posterior (figura 27). Vagina longa.

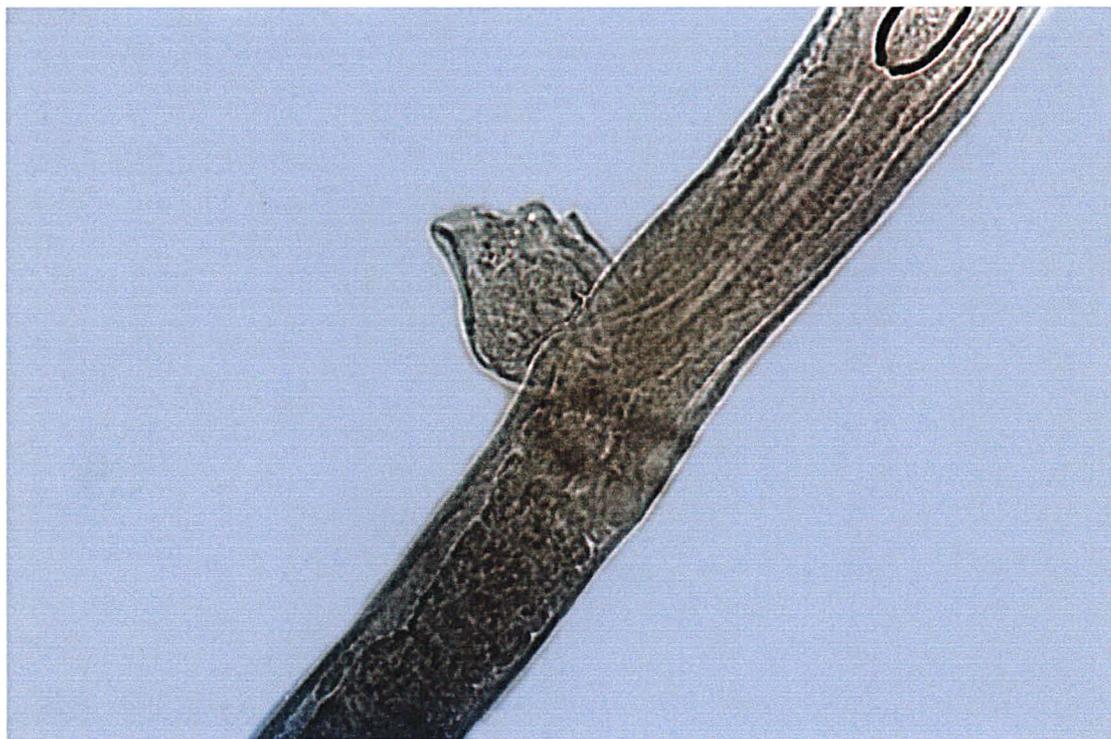


Figura 27: Apêndice vulvar trilobado de um Capillariinae encontrado em *Ara chloroptera*.

5) Quatro fragmentos de fêmeas quebradas.

6) Três fêmeas com apêndice vulvar em forma de cálice, com largura da base entre 0,026 mm e 0,065 mm, largura da extremidade entre 0,026 mm e 0,065 mm e comprimento entre 0,065 mm e 0,117 mm (figura 28 e 29). Comprimento total do parasita 27,93 mm.

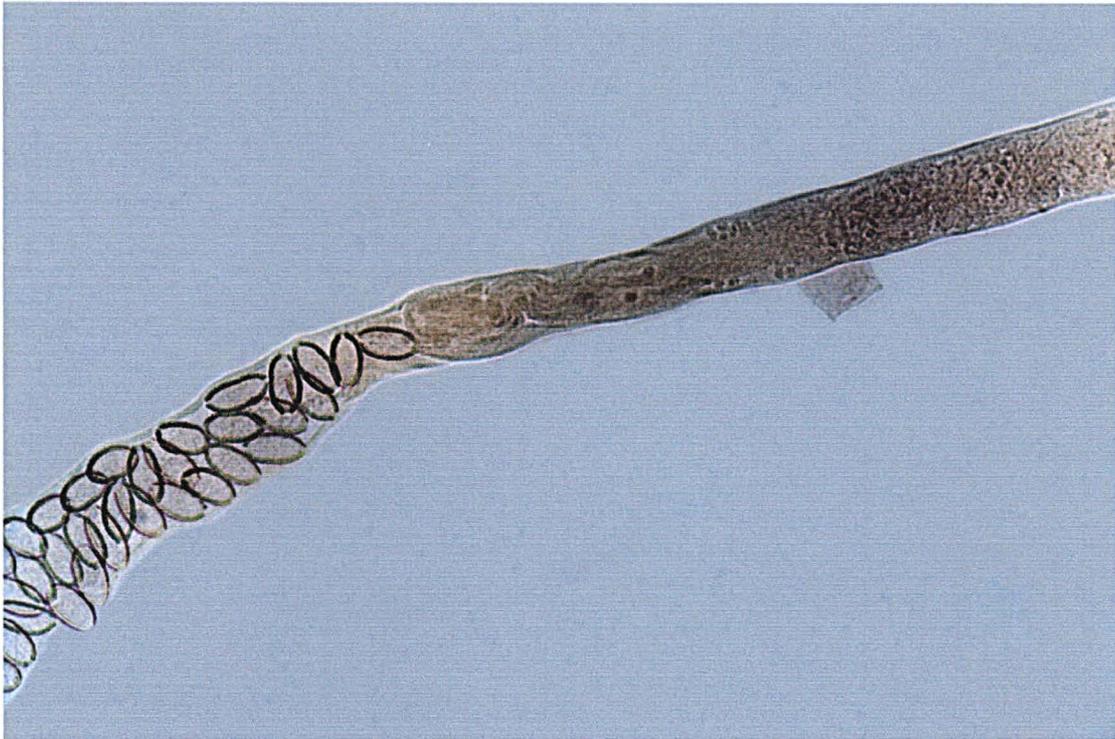


Figura 28: Apêndice vulvar em forma de cálice de um *Capillariinae* encontrado em *Ara chloroptera*.

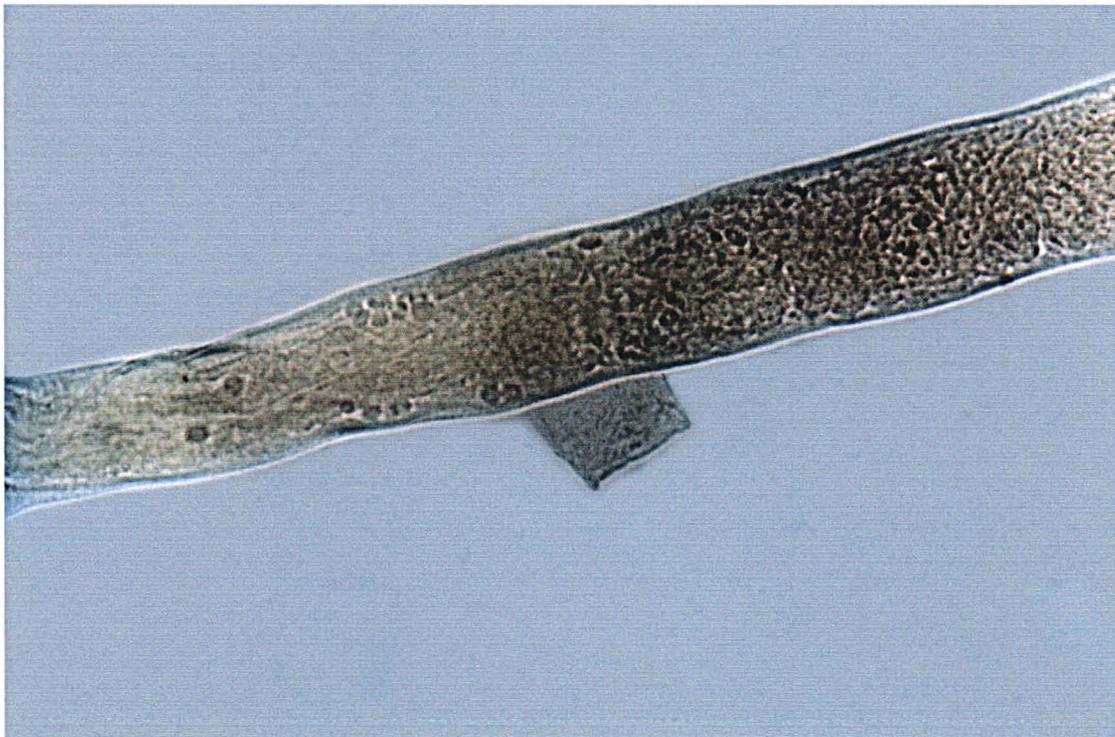


Figura 29: Apêndice vulvar em forma de cálice de um *Capillariinae* encontrado em *Ara chloroptera*.

Descrição dos machos:

1) Macho com extremidade posterior bi-lobada. Expansão cuticular membranosa em cada um dos lobos da extremidade terminal (lembrando orelhas de urso). Espículo quitinoso bem evidente medindo 2,327 mm de comprimento. Bainha sem espinhos medindo 2,172 mm de comprimento. A bainha, próxima à extremidade terminal do parasita, possuía forma de saca-rolha (figura 30).



Figura 30: Bainha em forma de saca rolha de um exemplar macho de Capillariinae encontrado em *Ara chloroptera*.

2) Três machos com extremidade posterior bi-lobada. Largura da extremidade posterior bi-lobada entre 0,104 mm e 0,117 mm e, comprimento de 0,052 mm. Expansão cuticular membranosa em cada um dos lobos da extremidade terminal (lembrando orelhas de urso) (figura 31 e 32). Espículo único. Bainha sem espinhos.

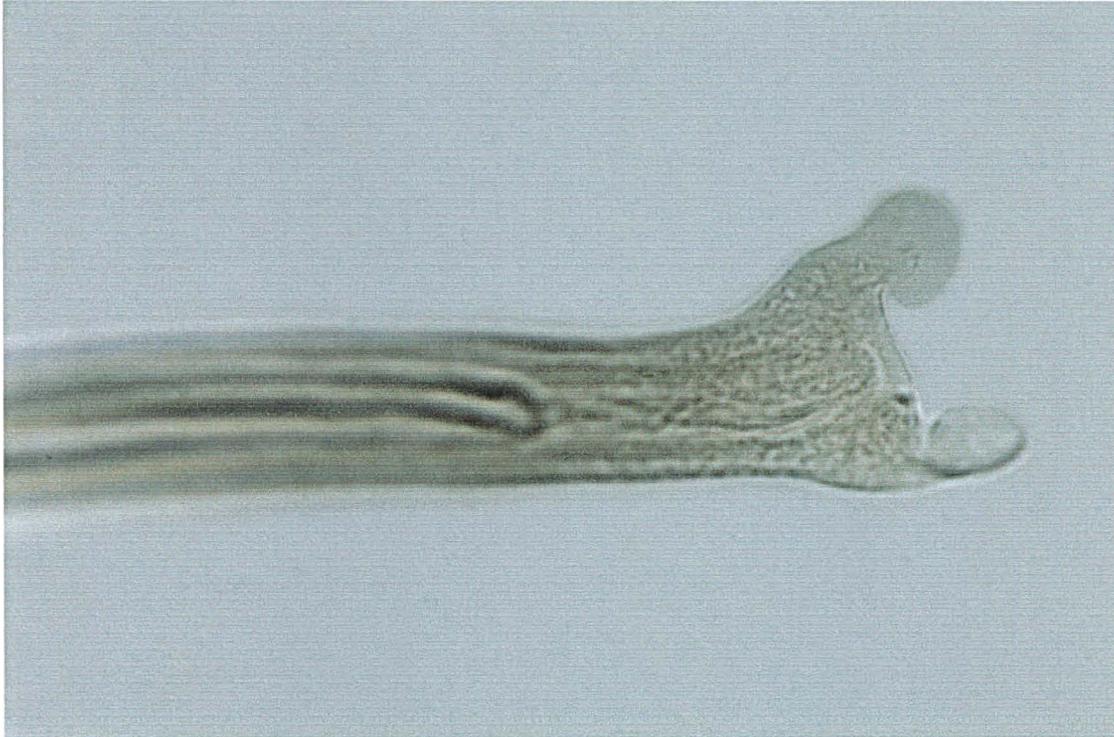


Figura 31: Expansão cuticular membranosa de um macho de Capillariinae encontrado em *Ara chloroptera*.

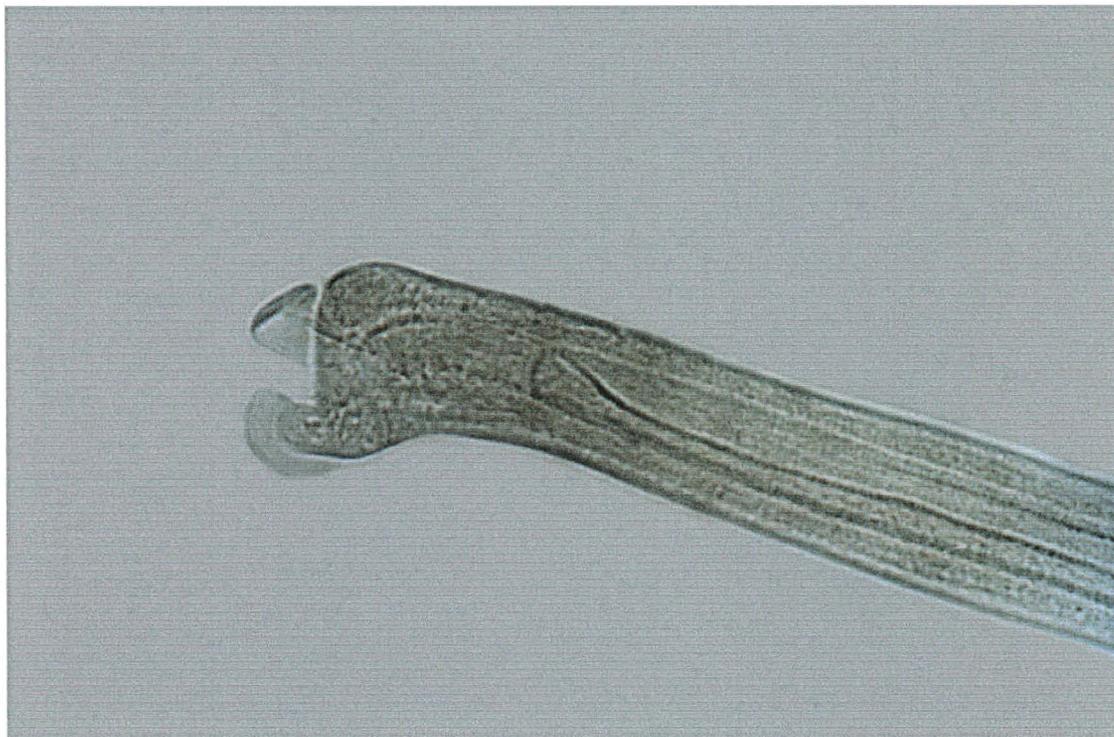


Figura 32: Expansão cuticular membranosa de um macho de Capillariinae encontrado em *Ara chloroptera*.

3- *Pionopsitta pileata*

Ficha de necropsia 021. Data da necropsia: 04/08/1987.

Provável causa *mortis*: enterite.

Número de parasitas encontrados: quatro (três fêmeas e um macho).

Espécie de parasita: sub-família Capillariinae.

Habitat do parasita: intestino delgado.

Descrição das fêmeas:

Todas as fêmeas observadas com apêndice vulvar em forma de sino. Apêndice vulvar medindo entre 0,064 mm a 0,089mm de largura por 0,076 mm a 0,112 mm de comprimento (figura 22). Vagina aparentemente longa, medindo entre 0,181 mm a 0,252 mm de comprimento. Ânus subterminal. Comprimento da extremidade anterior até a vulva entre 6,4 mm e 8,045 mm. Comprimento da extremidade posterior até a vulva de aproximadamente 18,60 mm. Ovos com dois mamelões polares, medindo 0,026 mm por 0,064 mm.

4- *Pionopsitta pileata*

Ficha de necropsia 010. Data da necropsia: 07/04/1987.

Provável causa *mortis*: doença respiratória.

Número de parasitas encontrados: três (um macho e duas larvas de quinto estágio).

Espécie de parasita: *Ascaridia columbae*.

Habitat do parasita: intestino grosso.

Chegou-se a esta identificação com base nas descrições de YAMAGUTI, 1961.

5- *Propyrrhura maracana*

Ficha de necropsia 017. Data da necropsia: 04/06/1987.

Provável causa *mortis*: não determinada.

Número de parasitas encontrados: 15 (cinco fêmeas e dez machos, sendo um deles larva de quinto estágio).

Espécie de parasita: sub-família Capillariinae.

Habitat do parasita: intestino delgado.

Descrição geral:

Três extremidades cefálicas observadas de parasitas quebrados, eram arredondadas e possuíam uma pequena saliência na parte mediana.

Esticócitos de fragmentos de parasitos mediram 0,052 mm de largura por 0,104 mm de comprimento (proporção de 1:2).

Descrição das fêmeas:

1) Fêmea com apêndice vulvar em forma de sino, medindo 0,047 mm de largura na base e 0,094 mm de largura na extremidade, comprimento de 0,031 mm (figura 20). Ovos com dois mamelões polares, medindo entre 0,022 a 0,025 mm por 0,044 a 0,056 mm. A medida dos opérculos foi de 0,003 mm por 0,006 mm.

Descrição dos machos:

1) Macho com extremidade posterior bilobada. Expansão cuticular membranosa em cada um dos lobos da extremidade terminal (lembrando orelhas de urso). Extremidade posterior bilobada medindo 0,0945 mm de largura. Espículo único medindo 1,235 mm de comprimento. Bainha sem espinhos e terminada em saca-rolha (espiral).

2) Macho com extremidade posterior bi-lobada. Expansão cuticular membranosa em cada um dos lobos da extremidade terminal (lembrando orelhas de urso). Espículo único. Bainha com espinhos presentes e terminada em espiral.

3) Macho com extremidade posterior arrebitada.

4) Quatro machos com extremidade posterior bilobada. Expansão cuticular membranosa em cada um dos lobos da extremidade terminal (lembrando orelhas de urso). Extremidade posterior bi-lobada medindo entre 0,085 mm e 0,091 mm de largura por 0,039 mm à 0,052 mm de comprimento. Espículo único medindo entre 1,30 mm e 1,43 mm de comprimento (figura 33). Bainha sem espinhos (figura 34).

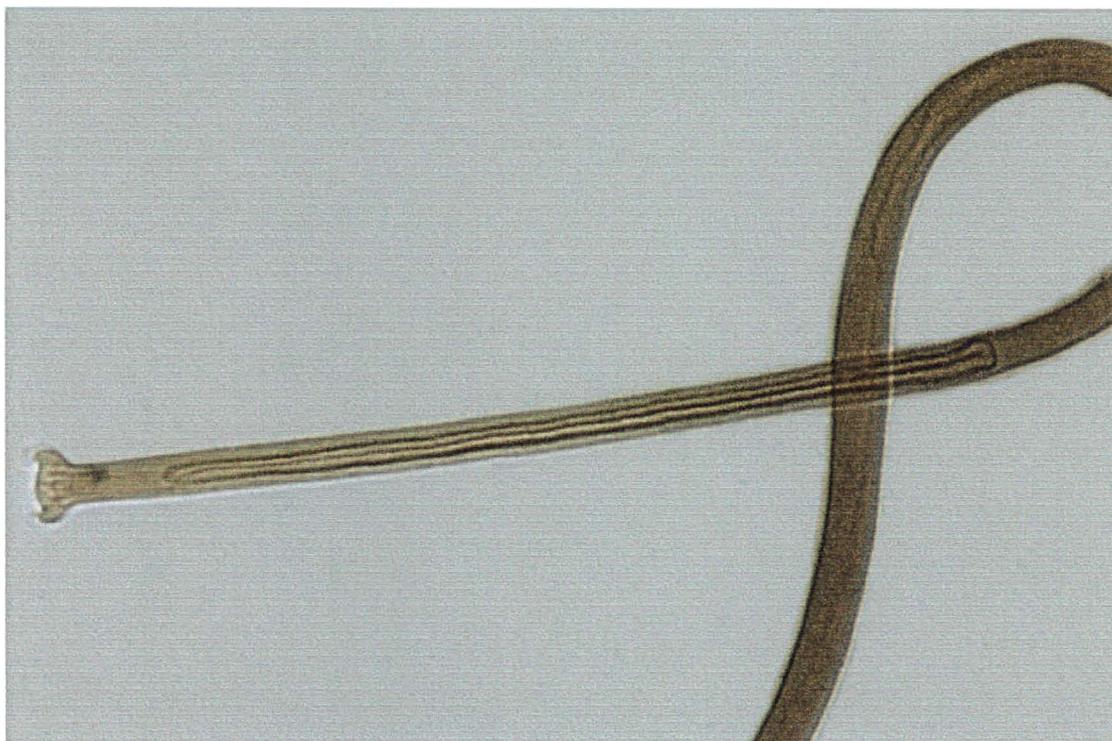


Figura 33: Espículo único. Expansão cuticular membranosa presente em um Capillariinae encontrado em *Propyrrhura maracana*.

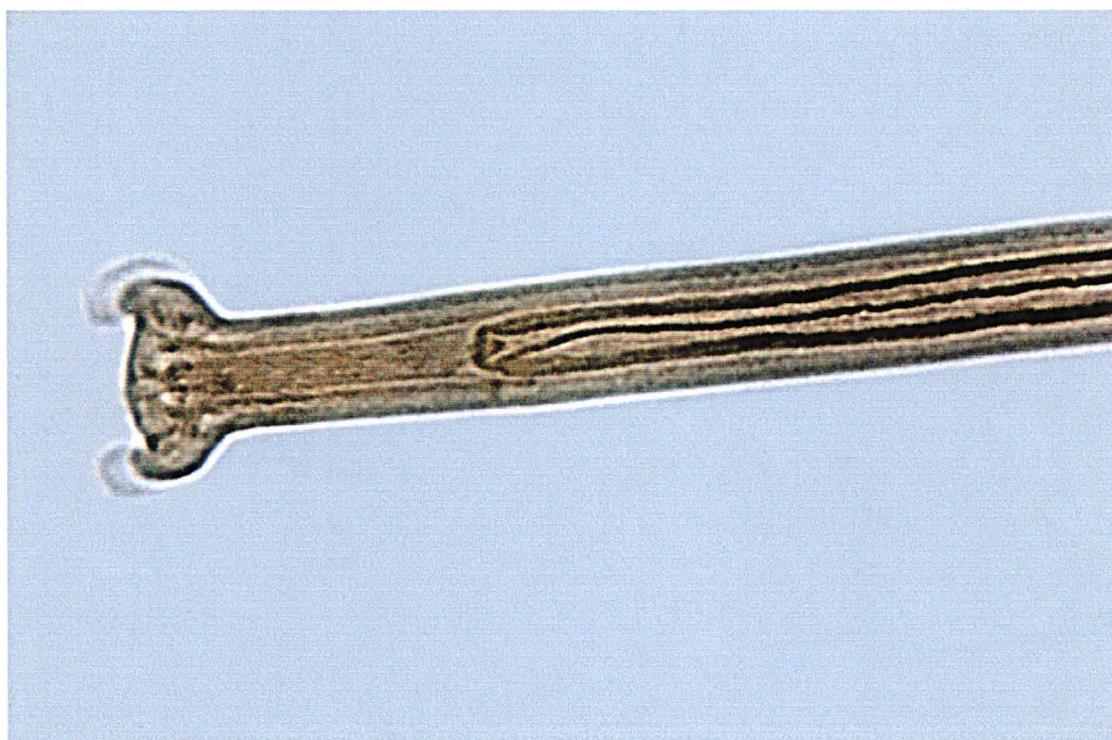


Figura 34: Expansão cuticular membranosa de um macho de Capillariinae encontrado em *Ara chloroptera*.

5) Macho com extremidade posterior bi-lobada. Expansão cuticular membranosa em cada um dos lobos da extremidade terminal (lembrando orelhas de urso). Extremidade posterior bilobada medindo 0,091 mm de largura por 0,052 mm de comprimento. Espículo único medindo 1,183 mm de comprimento. Bainha com espinhos presentes comprimento total do parasita igual a 9,588 mm (figura 35).

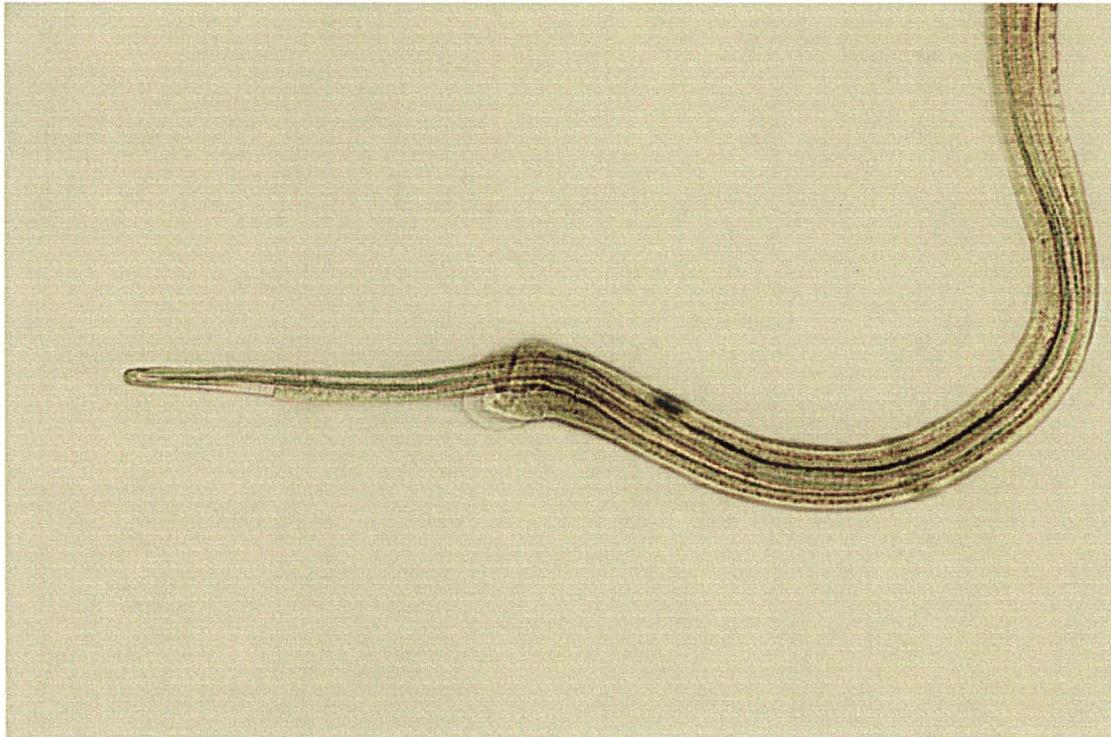


Figura 35: Espículo único e bainha com espinhos presentes de um Capillariinae encontrado em *Propyrrhura maracana*.

Todos os exemplares de Capillariinae analisados no presente trabalho apresentaram, no caso das fêmeas, apêndice vulvar e, no caso dos machos, extremidade posterior bi-lobada com expansão cuticular em ambos os lobos. Houve variação morfológica quanto ao tipo de apêndice vulvar nas fêmeas e quanto à presença ou ausência de espinhos na bainha dos machos (tabela 04).

Tabela 04 : Morfologia de fêmeas e machos de Capillariinae encontrados em Psittacidae, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil.

Característica do parasita	<i>Amazona aestiva</i>	<i>Ara chloroptera</i>	<i>Pionopsitta pileata</i>	<i>Propyrrhura maracana</i>
Forma do apêndice vulvar	campânula ou telha	balão ou sino ou cálice ou trilobado	sino	sino
Ovos com dois mamelões polares	presentes	presentes	presentes	presentes
Ânus	subterminal	subterminal	subterminal	subterminal
Extremidade posterior do macho	bi-lobada	bi-lobada	-	bi-lobada
Expansão cuticular membranosa	em cada lobo	em cada lobo	-	em cada lobo
Espículo	único	único	-	único
Bainha	presente	presente	-	presente
Espinhos na bainha	presente	ausente	-	presente ou ausente
Cloaca	terminal	terminal	-	terminal

- Machos ausentes

4. Exames histopatológicos

Alguns exames histopatológicos de Psittacidae em que se fez referência à infestação por parasitas são analisados. Estes materiais armazenados no Departamento de Zoológico consistiam de resultados de exames histopatológicos onde o laudo indicava a presença de helmintos. Foram analisados três exames de três aves com lesões compatíveis às causadas por parasitos ou larvas destes. Em *Triclaria malachitacea* (sabiá cica) foi encontrado *Ascaridia sp* no fígado com hepatite granulomatosa multifocal por vermes de helmintos. Em um exemplar de *Amazona amazonica* (papagaio do mangue), o qual foi a óbito em 30/11/90, encontrou-se helmintos (*Ascaridia sp*) à necrópsia e, no histopatológico foi constatada a presença

de reação inflamatória catarral no intestino. Um exemplar de *Amazona aestiva* (papagaio verdadeiro) submetido à necropsia em 06/11/90 (data do óbito) apresentou moderada infiltração inflamatória por monomorfonucleares, alguns eosinófilos na mucosa e cortes de helmintos na luz do intestino.

5. Tratamentos realizados

Em junho de 1.999 todos os 62 Psittacidae que participariam deste trabalho foram desverminados com ivermectin 1 % na dosagem de 400 microgramas por kg de peso corporal administrado via subcutânea. Dez dias após a aplicação do anti-helmíntico, foram realizados exames coproparasitológicos pelo métodos de Willis & Mollay de todas as aves e, constatou-se que 40 % das mesmas apresentavam resultados positivos. Submeteu-se as aves que resultaram positivo em seus exames de fezes, a nova desverminação, desta vez, com cloridrato de levamisole, na dosagem de 4 mg/kg de peso corporal administrado via subcutânea. Estas aves foram acompanhadas através de exames coproparasitológicos pelo método de Willis & Mollay após dez dias da aplicação do medicamento, tendo todas resultado negativo. As aves que tiveram resultado positivo nos exames coproparasitológicos realizados de julho até outubro, foram desverminadas com cloridrato de levamisole solução injetável na dosagem de 4 mg/kg de peso corporal administrado via subcutânea ou com cloridrato de levamisole (comprimido macerado) na dosagem de 15 mg/kg de peso corporal administrado via oral, este último procedimento foi utilizado em pequenos Psittacidae, abaixo de 100 gramas (anexo 1). Em um período de dez dias após esta desverminação foram realizados novos exames nestas aves, constatando-se sempre que o resultado era negativo para todas elas. Após outubro, os animais não foram mais desverminados, sendo acompanhados mensalmente através dos exames de fezes.

6. Exames de sangue

6.1. Pesquisa de hemoparasitas

As amostras de sangue das 62 aves submetidas à pesquisa de hemoparasitas tiveram resultado negativo.

6.2. Hemograma

Os hemogramas foram realizados entre março e maio de 2.000, em 42 das 62 aves, pois algumas aves estavam em fase de acasalamento na época da colheita do sangue, em fase de postura ou cuidando dos filhotes. Três animais morreram antes da colheita de sangue, um exemplar de *Aratinga aurea* identificação 2-063, um exemplar de *Aratinga solstitialis* identificação 2-033 e um exemplar macho de *Triclaria malachitacea* identificação 3-028. Os resultados dos hemogramas encontram-se no anexo 02.

Foi estabelecida uma correlação entre o número de leucócitos, de eosinófilos, o hematócrito e os exames coproparasitológicos dos grupos que possuíam resultados positivos e negativos (tabelas 05 e 06). Nas aves parasitadas a média dos hematócritos foi 49,6 %, dos leucócitos totais foi 23.500 / mm³ e dos eosinófilos foi 1,5 %. Para aves não parasitadas estes valores foram 48,77 %, 24.719/mm³ e 1,062 %, respectivamente.

Tabela 05 – Correlação entre hematócrito , leucócitos totais , eosinófilos e exames coproparasitológicos positivos de Psittacidae, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil.

N	Espécie	Sexo	Ident	Ht (%)	Lt (/mm ³)	Eos (%)	Cop
01	<i>Amazona farinosa</i>	M	4-009	50	23.000	3	pos
02	<i>Amazona farinosa</i>	F	4-010	42	33.000	2	pos
03	<i>Amazona xanthops</i>	F	4-201	48	16.000	3	pos
04	<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	M	5-002	50	24.000	0	pos
05	<i>Ara macao</i>	F	5-002	49	40.000	0	pos
06	<i>Aratinga aurea</i>	F	2-061	48	22.000	1	pos
07	<i>Aratinga aurea</i>	F	2-064	53	17.000	5	pos
08	<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-035	50	13.000	0	pos
09	<i>Cyanoliseus patagonus</i>	M	3-031	58	24.000	0	pos
10	<i>Cyanoliseus patagonus</i>	F	3-030	48	23.000	1	pos
MÉDIA				49,6	23.500	1,5	
DESVIO PADRÃO				4,06065	7989,58	1,71594	

N – número da ave M – macho F – fêmea Ident – identificação Ht – hematócrito
 Lt – leucócitos totais Eos – eosinófilos Cop – exames coproparasitológicos pos - positivo

Tabela 06 – Correlação entre hematócrito , leucócitos totais , eosinófilos e exames coproparasitológicos negativos de Psittacidae, no Passeio Público, Curitiba, Paraná, Brasil.

N	Especie	Sexo	Ident	Ht (%)	Lt (/mm ³)	Eos (%)	Cop
1	<i>Amazona amazonica</i>	M	4-134	47	14.000	2	neg
2	<i>Amazona amazonica</i>	F	4-135	48	15.000	4	neg
3	<i>Amazona rhodocorytha</i>	M	4-116	48	13.000	1	neg
4	<i>Amazona rhodocorytha</i>	F	4-115	50	20.000	0	neg
5	<i>Amazona xanthops</i>	M	4-318	52	11.000	2	neg
6	<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	F	5-230	49	33.000	0	neg
7	<i>Ara macau</i>	M	5-001	51	40.000	2	neg
8	<i>Ara rubrogenys</i>	M	4-022	46	23.000	0	neg
9	<i>Ara rubrogenys</i>	F	4-021	46	11.000	0	neg
10	<i>Ara severa</i>	M	4-340	49	10.000	0	neg
11	<i>Ara severa</i>	F	4-351	50	27.000	2	neg
12	<i>Aratinga aurea</i>	M	2-062	51	13.000	6	neg
13	<i>Brotogeris chrysopterus</i>	M	2-011	46	22.000	0	neg
14	<i>Brotogeris chrysopterus</i>	F	2-021	48	25.000	0	neg
15	<i>Derophtus accipitrinus</i>	M	4-018	51	14.000	0	neg
16	<i>Derophtus accipitrinus</i>	F	4-019	50	22.000	0	neg
17	<i>Guaruba guarouba</i>	M	3-081	51	47.000	0	neg
18	<i>Guaruba guarouba</i>	F	3-010	51	27.000	0	neg
19	<i>Myioppssitta monachus</i>	M	2-041	43	29.000	4	neg
20	<i>Myioppssitta monachus</i>	F	S/	47	53.000	0	neg
21	<i>Pionus menstruus</i>	M	2-030	55	18.000	2	neg
22	<i>Pionus menstruus</i>	F	2-031	50	43.000	3	neg
23	<i>Propyrrhura auricollis I</i>	M	3-008	49	26.000	1	neg
24	<i>Propyrrhura auricollis I</i>	F	3-001	47	41.000	2	neg
25	<i>Propyrrhura auricollis II</i>	M	3-003	49	12.000	0	neg
26	<i>Propyrrhura auricollis II</i>	F	3-001	48	19.000	0	neg
27	<i>Propyrrhura maracana</i>	M	3-025	49	32.000	0	neg
28	<i>Propyrrhura maracana</i>	F	3-024	52	23.000	0	neg
29	<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-051	42	29.000	0	neg
30	<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-052	50	23.000	0	neg
31	<i>Pyrrhura perlata</i>	F	2-055	48	24.000	0	neg
32	<i>Pyrrhura perlata</i>	M	S/	51	32.000	3	neg
MÉDIA				48,875	24.719	1,0625	
DESVIO PADRÃO				2,612007	11115,91	1,564475	

N – número da ave M – macho F – fêmea Ident – identificação Ht – hematócrito
 Lt – leucócitos totais Eos – eosinófilos Cop – exames coproparasitológicos neg - negativo

DISCUSSÃO

Os quatro métodos de exames coproparasitológicos utilizados no presente trabalho mostraram-se eficientes para a pesquisa de ovos de helmintos em Psittacidae. Os métodos que mostraram os melhores resultados foram Gordon & Whitlock, Willis & Mollay. Isto se deve ao fato destes dois métodos serem baseados no princípio da flutuação e, da prevalência de ovos de helmintos da sub-família Capillariinae, que são leves. O método de sedimentação apresentou menor eficiência em relação aos métodos de flutuação e, o método direto só pode ser utilizado como método complementar pois sua eficiência foi muito baixa. Não foram encontrados oocistos de Eimeriidae durante um ano de experimento.

Quando se avaliou a evolução do parasitismo durante todo o ano observou-se que os animais eliminaram ovos de helmintos principalmente da sub-família Capillariinae nas diferentes estações do ano. Houve um aumento significativo (18,75%) na contagem destes ovos no mês de outubro. Provavelmente os parasitos estivessem em hipobiose em julho e agosto, devido às condições externas desfavoráveis (temperatura média muito baixa). Com o aumento de temperatura em outubro, as condições passam a ser favoráveis e os parasitas voltam a fazer postura. Há uma diminuição de postura em novembro e outra em fevereiro, isto provavelmente se deva à diminuição da umidade. Estes dados estão de acordo com os relatos de MOLELO et al., 1988, YADAV & TANDON, 1989, e FEDYNICH & PENCE, 1993.

Os parasitas encontrados nos Psittacidae eram todos nematódeos e a maioria pertencente à sub-família Capillariinae. As infecções múltiplas ocorreram, pois, encontrou-se mais de uma espécie de parasita na mesma ave.

A sub-família Capillariinae é uma das sub-famílias de parasitos que apresentam maior dificuldade quanto à classificação, sendo esta, ainda hoje, muito controversa. Existe dúvida também em relação à classificação a nível de número e aos gêneros pertencentes a esta sub-família.

Em 1957 Skrjabin, Shikhobalova, Sobolev, Paramonov & Sudarikov (in Atlas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro, 1959), consideraram os seguintes gêneros dentro da sub-família *Capillariinae*: *Capillaria* Zeder, 1800, *Skrjabinocapillaria* Skarbilovich, 1946, *Eucoleus* Dujardin, 1845 e *Thominx* Dujardin, 1845, que já haviam sido aceitos por Chertkov, em 1952 (in Atlas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro, 1959). Em 1957, Skrjabin, Shikhobalova & Orloff (in Atlas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro, 1959) incluíram aos gêneros anteriores *Hepaticola* Hall, 1916. Também foi constatado pela sessão ordinária da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro, realizada em 23 de setembro de 1959, no Instituto Oswaldo Cruz, que: "Os pesquisadores russos, que nos últimos anos vem compendiando a literatura helmintológica mundial, por não fazerem um estudo crítico das publicações, introduziram alguma confusão nas espécies tipos dos gêneros de Zeder e Dujardin".

Também em 1959, no Rio de Janeiro, foi constatado que os nematódeos pertencentes à subfamília *Capillariinae* Railliet, 1915, são representados por, aproximadamente, duas centenas de espécies, porém, estas muitas vezes mostraram aspectos morfológicos bastante diferentes, principalmente no que se

refere à cauda dos machos. Para a diferenciação dos vários grupamentos genéricos propostos acima, foram usados caracteres como: presença ou ausência de espículo, presença ou ausência de espinhos na bainha espicular, relação entre as porções anterior ou esofagiana e posterior ou intestinal do corpo, etc. Devido ao grande número de espécies e visando o desdobramento em agrupamentos menores, os estudiosos propuseram um esboço de novo arranjo sistemático, não com base filogenética mas, morfofisiológica. A divisão ficou sendo: *Gessyella* Freitas, 1959, *Aonchotheca* Lopez-Neyra, 1947, *Skrjabinocapillaria* Skarbilovich, 1946, *Pterothominx* Freitas, 1959, *Capillostrongyloides* Freitas & Lent, 1935, *Capillaria* Zeder, 1800, *Pseudocapillaria* Freitas, 1959, *Thominx* Dujardin, 1845, *Hepaticola* Hall, 1916, *Ritaklossia* Freitas, 1959.

Wakelin et al., 1970, são de opinião que os parasitas filiformes deveriam ser classificados como um único gênero pertencente à sub-família Capillariinae.

Em 1982, Anderson & Bain demonstraram insatisfação com os caracteres propostos para definir o gênero e, acrescentaram quatro gêneros aos relatados por SKRJABIN et al., 1957, dentro da sinonímia *Capillaria*, juntamente com outros 16 gêneros que tinham sido propostos em 1978 (in ANDERSON, 1992).

MORAVEC, 1982, constatou que do ponto de vista taxonômico e sistemático a família Capillariidae representa um dos grupos mais difíceis dentro dos helmintos, pelo fato de se ter um conhecimento inadequado da morfologia dos indivíduos da espécie, dos quais se tem descrições incompletas. Também citou a dificuldade quanto a um critério de classificação por parte de diferentes autores, apesar dos esforços dos mesmos. O autor considera os trabalhos de Dujardin (1845), Travassos (1915), York and Maplestone (1926), López-Neyra (1947), Skrjabin et al. 1957 e

Freitas (1959) como sendo os mais importantes, apesar da situação em Capillariidae permanecer confusa. Cita ainda que foram estabelecidos 19 gêneros para esta família: *Capillaria* Zeder, 1800, *Trichosomum* Creplin, 1829, *Liniscus* Dujardin, 1845, *Thominx* Dujardin, 1845, *Calodium* Dujardin, 1845, *Eucoleus* Dujardin, 1845, *Hepaticola* HALL, 1916, *Capillostrongyloides* Freitas & Lent, 1935, *Skrjabinocapillaria* Skarbilovich, 1946, *Aonchotheca* López-Neyra, 1947, *Gessyella* Freitas, 1959, *Pterothominx* Freitas, 1959, *Pseudocapillaria* Freitas, 1959, *Ritaklossia* Freitas, 1959, *Pearsonema* Freitas & Mendonça, 1960, *Orthothominx* Freitas & Silva, 1960, *Paracapillaria* Mendonça, 1963, *Schulmanella* Ivashkin, 1964 e, *Armocapillaria* Gagarin & Nazarova, 1966. MORAVEC, 1982, considera que muitos dos gêneros são descritos com características morfológicas inadequadas (proporção entre comprimento do esôfago e corpo, número de ovos no útero), observações incorretas (alegações de ausência de espículo) ou, eventualmente somente com base nas diferentes localizações dentro do hospedeiro. Consequentemente, muitos autores como: Yamaguti 1961, Inglis & Coles 1963, Kutzer & Otte 1966, Caballero 1971, Huffman and Bullock 1973, Bell & Beverley-Burton 1981, Butterworth & Beverley-Burton 1980, compartilham a opinião de Baylis, 1931, que todo o grupo de Capillariinae está representado por um único gênero, *Capillaria* s.l. Os estudos realizados por Moravec, 1982, no entanto, defendem a concepção de Skrjabin et al. 1957, Freitas, 1959 e outros autores que consideram os aspectos morfológicos relativos a várias espécies de Capillariidae, suas diferentes localizações e também a heterogenicidade de seus hospedeiros definitivos, evidências da existência de vários gêneros dentro da família Capillariidae.

Para MORAVEC, 1982, os aspectos mais importantes para definir o gênero parecem ser a estrutura posterior do macho (presença ou ausência e características da papila caudal, lobos, cutícula dorsal membranosa, asa caudal lateral), apesar de muitas vezes esta ser descrita inadequadamente. Também podem auxiliar na classificação: presença ou não de espinhos na bainha, presença ou ausência e características do espículo, estrutura do esticossoma, número e disposição das bandas bacilares, presença ou ausência de apêndice vulvar em fêmeas grávidas, posição da vulva, comprimento da vagina, comprimento do corpo, proporção entre o comprimento do esôfago e corpo, forma dos ovos e posição da abertura do ânus nas fêmeas. O autor sugere dividir a família Capillariidae em 16 gêneros e cinco subgêneros, estando ciente do fato de que a lista de espécies está incompleta, porque algumas foram descritas de forma inadequada ou excepcionalmente por não ter tido acesso à descrição original de outras. A divisão proposta pelo autor ficou sendo gêneros: *Schulmanella* Ivashkin, 1964, *Paracapillaria* Mendonça, 1963, *Capillostrongyloides* Freitas & Lent, 1935, *Pseudocapillaria* Freitas, 1959, *Freitascapillaria* Moravec, 1982, *Baruscapillaria* Moravec, 1982, *Liniscus* Dujardin, 1845, *Pearsonema* Freitas & Mendonça, 1960, *Echinocoleus* López-Neyra, 1947, *Capillaria* Zeder, 1800, *Eucoleus*, Dujardin, 1845, *Pterothominx* Freitas, 1959, *Aonchotheca* López-Neyra, 1947, *Calodium* Dujardin, 1845, *Gessyella* Freitas, 1959 e *Skrjabinocapillaria*, Skarbilivich, 1946. Destes gêneros, ocorrem em aves: *Capillaria*, *Pseudocapillaria*, *Baruscapillaria*, *Echinocoleus*, *Eucoleus*, *Pterothominx* e *Aonchotheca*. Moravec considerou que a espécie *caudinflata* deveria ser incluída no gênero *Aonchotheca*.

BARUS & SERGEEVA, 1990, trabalhando com parasitos de peixes elevaram o número de gêneros da família Capillariidae de 16 para 22. Porém, continuaram

sendo apenas sete os gêneros encontrados em aves. Citaram também que apesar de muitos autores não concordarem com esta nova sistemática, trabalhos taxonômicos significativos recentes mostraram que uma divisão de Capillariidae em vários gêneros é totalmente justificada. Na opinião dos autores, a hipótese de que todo o grupo de Capillariidae pertence a um único gênero, *Capillaria* s.l., o qual foi expressado por Baylis (1931) e até recentemente por outros autores, está antiquado. Durante uma revisão da família Capillariidae parasitando pássaros da região paleártica os autores chegaram a conclusão que quatro espécies estão estreitamente relacionadas e possuem características morfológicas idênticas as quais distinguem-nas de todas as demais espécies da família, consideraram também que as características destas espécies são apropriadas para o estabelecimento de uma nova categoria sistemática a nível de gênero, sendo este *Tridentocapillaria*. Em trabalho subsequente, no mesmo ano, os autores consideraram que a espécie *Baruscapillaria ovopunctata* (Linstow, 1873) Moravec, 1982 e, outras três espécies não estão morfológicamente de acordo com este gênero. Consideraram que as quatro espécies estão intimamente relacionadas e que possuem características morfológicas separando-as de todas as demais espécies de Capillariidae e, também dos gêneros, vindo os autores a proporem um novo gênero, *Ornithocapillaria*. BARUS & SERGEEVA, 1990, passam a considerar o gênero *Tridentocapillaria* e *Ornithocapillaria*, aumentando de sete para nove o total de gêneros de Capillariidae encontrados em aves. Para estes autores, a família Capillariidae é formada por nove gêneros: *Capillaria* Zeder, 1800; *Eucoleus* Dujardin, 1845; *Echinocoleus* López-Neyra, 1947; *Pterothominx* Freitas, 1959 e, *Schulmanella* Ivashkin, 1964; sendo estes cinco gêneros considerados por Lomakin e Romashov (1987); Barus e

Sergeeva incluíram : *Pscicapillaria* Moravec, 1982; *Amphibiocapillaria* Moravec, 1982 e, *Paratrichosoma*, Ashford e Muller, 1978. Quatro destes nove gêneros parasitam aves (*Capillaria*, *Echinocoleus*, *Eucoleus* e *Pterothominx*), além de *Tridentocapillaria* e *Ornithocapillaria*. No mesmo ano, em um trabalho sobre Capilariidae parasitos de pássaros na região paleártica, os autores se referem à *Capillaria bursata* e à *Capillaria caudinflata* como *Aonchotheca bursata* e *Aonchotheca caudinflata*, concordando com o proposto por MORAVEC, 1982.

Para ANDERSON, 1992, a classificação da subfamília Capillariinae é uma das mais difíceis e insatisfatórias dentro da classe Nematoda. Considera que aproximadamente 300 espécies descritas em *Capillaria* parasitam desde peixes até mamíferos e aves. O autor adota a classificação proposta por MORAVEC, 1982, levando em consideração que nem todas as espécies puderam ser referidas por este autor e considerou também as espécies referidas por SKRJABIN et al. 1957 para as espécies não mencionadas por MORAVEC, 1982.

MORAVEC, SCHOLZ & NASINCOVÁ, 1994, descreveram uma nova espécie, a *Baruscapillaria rudolphii*, pertencente à família Capilariidae. No referido trabalho, reafirmam a dificuldade quanto à classificação desta família em função da diversidade de nomenclatura.

No presente trabalho, devido às muitas divergências quanto à taxonomia, optou-se por classificar os parasitos encontrados somente quanto à sub-família, no caso, *Capillariinae*. Na comparação feita com os gêneros propostos por Moravec, 1982, nenhuma semelhança morfológica foi observada quando comparada aos parasitas encontrados neste trabalho (Figura 36). A identificação da espécie da mesma forma é difícil pois, a maioria dos autores sugerem novas espécies baseados

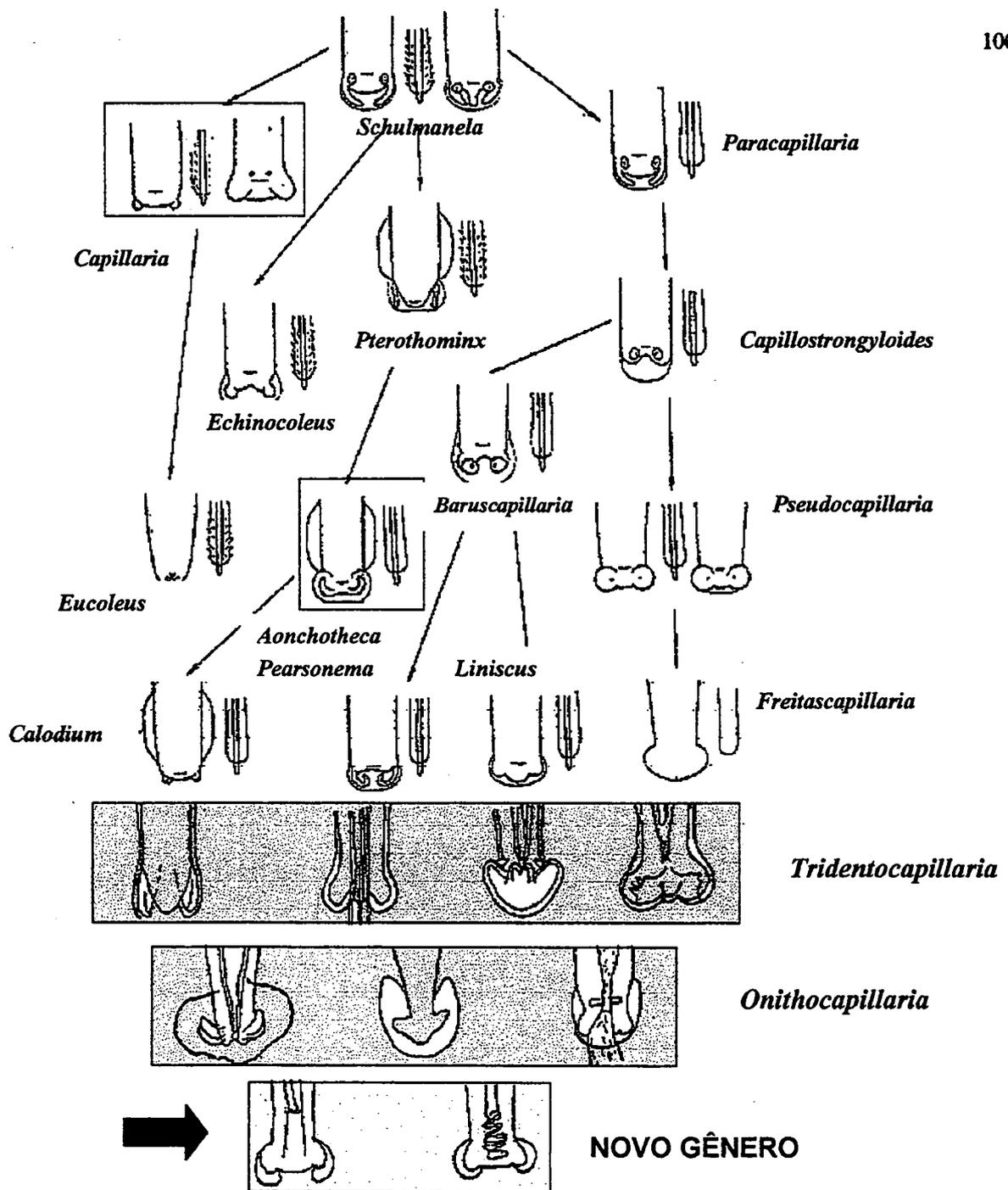


Figura 36: Chave de classificação de Moravec (modificada) para machos de Capillariinae. Sugere-se a inclusão de *Tridentocapillaria*, de *Ornithocapillaria* e de um novo gênero descrito no presente trabalho, na família Psittacidae, em Curitiba, Paraná, Brasil.

em poucos exemplares, como é o caso da *Capillaria copyschi*, descrita por GUPTA, 1960. A descrição foi baseada em dois exemplares machos sem a extremidade anterior e, segundo este autor, um número (não definido) de fêmeas completas. TEIXEIRA DE FREITAS & HERMAN LENT, 1937, não encontraram fêmeas inteiras de *Capillaria viguerasi* e, de um exemplar representado pela porção esofageana e parte da porção posterior do corpo e, de outro exemplar, do qual faltava parte do esôfago, foram obtidas as medidas para as fêmeas. Os mesmos autores também descreveram *Capillaria cubana* com base na morfologia da cauda da fêmea, pois, a amostra era composta de fragmentos.

Para resolução do problema sugere-se maiores estudos e propõem-se que sejam feitas chaves de identificação, como fez MORAVEC em 1982, para os machos de Capillariinae, o que não ocorreu com as fêmeas.

Várias foram as referências bibliográficas consultadas em que as fêmeas apresentavam o apêndice vulvar, porém, nenhuma destas estava de acordo com os tipos de apêndice vulvar por nós encontrados. Os machos também apresentavam extremidade posterior bi-lobada e com expansão cuticular membranosa em cada um dos lobos, também não havendo qualquer descrição semelhante. Um dos grandes problemas na busca da identificação das espécies encontradas foram as descrições daquelas referentes à sub-família Capillariinae. Algumas são descritas em base morfológica incompleta, número de parasitos insuficientes e falta de espécie tipo para comparação.

Aves como pardais e pombos, podem ser considerados vetores ou disseminadores de doenças em locais onde não estão sujeitos ao controle, como estas aves em vida livre habitando zoológicos e parques.

EBAID et al., 1993 (Egito) encontraram *Capillaria angusta* em *Passer domesticus* e, pelas características morfológicas desta espécie de helminto, constatou-se não ser a mesma encontrada nos Psittacidae da presente pesquisa. Porém, pelo pequeno porte dos pardais e pelo acesso livre que estes têm aos recintos, através das telas de malha larga, não descartamos a possibilidade do mesmo ser um agente de contaminação do acervo.

Em maio de 2000, realizou-se exames coproparasitológicos em pombas de vida livre que perambulam pelo Passeio Público (local onde localiza-se os recintos dos Psittacidae), não se encontrando ovos de helmintos ou oocistos de outros parasitos. Também, realizou-se necrópsia de três exemplares da referida espécie, encontrando-se *Ascaridia columbae* nas três aves, dois parasitos em duas aves e um na outra. Conforme constatou-se neste experimento, um exemplar de *Pionopsitta pileata* possuía exemplares de *Ascaridia columbae* em seu intestino, podendo as pombas terem servido de transmissores. Estes pombos muitas vezes defecam sobre os recintos, vindo a contaminar o piso.

SILVA & MATTOS JR, 1990, fizeram um levantamento das espécies parasitos de *Columba livia* no município de São Gonçalo, Rio de Janeiro durante um período de 15 meses. Constataram a presença de *Ascaridia columbae*, dentre outros parasitos, em 11,42 % das aves parasitadas de um total de 55 necropsias. Relatam ainda a falta de estudos realizados nesta espécie de ave no Brasil, sendo grande o número das mesmas nos centros urbanos. KULISIC, 1988, relata a importância de *Columba livia* como transmissor de várias espécies de nematódeos, dentre eles, a *Ascaridia columbae*.

AURANGZEB & MANNAN, 1993, dissecaram 50 exemplares de *Columba livia*, das quais, 66 % estavam parasitadas com trematódeos, cestódeos e nematódeos. Dentre os nematódeos encontraram *Ascaridia columbae* e *Capillaria obsignata*. Os autores realizaram o estudo devido à importância econômica da pomba doméstica.

Constata-se deste modo que dever-se-ia tomar maiores cuidados com relação aos possíveis transmissores de agentes patogênicos, impedindo seu acesso aos recintos das aves e, evitando que estes defecassem sobre estes recintos.

Nossos dados demonstraram que os parasitos da sub-família Capillariinae encontram condições de sobrevivência em cativeiro. As mesmas observações foram feitas por NONAKA et al., 1991, que estudou comparativamente aves de criação coletiva (pavões, faisões, pombos, patos, perus, galinhas) em sistema tradicional diferindo da criação industrializada. Também relataram a importância de se separar aves jovens de adultas, pois, as primeiras são muito mais vulneráveis às infecções parasitárias. Consideraram uma grande falha de alguns fazendeiros fazerem uso de anti-helmínticos apenas para as aves jovens e em crescimento, uma vez que estas estavam misturadas com as demais. A capilariose e a cabeça negra, causada pelo *Histomona meleagridis*, que é transmitido pelo *Heterakis*, são considerados os maiores problemas em Michigan, especialmente em galinheiros externos.

RITCHIE et al., 1994, relatam serem os ascarídeos os parasitos mais comuns em aves em cativeiro com acesso ao solo. No presente trabalho, a maioria das vezes que encontrou-se ovos de helmintos nos exames coproparasitológicos, estes pertenciam à sub-família Capillariinae, demonstrando serem estes um dos maiores problemas para Psittacidae

No levantamento bibliográfico encontrou-se apenas uma referência de infecção por uma espécie de *Capillaria* em Psittacidae (TRAVASSOS, 1915). O Psittacidae, que segundo o citado pertence ao gênero *Chrysotis amazonica*, consta como sendo um Pioninae, o que não está de acordo com PINTO, 1978, onde este gênero pertence à sub-família Psittacinae e tem como sinonímia o gênero *Amazona*.

Antes do início desta pesquisa, as aves do Departamento de Zoológico da Prefeitura Municipal de Curitiba eram desverminadas periodicamente, aproximadamente a cada quatro meses, dentro de um programa profilático, mesmo quando seus exames coproparasitológicos resultavam negativo. Salienta-se que em cativeiro as aves tornam-se altamente susceptíveis à verminose, principalmente capilariose e, às vezes os resultados dos exames podem ser falsos negativos.

Existem relatos desde 1989 do uso de ivermectin 1 %, na dosagem de 200 microgramas por kg de peso, administrado por via subcutânea, em aves desta Instituição. Este anti-helmíntico foi utilizado nos anos subseqüentes até 1998, quando se passou a fazer um controle mais rigoroso destas aves, através de exames coproparasitológicos mensais e, constatou-se que este princípio ativo não estava sendo eficaz para capilariose. O ivermectin, mesmo na dosagem de 400 microgramas por kg de peso, mostrou-se altamente seguro, sem trazer danos às aves, porém, quando administrado em *Brotogeris tirica* (SICK, 1984) na dosagem de 200 microgramas por kg de peso, causa sonolência e letargia. Quando necessário, este medicamento pode ser diluído em propileno glicol, o que facilita a sua dosificação. Isto acontece principalmente em aves de peso muito baixo, quando não se consegue fracionar o produto. Este princípio ativo teve apenas 60 % de eficácia

quando utilizado na dosagem de 400 microgramas por kg de peso corporal administrado via subcutânea.

O levamisole, na dosagem de 4 mg por kg de peso corporal via subcutâneo, também foi utilizado desde 1990, porém, sendo muitas vezes utilizado como imunoestimulante ao invés de apenas um anti-helmíntico. Até 1998 este princípio ativo não era utilizado como rotina nas profilaxias deste Departamento, passando a ser após o início do experimento, pois, apresentou 100 % de eficácia.

Em 1994, algumas aves foram desverminadas com pamoato de pirantel via oral, na dosagem de meio comprimido para as grandes araras e, um quarto de comprimido para os papagaios, tendo sido constatada sua eficácia, porém, sendo de difícil administração.

No Departamento de Zoológico da Prefeitura Municipal de Curitiba, a capilariose é um dos maiores problemas de Psittacidae e, também se separa aves jovens de adultas. Quanto à desverminação, realizar-se-á um programa onde todas as aves serão incluídas, este será feito uma vez ao ano, baseado no controle dos exames coproparasitológicos.

O uso de anti-helmínticos na alimentação ou na água de Psittacidae é impraticável, pois, estes discernem as mesmas qualidades gustativas dos humanos, podendo não ingerir o medicamento quando este for colocado sobre o alimento ou na água. Certa quantidade da água ingerida por esta espécie está nas frutas, podendo as aves privarem-se da água por algum período de tempo.

Os resultados dos exames hematológicos podem ser alterados em aves que não estão acostumadas ao manuseio, como é o caso dos Psittacidae deste trabalho. Isto se deve ao fato de os animais estarem sendo submetidos a uma condição de

estresse, o que acarretará em um aumento na contagem de leucócitos (leucocitose), que, neste caso, pode ser considerado fisiológico. Esta leucocitose estará associada à heterofilia e linfocitose.

A função dos eosinófilos em aves não está clara e difere da função dos mesmos em mamíferos (MONTALI, 1988). As eosinofílias associadas com infecções por nematodas gastrointestinais tem sido relatadas ocasionalmente e, alguns estudos sugerem que os eosinófilos das aves também possam estar associados a uma resposta retardada em reações de hipersensibilidade. As eosinofílias idiopáticas ocorrem esporadicamente em aves (RITCHIE et al., 1994).

A série vermelha do hemograma apresentou resultados dentro dos parâmetros citados em CAMPO et al., 1991, e RITCHIE et al., 1994, podendo-se considerá-los normais, com exceção do hematócrito de um exemplar macho de *Cyanoliseus patagonus*, que estava acima dos parâmetros normais.

No leucograma, a média dos leucócitos totais foi de 23.500/ mm³ nas aves parasitadas e de 24.719/ mm³ nas aves não parasitadas, considerado dentro dos parâmetros normais quando comparados com os valores de RITCHIE, 1994, de 13.000/ mm³ à 26.000/ mm³, para psitaciformes. As aves parasitadas apresentaram uma média de linfócitos de 53 %, de heterófilos de 44,4%, de eosinófilos de 1,5%, de monócitos de 0,7% e de basófilos de 0,3%, valores considerados normais por CAMPO et al., 1991, e RITCHIE et al., 1994.

Os valores dos hematócritos, dos leucócitos totais e dos eosinófilos das aves parasitadas e não parasitadas por helmintos não apresentou diferenças.

CONCLUSÃO

Nos exames coproparasitológicos realizados em Psittacidae houve prevalência da sub-família Capillariinae (92,10 %) sobre Heterakiinae (3,95 %), Ascaridiinae (2,82 %) e família Strongylidea (1,13 %).

Os gêneros de Psittacidae mais susceptíveis às helmintoses foram: *Aratinga* (33,04 %), *Amazona* (12,50 %), *Ara* (10,71 %), *Propyrrhura* (9,82 %) e *Myiopsitta* (9,82 %).

Não foi possível correlacionar os sinais clínicos com as parasitoses, pois, os Psittacidae não apresentaram alterações quanto ao seu estado de saúde, mesmo quando parasitados.

Os Psittacidae que foram a óbito não estavam parasitados por helmintos.

Há um aumento com relação aos exames coproparasitológicos positivos concomitantemente ao aumento de temperatura e umidade, para os parasitos descritos no presente trabalho.

Com base na descrição e pranchas de identificação de parasitas de diferentes autores, pode-se concluir que os parasitas analisados pertencem à família Trichuridae, sub-família Capillariinae.

Sugere-se a inclusão de um novo gênero na sub-família Capillariinae, contendo seis novas espécies de parasitos, pois, nenhum dos parasitos analisados na presente pesquisa estava de acordo com as características morfológicas descritas na literatura. Este número deve-se ao fato de terem sido encontrados seis tipos de fêmeas diferentes e apenas dois tipos de machos diferentes (provavelmente formando casal com duas das espécies de fêmeas).

As desverminações podem ser realizadas até uma vez por ano, desde que as aves sejam acompanhadas através de exames coproparasitológicos mensais, isto se deve ao fato de haver recontaminação dos animais. Deste modo diminuir-se-á o risco de intoxicação das aves pelos anti-helmínticos e também será reduzido o estresse causado pela contenção dos animais.

O piso dos recintos das aves que participaram do experimento são impróprios no que se refere a um controle eficiente de parasitas, apesar de serem varridos diariamente. Muitas vezes os ovos de helmintos são misturados à areia vindo mais tarde a serem ingeridos pelas aves.

Conforme constatou-se nos resultados, um dos parasitas encontrados foi a *Ascaris columbae*, parasita também de pombos, o que sugere que seja realizado um controle deste possível vetor ou, uma alteração no sistema de recintos, impossibilitando o acesso de contaminadores ao mesmo.

O levamisole demonstrou 100 % de eficácia para todos os tipos de ovos de parasitos encontrados durante o experimento.

Analisando-se o hemograma das aves parasitadas por helmintos não foi observado anemia, pois, os hematócritos estavam dentro da normalidade (com exceção de um exemplar de *Cyanoliseus patagonus*) e nenhuma resposta inflamatória. Os eosinófilos também estavam dentro dos parâmetros normais, bem como a contagem de leucócitos totais. Não houve correlação entre o hematócrito, os eosinófilos, os leucócitos totais e os exames coproparasitológicos positivos.

Não houve presença de hemoparasitas nos esfregaços.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AKKAYA, H.; ARSLAN, M. O.; GULANBER, A. The treatment of *Ascaridia columbae* e *Capillaria sp* infections in domesticated pigeons (*Columba livia* var. domestica) with levamisole hydrochloride (Citarin-1). **Turkie-Parazitoloji-Dergisi**, v.18, p.74-79, 1994.
- ANDERSON, R. C., **Nematode Parasites of Vertebrates - their development and transmission**. C.A.B. International, 1992.
- ATLAS DA SOCIEDADE DE BIOLOGIA**. Rio de Janeiro, Ano 3, n. 5, 1959.
- AURANGZEB, R. P.; MANNAN, P. Helminth parasites of domestic pigeon, *Columba livia*, of Peshawar. **Science International** (Lahore). v. 5, n. 3, p. 307-309. Jul/Set, 1993.
- BARUS, V.; SERGEEVA, T. P. A new genus of capillariids from birds, *Tridentocapillaria* gen. n. (nematoda: Capillariidae). **Folia Parasitologica**, Praga, Czechoslovak, v. 37, p. 67-75, 1990.
- BARUS, V.; SERGEEVA, T. P. Capillariids parasitic in birds in the palearctic region (4) genera *Pterothominx* and *Aonchotheca*. **Acta Sc. Nat. Brno**, Praga, Czechoslovak, n. 24, v.12, p. 1-48, 1990
- BEHNKE, J. M.; BARNARD, C. J.; WAKELIN, D. Understanding chronic nematode infections: Evolutionary considerations, current hypotheses and way forward. **International Journal Parasitology**, v. 22, p. 861-907, 1992.
- BERNARD, J. Nématodes parasites d'oiseaux de la faune de Tunisie. **Archives Institut Pasteur**, Tunis, n. 66, v.1-2, p. 33-51, 1989
- CAMPO, A. L. G.; HUECAS, V.; FERNÁNDEZ, A.; PUERTA, M. L. Hematology and blood chemistry of macaws, *Ara rubrogenys*. **Comp. Biochem. Physiol.** v. 100A, n. 4, p. 943-944, 1991.
- DUJARDIN, M. F. **Histoire naturelle des helminthes ou vers intestinaux**. Paris. 1845.
- EBAID, N. M.; THARWAT, M. E.; EID, A. A.. Endoparasite of some agricultural vertebrates in Egypt. **Annals of agricultural science. Ain Shams Univ.** Cairo, v. 38, n. 1, p. 119-130, 1993.
- FEDYNICH, A. M.; PENCE, D. B. Helminth community structure and pattern in amigratory host (*Anas platyrhynchos*). **Canadian Journal Zoological**. v. 72, p. 496-505, 1993.

- FOWLER, M. **Zoo & wild animal medicine**. Philadelphia: WB Saunders Compsny, 1986.
- FROELICH, J. A. VON. **Beytraege zur Naturgeschichte der Eingeweidewuermer. Naturfoscher**, Halle, v. 25, p. 52-113, 1791.
- GUPTA, S. P. Nematodes parasites of vertebrates of east pakistan – VII. *Capillaria copysschi* sp. nov. **Canadian Journal Zoological**, v. 38, p. 879-881. 1960.
- HARRISON, G. J.; HARRISON, L. R. **Clinical Avian Medicine and Surgery**. WB Saunders Company, 1986.
- HOFFMANN, R. P.. **Diagnóstico de Parasitismo Veterinário**. Porto Alegre/RS: Sulina, 1987.
- IBRAHIM, A. I.; HASSANIN, H. H.; ALY, S. E. M.; ABDEL, A. A. A study on some parasitic affections in domestic pigeons in Ismalia province. **Assiut-Veterinary-Medical-Journal**. Egypt, v. 34, n.67, p. 153-161, 1995.
- JAIN, N. C. **Essentials of Veterinary Hematology**. Philadelphia. Lea & Febiger, p. 54-63.1993.
- KOTLAN, A. **Beltrage zur Kenntnis der Parasitenfauna der einheimisehen Phasane**. Aquila, p. 42-45, 1940.
- KULISIC, Z. Endoparasite Fauna of Pigeons (*Columba livia*) as detected in the city of Belgrade. **Acta Veterinaria (Beograd)**. v. 38, n. 1, p. 37-42. 1988.
- LAMKA, J.; SVOBODOVA, V.; SLEZKOVA, J. Anthelmintic efficacy of ivermectin against *Sungamus trachea* e *Capillaria spp* in pheasant. **Veterinarni – Medicina**, v. 42, n. 6, p.157-160, 1997.
- LATALA, A.; MAZURKIEWICZ, M. Evaluation of the efficacy of Banminth for the treatment of ascariosis and capillariosis in birds. **Wiadomosci – Parazytologiczne**, v. 33, n. 3, p.377-382, 1990.
- MAWSON, P. M. Capillarid worms from canadian birds. Reprinted from **Canadian Journal of Zoology**, v. 34, p. 163-164, 1956.
- MOLELO, N.; SANGALA, K.; WROBLEVSKI, A.; BALANDI, M.; MONZAMBE, K. M. Influence de la saison sur les parasites gastrointestinaux chez les gallinacées élevées à Kisangani (Zaire). **Arch. Roum. Path. Exp. Microbiol.**, v. 47, n. 1, p. 65-71, 1988.
- MOLIN, R. **Prospectus Helminthum q. in prodromo faunae helminthologicae venetiae continentur**. Sitz. D. Math. Nat. D. K. Akad. Wissens., v. 30, n. 14, p. 127-158, 1858.
- MONTALI, R. J. Comparative pathology of inflammation in the higher vertebrates (reptiles, birds, and mamallss). **J. Comp. Path**, v. 99, n. 1, p. 26, 1998.

- MORAVEC, F. Proposal of a new systematic arrangement of nematodes of the family Capillariidae. **Folia Parasitologica** (Praha), Czechoslovak, v. 29, p.119-132, 1982.
- MORAVEC, F.; SCHOLZ, T.; NASINCOVÁ, V. The systematic status of *Trichosoma carbonis*, 1819 and a description of *Baruscapillaria rudolphii* n. sp. (Nematoda: Capillariidae), na intestinal parasite of cormorants, **Systematic Parasitology**, Czech Republic, v. 28, p. 53-158, 1994.
- NONAKA, N.; DONOGHUE, A. R.; MANZONI, A. M.; VAN VEEN, T. W. S. A survey of helminth parasites in backyard flocks in Michigan by litter examination. **Avian Diseases**. Michigan, v. 35, p.554-558, 1991.
- NORTON, R. A.; YAZWINSKI T. A.; JOHNSON, Z. Use of fenbendazole for the treatment of turkeys with experimentally induced nematode infections. **Biological Abstracts**. v. 92, iss. 8, ref.92718, p. 1835-1837, 1991.
- OKSANEN, A.; NIKANDER, S. Ivermectin as a bird anthelmintic – trials with naturally infected domestic fowl, **Journal-of-Veterinary-Medicine – Series B**, v. 36, n.7, p. 495-499, 1990.
- OROZ, D. *Capillaria – fajok házi madrainkban (Capillaria – Arten des Hausgeflügels)*. These. Budapest, 1931.
- OSHMARIN, P. G.; PARUKHIN, A. M. Trematodes and nematodes of birds and mammals of the Sikhote Alin Reserve. **Trudy Sikhote-alinsk. Zapoved.**, v. 3, p. 121-180, 1963.
- PAVLOVIC, I.; ROSIC, G.; BAJIC, V.; LAZAROV, D.; MISIC, Z. Efficacy of mebendazole in treating helminthoses of game birds and pigeons maintained in controlled conditions. **Veterinarski-Glasnik**, v. 50 p. 9-10, 779-784, 1996.
- PINTO, O. M. O. **Novo Catálogo das Aves do Brasil 1ª parte**. São Paulo: Empresa Gráfica das Revistas dos Tribunais, p. 153, 1978.
- REDDY, M. R.; HAFEZ, Md. Fenbendazole, an effective anthelmintic against *Ascaridia galli* and *Capillaria obsignata* infection in fowls. **Cheiron**, v. 17, n. 2, p. 64-67, 1988.
- RITCHIE, B. W.; HARRISON, G. J.; HARRISON, L. R. **Avian Medicine: Principles and Application**. Florida: Wingers Publishing, 1994.
- RUBILAR, L.; BERTOSSI, E.; SKEWES, O. Parasitismo gastrointestinal en la perdiz común (*Nothoprocta perdicaria*) en la zona de Nuble, Chile. **Boletin Chileno de Parasitologia**, v. 51, p. 35-37, 1996.
- RUDOLPHI, C. A. **Entozoorum Synopsis cui accendunt mantissima duplex et indices locupletissimi**. Berolini, 1819.

- SCHALMS, O. W.; JAIN, N. C.; CARRD, E. J. **Veterinary Hematology**. 3 ed.; Philadelphia: Lea & Fabiger, p. 90-149, 1986.
- SIBLEY, C. G.; MONROE JR, B. L. **Distribution and Taxonomy of Birds of the World**. Yale University Press, 1990.
- SICK, H. **Ornitologia Brasileira, uma introdução** Brasília: Ed. Universidade de Brasília, 3. ed., v. 2, 1984.
- SILVA, C. C.; MATTOS JR, D. G. Helmitos Parasitas de *Columba livia* (Gm) no Município de São Gonçalo, Rio de Janeiro. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**. v. 42, n. 5, p. 391-4, 1990.
- SKORPING, A. Macroparasites as selective agents in birds. **Bulletion of the Scandinavian Society for Parasitology**. Bergen, Norway, v. 8, n. 2, p. 33-37, 1998.
- SKRJABIN, K. I.; SHIKHOBALOVA, N. P.; ORLOV, I. V. **Fundamentals of Nematodology. Trichocephalidae and Capillarida of animals and man and diseases caused by them**. (in Russian). Animal Parasites Laboratory, Moscow. v. 6, 1957.
- SLOSS, M. W.; ZAJAC, A. M.; KEMP, R. L. **Parasitologia Clínica Veterinária**. Editora Manole LTDA, 6. ed. , p. 3-16, 1. ed. Brasileira, 1999.
- TEIXEIRA DE FREITAS, J. F. T.; ALMEIDA, J. L. Novo nematodeo parasita de *Gallus domesticus* L., no Brasil: *Capillaria bursata* n. sp. Reimpresso das **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, Tomo XXVII-Fasc. 2, p. 272-277, jun, 1934.
- TEIXEIRA DE FREITAS, J. F. T.; ALMEIDA, J. L. O gênero "*Capillaria*" Zeder, 1800 ("Nematoda – Trichuroidea") e as capillarioses nas aves domésticas. **Separata da revista do departamento nacional da produção animal – n. 4,5 e 6**, 1935.
- TEIXEIRA DE FREITAS, J. F. T.; LENT, H. Espécies de *Capillaria* em Cuba. **Annaes de Academia Brasileira de Sciencias**, tomo IX, n. 2, p. 92-103, 1937.
- TOPARLAK, M.; TÜZER, E.; ARSLAN, M. O. Efficacy of Moxidectin in pigeon Capillariosis. **Tropical Journal of Veterinary and Animal Sciences**. Turk, v. 19, n. 2, p. 133-134, 1995.
- TRAVASSOS, L. Contribuições para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. Reimpresso das "**Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**", Tomo VII. – Fac. II. , Rio de Janeiro-Manguinhos, 146-172, 1915.
- URQUHART, G. M.; ARMOUR, J.; DUNCAN, J. L.; DUNN, A. M.; JENNINGS, F. W. **Parasitologia Veterinária**. Guanabara Koogan, 2 ed., p. 59, 66-67, 84-85, 1996.

- WAKELIN, D.; SCHMIDT, G. D.; KUNTZ, R. E. Nematode parasites of Oceanica. **Parasitology**, v. 61, p. 465-474, 1970.
- WAKELIN, D.; SCHMIDT, G. D.; KUNTZ, R. E. Nematode parasites of Oceanica. **Parasitology**, v. 62, p. 1-10, 1971.
- WALLACH, J. D.; BOEVER, W. J. **Diseases of exotic animals**. WB Saunders Company, 1983, p. 927-930, 947.
- WINTROBE, M. M. The size and hemoglobin content of the erythrocyte. Methods of determination and clinical application. **J. Lab. Clin. Med.**, v. 17, p. 899, 1932.
- YADAV, A. K.; TANDON, V. Helminth parasitism of domestic fowl (*Gallus domesticus* L.) in a subtropical high-rainfall area of India. **Beitr. Trop. Landwirtsch. Vet. Med.** v.29 H, n.1, p. 97-104, 1991.
- YAMAGUTI, SATYU. **The nematodes of vertebrates. Systema helminthum**. v. III, part I e II. Interscience Publishers. New York-London, 1961.

ANEXOS

ANEXO 01: EXAMES COPROLÓGICOS MENSAIS
Julho/98

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Amazona amazonica</i>	M	4-134	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona amazonica</i>	F	4-135	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	M	4-029	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	F	4-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	M	4-009	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	F	4-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	M	4-116	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	F	4-115	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	M	4-014	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	F	4-203	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	M	4-318	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	F	4-201	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	M	5-002	Negativo	<i>Capillaria</i> 100 OPG	Negativo	<i>Capillaria</i>
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	F	5-230	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	M	5-085	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	F	5-089	Negativo	<i>Capillaria</i> 600 OPG	Negativo	<i>Capillaria</i>
<i>Ara macao</i>	M	5-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	F	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara rubrogenys</i>	M	4-022	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Ara rubrogenys</i>	F	4-021	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara severa</i>	M	4-340	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara severa</i>	F	4-351	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-061	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	M	2-062	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	I	2-063	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-064	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-033	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-034	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i> +	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-035	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i> +	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	M	2-011	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	F	2-021	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	M	3-031	<i>Capillaria</i>	<i>Capillaria</i> 1700 OPG	Negativo	<i>Capillaria</i>
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	F	3-030	Negativo	<i>Capillaria</i> 300 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Deropterus accipitrinus</i>	M	4-018	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Deropterus accipitrinus</i>	F	4-019	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	M	3-081	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Guaruba guarouba</i>	F	3-010	Negativo	<i>Heterakis</i> 100 OPG	Negativo	Negativo
<i>Myiopsitta monachus</i>	M	2-041	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Myiopsitta monachus</i>	F	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionites leucogaster</i>	M	3-036	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionites leucogaster</i>	F	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionopsitta pileata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Pionopsitta pileata</i>	F	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionus menstruus</i>	M	2-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionus menstruus</i>	F	2-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> I	M	3-008	Negativo	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i>
<i>Propyrrhura auricollis</i> I	F	3-001	<i>Capillaria</i>	<i>Capillaria</i> 100 OPG	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> II	M	3-003	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Propyrrhura auricollis</i> II	F	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Propyrrhura maracana</i>	M	3-025	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Propyrrhura maracana</i>	F	3-024	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-052	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	I	2-053	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	M	2-054	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	F	2-055	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	I	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-352	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-361	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-028	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-053	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

Agosto/98

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Amazona amazonica</i>	M	4-134	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona amazonica</i>	F	4-135	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	M	4-029	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	F	4-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	M	4-009	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	F	4-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	M	4-116	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	F	4-115	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	M	4-014	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	F	4-203	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	COL	4-318	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	COL	4-201	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	M	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	F	5-230	Negativo	Negativo	Capillaria +	Capillaria
<i>Ara chloroptera</i>	COL	5-085	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	COL	5-089	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	M	5-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	F	5-002	Negativo	Negativo	Capillaria +	Capillaria
<i>Ara rubrogenys</i>	M	4-022	Negativo	Negativo	negativo	Não realizado
<i>Ara rubrogenys</i>	F	4-021	Negativo	Negativo	Strongylidae	Não realizado

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Ara severa</i>	M	4-340	Negativo	Negativo	negativo	Não realizado
<i>Ara severa</i>	F	4-351	Negativo	Negativo	negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-062	Negativo	Negativo	negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	M	2-062	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	I	2-063	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-064	Negativo	Capillaria 100 OPG	Capillaria ++	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-033	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-034	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-035	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	M	2-011	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	F	2-021	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	M	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	F	3-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Deropterus accipitrinus</i>	M	4-018	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Deropterus accipitrinus</i>	F	4-019	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Guaruba guarouba</i>	COL	3-081	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	COL	3-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Myiopsitta monachus</i>	M	2-041	Negativo	Negativo	Capillaria ++	Não realizado
<i>Myiopsitta monachus</i>	F	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionites leucogaster</i>	M	3-036	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionites leucogaster</i>	F	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionopsitta pileata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionopsitta pileata</i>	F	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionus menstruus</i>	M	2-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionus menstruus</i>	F	2-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffnman

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Propyrrhura auricollis</i> I	COL	3-008	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> I	COL	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> II	COL	3-003	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> II	COL	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	COL	3-025	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	COL	3-024	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	COL	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	COL	2-052	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	COL	2-053	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	COL	2-054	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura perlata</i>	COL	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura perlata</i>	COL	2-055	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura perlata</i>	COL	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-352	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-361	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-028	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-053	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmann

Setembro / 98

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Amazona amazonica</i>	M	4-134	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona amazonica</i>	F	4-135	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	M	4-029	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	F	4-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	M	4-009	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	F	4-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	M	4-116	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	F	4-115	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	M	4-014	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	F	4-023	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	COL	4-318	Negativo	Capillaria 100 OPG	Negativo	Capillaria
<i>Amazona xanthops</i>	COL	4-201	Negativo	Capillaria 100 OPG	Negativo	Capillaria
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	M	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	F	5-230	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	COL	5-085	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	COL	5-089	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	M	5-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	F	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffinman

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Ara rubrogenys</i>	M	4-022	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara rubrogenys</i>	F	4-021	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Ara severa</i>	M	4-340	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara severa</i>	F	4-351	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-061	Negativo	Capillaria 100 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	M	2-062	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	I	2-063	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-064	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-033	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-034	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-035	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	COL	2-011	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	COL	2-021	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	M	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	F	3-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Deroptryus accipitrinus</i>	M	4-018	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Deroptryus accipitrinus</i>	F	4-019	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	M	3-081	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Guaruba guarouba</i>	F	3-010	Negativo	Heterakis +	Negativo	Negativo
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	2-041	Negativo	Capillaria 200 OPG	Capillaria +	Negativo
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	S/	Negativo	Capillaria 200 OPG	Capillaria +	Negativo
<i>Pionites leucogaster</i>	M	3-036	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionites leucogaster</i>	F	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffinman

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Pionopsitta pileata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionopsitta pileata</i>	F	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionus menstruus</i>	COL	2-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionus menstruus</i>	COL	2-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i>	COL	3-008	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i>	COL	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i>	COL	3-003	Negativo	Capillaria 300 OPG	Capillaria +	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i>	COL	3-001	Negativo	Capillaria 300 OPG	Capillaria +	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	M	3-025	Negativo	Capillaria 100 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Propyrrhura maracana</i>	F	3-024	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	COL	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	COL	2-052	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	COL	2-053	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	COL	2-054	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura perlata</i>	COL	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura perlata</i>	COL	2-055	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura perlata</i>	COL	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	COL	3-352	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	COL	3-361	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-053	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffinman

Outubro/ 98

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Amazona amazonica</i>	M	4-134	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona amazonica</i>	F	4-135	Negativo	<i>Heterakis</i> 200 OPG	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	M	4-029	Negativo	<i>Capillaria</i> 200 OPG	<i>Capillaria</i> +	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	F	4-028	Negativo	negativo	<i>Capillaria</i> +	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	M	4-009	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	F	4-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	M	4-116	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	F	4-115	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	M	4-014	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	F	4-023	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	COL	4-218	Negativo	<i>Capillaria</i> 2000 OPG	<i>Capillaria</i> +	<i>Capillaria</i>
<i>Amazona xanthops</i>	COL	4-201	Negativo	<i>Capillaria</i> 2000 OPG	<i>Capillaria</i> +	<i>Capillaria</i>
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	M	5-002	Negativo	<i>Capillaria</i> 200 OPG	<i>Capillaria</i> +	Não realizado
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	F	5-230	Negativo	<i>Heterakis</i> 200 OPG	<i>Capillaria</i> +	<i>Capillaria</i>
<i>Ara chloroptera</i>	M	5-085	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	F	5-089	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Ara macao</i>	M	5-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	F	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara rubrogenys</i>	M	4-022	Negativo	Negativo	Negativo	<i>Heterakis</i>
<i>Ara rubrogenys</i>	F	4-021	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara severa</i>	F	4-340	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara severa</i>	M	4-351	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	COL	2-061	Negativo	<i>Capillaria</i> 100 OPG	<i>Capillaria</i> +	<i>Capillaria</i>
<i>Aratinga aurea</i>	COL	2-062	Negativo	<i>Capillaria</i> 100 OPG	<i>Capillaria</i> +	<i>Capillaria</i>
<i>Aratinga aurea</i>	COL	2-063	Negativo	<i>Capillaria</i> 100 OPG	<i>Capillaria</i> +	<i>Capillaria</i>
<i>Aratinga aurea</i>	COL	2-064	Negativo	<i>Capillaria</i> 100 OPG	<i>Capillaria</i> +	<i>Capillaria</i>
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-033	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-034	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-035	Negativo	<i>Heterakis</i> 100 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	COL	2-011	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	COL	2-021	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	M	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	F	3-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Deropterus accipitrinus</i>	M	4-018	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Deropterus accipitrinus</i>	F	4-019	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	COL	3-081	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	COL	3-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M Willis & Mollay H, P & J - Hoffmann

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	2-041	Negativo	Capillaria 100 OPG	Capillaria +	Não realizado
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	S/	Negativo	Capillaria 100 OPG	Capillaria +	Não realizado
<i>Pionites leucogaster</i>	M	3-036	Capillaria	Capillaria 3-200 OPG	Capillaria +	Não realizado
<i>Pionites leucogaster</i>	F	3-031	Capillaria	Capillaria 700 OPG	Capillaria +	Não realizado
<i>Pionopsitta pileata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionopsitta pileata</i>	F	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionus menstruus</i>	COL	2-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionus menstruus</i>	COL	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis I</i>	COL	3-008	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis I</i>	COL	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis II</i>	COL	3-003	Negativo	Negativo	Negativo	Capillaria
<i>Propyrrhura auricollis II</i>	COL	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Capillaria
<i>Propyrrhura maracana</i>	M	3-025	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	F	3-024	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	COL	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	COL	2-052	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	COL	2-053	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	COL	2-054	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura perlata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	F	2-055	Ascaridia	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	I	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-352	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffinan

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Triclaría malachitacea</i>	F	3-361	Negativo	Negativo	<i>Ascaridia</i> +	<i>Ascaridia</i>
<i>Triclaría malachitacea</i>	M	3-028	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaría malachitacea</i>	F	3-053	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

Novembro/ 98

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Amazona amazonica</i>	M	4-134	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona amazonica</i>	F	4-135	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	M	4-029	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Amazona brasiliensis</i>	F	4-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	M	4-009	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	F	4-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	M	4-116	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Amazona rhodocorytha</i>	F	4-115	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	M	4-014	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	F	4-203	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	M	4-318	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	F	4-201	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Anodorhynchus hyacinthiinus</i>	M	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthiinus</i>	F	5-230	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	COL	5-085	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i> +	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	COL	5-089	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i> +	Negativo
<i>Ara macao</i>	COL	5-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	COL	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara rubrogenys</i>	M	4-022	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara rubrogenys</i>	F	4-021	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmann

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Ara severa</i>	M	4-340	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara severa</i>	F	4-351	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	COL	2-061	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	COL	2-062	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	COL	2-063	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	COL	2-064	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-033	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-034	Capillaria	Capillaria 500 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-035	Negativo	Capillaria 300 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	M	2-011	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	F	2-021	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	COL	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	COL	3-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Deroptryus accipitrinus</i>	M	4-018	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Deroptryus accipitrinus</i>	F	4-019	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	M	3-081	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	F	3-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	2-041	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionites leucogaster</i>	M	3-036	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionites leucogaster</i>	F	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionopsitta pileata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionopsitta pileata</i>	F	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionus menstruus</i>	COL	2-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmann

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Pionus menstrus</i>	COL	2-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> I	COL	3-008	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> I	COL	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> II	M	3-003	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> II	F	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	COL	3-025	Negativo	Capillaria 300 OPG	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	COL	3-024	Negativo	Capillaria 300 OPG	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	COL	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	COL	2-052	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	COL	2-053	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	COL	2-054	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura perlata</i>	COL	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura perlata</i>	COL	2-055	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura perlata</i>	COL	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-352	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-361	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	COL	3-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	COL	3-053	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

Dezembro / 98

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Amazona amazonica</i>	M	4-134	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Amazona amazonica</i>	F	2-135	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	M	4-029	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	F	4-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	M	4-009	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	F	4-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	M	4-116	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i> +	Não realizado
<i>Amazona rhodocorytha</i>	F	4-115	Negativo	Não realizado	Não realizado	negativo
<i>Amazona vinacea</i>	M	4-014	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Amazona vinacea</i>	F	4-203	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	M	4-318	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	F	4-201	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	COL	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	COL	5-230	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	COL	5-085	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	COL	5-089	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	M	5-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	F	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara rubrogenys</i>	M	4-022	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara rubrogenys</i>	F	4-021	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Ara severa</i>	M	4-340	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Ara severa</i>	F	4-351	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	COL	2-061	<i>Capillaria</i>	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	COL	2-062	<i>Capillaria</i>	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	COL	2-063	<i>Capillaria</i>	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	COL	2-064	<i>Capillaria</i>	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-033	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-034	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-035	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	M	2-011	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	F	2-021	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	COL	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	COL	3-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Deropterus accipitrinus</i>	M	4-018	Negativo	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i>
<i>Deropterus accipitrinus</i>	F	4-019	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	COL	3-081	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	COL	3-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	3-041	<i>Capillaria</i>	<i>Capillaria</i> 100 OPG	Negativo	Negativo
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	S/	<i>Capillaria</i>	<i>Capillaria</i> 100 OPG	Negativo	Negativo
<i>Pionites leucogaster</i>	M	3-036	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Pionites leucogaster</i>	F	3-031	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Pionopsitta pileata</i>	M	S/	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Pionopsitta pileata</i>	F	S/	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffinman

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Pionus menstrus</i>	M	2-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionus menstrus</i>	F	2-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> I	COL	3-008	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> I	COL	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> II	COL	3-003	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> II	COL	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	M	3-025	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	F	3-024	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-051	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-052	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	I	2-053	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	M	2-054	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Pyrrhura perlata</i>	COL	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura perlata</i>	COL	2-055	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura perlata</i>	COL	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-352	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-361	Negativo	Não realizado	Não realizado	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	COL	3-028	<i>Capillaria</i>	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	COL	3-053	<i>Capillaria</i>	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffnman

Janeiro /99

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Amazona amazonica</i>	M	4-134	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona amazonica</i>	F	4-135	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	M	4-029	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	F	4-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	M	4-009	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	F	4-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	M	4-116	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	F	4-115	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	M	4-014	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	F	4-203	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	M	4-318	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	F	4-201	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	M	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	F	5-230	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	COL	5-085	Negativo	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i>
<i>Ara chloroptera</i>	COL	5-089	Negativo	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i>
<i>Ara macao</i>	M	5-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	F	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara rubrogenys</i>	COL	4-022	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Ara rubrogenys</i>	COL	4-021	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara severa</i>	M	4-340	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara severa</i>	F	4-351	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-061	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i> +	<i>Capillaria</i>
<i>Aratinga aurea</i>	M	2-062	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	I	2-063	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-064	Negativo	<i>Capillaria</i> 100 OPG	Negativo	Negativo
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-033	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-034	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-035	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	M	2-011	Negativo	<i>Capillaria</i> 100 OPG	negativo	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	F	2-021	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	COL	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	COL	3-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Deropterus accipitrinus</i>	M	4-018	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Deropterus accipitrinus</i>	F	4-019	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	M	3-081	Negativo	Negativo	Negativo	<i>Ascaridia</i>
<i>Guaruba guarouba</i>	F	3-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	2-041	<i>Capillaria</i>	<i>Capillaria</i> 200 OPG	Negativo	<i>Capillaria</i>
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	S/	<i>Capillaria</i>	<i>Capillaria</i> 200 OPG	Negativo	<i>Capillaria</i>
<i>Pionites leucogaster</i>	M	3-036	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionites leucogaster</i>	F	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Pionopsitta pileata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionopsitta pileata</i>	F	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionus menstruus</i>	M	2-030	<i>Ascaridia</i>	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionus menstruus</i>	F	2-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis I</i>	COL	3-008	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis I</i>	COL	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis II</i>	COL	3-003	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis II</i>	COL	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	COL	3-025	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	COL	3-024	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-052	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	I	2-053	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	M	2-054	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura perlata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura perlata</i>	F	2-055	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	I	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-352	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-361	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-053	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffnman

Fevereiro/99

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Amazona amazonica</i>	M	4-134	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona amazonica</i>	F	4-135	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	M	4-029	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	F	4-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	M	4-009	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	F	4-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	M	4-116	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	F	4-115	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	M	4-014	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	F	4-203	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	M	4-318	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Amazona xanthops</i>	F	4-201	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Anodorhynchus hyacintiinus</i>	COL	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacintiinus</i>	COL	5-230	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	COL	5-085	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	Col	5-089	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	M	5-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	F	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara rubrogenys</i>	COL	4-022	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffinman

ESPECIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Ara rubrogenys</i>	COL	4-021	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara severa</i>	M	4-340	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara severa</i>	F	4-351	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-061	Negativo	Capillaria 200 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	M	2-062	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	I	2-063	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-064	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-033	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-034	Negativo	Capillaria 300 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-035	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	M	2-011	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	F	2-021	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	M	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	F	3-030	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Deropterus accipitrinus</i>	M	4-018	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Deropterus accipitrinus</i>	F	4-019	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	M	3-081	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	F	3-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Myiopsitta monachus</i>	M	2-041	Capillaria	Capillaria 3000 OPG	Capillaria +	Não realizado
<i>Myiopsitta monachus</i>	F	S/	Negativo	Capillaria 1200 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Pionites leucogaster</i>	M	3-036	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionites leucogaster</i>	F	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmann

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Pionopsitta pileata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionopsitta pileata</i>	F	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionus menstruus</i>	M	2-030	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionus menstruus</i>	F	2-031	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Propyrrhura auricollis I</i>	COL	3-008	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis I</i>	COL	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis II</i>	COL	3-003	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis II</i>	COL	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	M	3-025	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Propyrrhura maracana</i>	F	3-024	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-052	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	I	2-053	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	M	2-054	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	F	2-055	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	I	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-352	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-361	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-053	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

Março /99

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Amazona amazonica</i>	M	4-134	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona amazonica</i>	F	4-135	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	M	4-029	<i>Capillaria</i>	Negativo	<i>Capillaria</i> +	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	F	4-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	M	4-009	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	F	4-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	M	4-116	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	F	4-115	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	M	4-014	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	F	4-203	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	M	4-318	Negativo	<i>Capillaria</i> 100 OPG	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	F	4-201	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	COL	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	COL	5-230	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	COL	5-085	Negativo	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i>
<i>Ara chloroptera</i>	COL	5-089	Negativo	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i>
<i>Ara macao</i>	M	5-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	F	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara rubrogenys</i>	COL	4-022	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Ara rubrogenys</i>	COL	4-021	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara severa</i>	M	4-340	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara severa</i>	F	4-351	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-061	Negativo	Negativo	Capillaria +	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	M	2-062	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	I	2-063	Negativo	Negativo	Capillaria +	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-064	Capillaria	Capillaria 100 OPG	Capillaria +	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-033	Capillaria	Capillaria 200 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-034	Negativo	Capillaria 400 OPG	Capillaria +	Capillaria
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-035	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	M	2-011	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	F	2-021	Negativo	Negativo	Capillaria +	Não realizado
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	M	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	F	3-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Deropterus accipitrinus</i>	M	4-018	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Deropterus accipitrinus</i>	F	4-019	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	M	3-081	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	F	3-010	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	2-041	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionites leucogaster</i>	M	3-036	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionites leucogaster</i>	F	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Pionopsitta pileata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionopsitta pileata</i>	F	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionus menstruus</i>	M	3-030	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionus menstruus</i>	F	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Propyrrhura auricollis</i> I	COL	3-008	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> I	COL	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> II	COL	3-003	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> II	COL	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	M	3-025	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	F	3-024	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-052	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	I	2-053	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	M	2-054	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	F	2-055	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhyra perlata</i>	I	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-352	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-361	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-053	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

Abril/99

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Amazona amazonica</i>	M	4-134	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona amazonica</i>	F	4-135	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Amazona brasiliensis</i>	M	4-029	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	F	4-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	M	4-009	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	F	4-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	M	4-116	Negativo	Capillaria 100 OPG	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	F	4-115	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	M	4-014	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	F	4-203	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	M	4-318	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	F	4-201	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	COL	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	COL	5-230	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	COL	5-085	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	COL	5-089	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	M	5-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	F	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara rubrogenys</i>	COL	4-022	Negativo	Negativo	Capillaria +	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Ara rubrogenys</i>	COL	4-021	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i> +	Negativo
<i>Ara severa</i>	M	4-340	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara severa</i>	F	4-351	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-061	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	M	2-062	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	I	2-063	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-064	Negativo	<i>Capillaria</i> 100 OPG	<i>Capillaria</i> +	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-033	Negativo	<i>Capillaria</i> 100 OPG	<i>Capillaria</i> +	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2- 034	<i>Capillaria</i>	<i>Capillaria</i> 100 OPG	<i>Capillaria</i> +	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-035	Negativo	<i>Capillaria</i> 1000 OPG	<i>Capillaria</i> +	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	M	2-011	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	F	2-021	Negativo	<i>Capillaria</i> 100 OPG	<i>Capillaria</i> +	Não realizado
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	M	3-03 1	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i> +	Não realizado
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	F	3-030	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i> +	Não realizado
<i>Deropterus accipitrinus</i>	M	4-018	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Deropterus accipitrinus</i>	F	4-019	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	M	3-081	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	F	3-010	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	2-041	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionites leucogaster</i>	M	3-036	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmann

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Pionites leucogaster</i>	F	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionopsitta pileata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionopsitta pileata</i>	F	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionus menstrus</i>	M	2-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionus menstrus</i>	F	2-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis I</i>	COL	3-008	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis I</i>	COL	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis II</i>	COL	3-003	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis II</i>	COL	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	COL	3-025	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	COL	3-024	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-052	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	I	2-053	Negativo	Negativo	negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	M	2-054	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	F	2-055	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	I	2-051	Negativo	Heterakis 100 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-352	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-361	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-028	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-053	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmann

Maio/99

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Amazona amazonica</i>	M	4-134	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona amazonica</i>	F	4-135	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	M	4-029	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	F	4-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	M	4-009	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	F	4-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	M	4-116	Capillaria	Negativo	Capillaria +	Capillaria
<i>Amazona rhodocorytha</i>	F	4-115	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	M	4-014	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	F	4-203	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	M	4-318	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	F	4-201	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	COL	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	COL	5-230	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	M	5-085	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	F	5-089	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	M	5-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	F	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara rubrogenys</i>	M	4-022	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Ara rubrogenys</i>	F	4-021	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara severa</i>	M	4-340	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara severa</i>	F	4-351	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-061	Negativo	Capillaria 100 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	M	2-062	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	I	2-063	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-064	Negativo	Capillaria 200 OPG	Capillaria +	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-033	Negativo	Capillaria 100 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-034	Negativo	Capillaria 100 OPG	Capillaria +	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-035	Negativo	Negativo	Capillaria +	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	M	2-011	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	F	2-021	Negativo	Negativo	Capillaria +	Não realizado
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	M	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	F	3-030	Negativo	Negativo	Capillaria +	Capillaria
<i>Deropterus accipitrinus</i>	M	4-018	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Deropterus accipitrinus</i>	F	4-019	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	M	3-081	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	F	3-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	2-041	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	S/	Negativo	Negativo	Negativo	negativo
<i>Pionites leucogaster</i>	M	3-036	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionites leucogaster</i>	F	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmann

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Pionopsitta pileata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionopsitta pileata</i>	F	S/	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i> +	Não realizado
<i>Pionus menstruus</i>	M	2-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionus menstruus</i>	F	2-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> I	M	3-008	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> I	F	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> II	M	3-003	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> II	F	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Propyrrhura maracana</i>	M	3-025	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	F	3-024	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-052	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-052	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	I	2-053	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	M	2-054	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	F	2-055	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	I	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-352	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-361	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-053	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

Junho/99

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Amazona amazonica</i>	M	4-134	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Amazona amazonica</i>	F	4-135	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Amazona brasiliensis</i>	M	4-029	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona brasiliensis</i>	F	4-028	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	M	4-009	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i> +	Negativo
<i>Amazona farinosa</i>	F	4-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	M	4-116	Negativo	<i>Capillaria</i> 100 OPG	Negativo	Negativo
<i>Amazona rhodocorytha</i>	F	4-115	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	M	4-014	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona vinacea</i>	F	4-203	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	M	4-318	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Amazona xanthops</i>	F	4-201	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	M	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	F	5-230	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	M	5-085	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara chloroptera</i>	F	5-089	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	M	5-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara macao</i>	F	5-002	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara rubrogenys</i>	M	4-022	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara rubrogenys</i>	F	4-021	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffinman

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Ara severa</i>	M	4-340	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Ara severa</i>	F	4-351	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-061	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i> +	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	M	2-062	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	I	2-063	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga aurea</i>	F	2-064	Negativo	<i>Capillaria</i> 100 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-033	Negativo	<i>Capillaria</i> 100 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-034	Negativo	<i>Capillaria</i> 200 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-035	Negativo	Strongylidae 100 OPG	Negativo	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	M	2-011	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Brotogeris chrysopterus</i>	F	2-021	Negativo	Negativo	<i>Capillaria</i> +	Não realizado
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	M	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	F	3-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Deropterus accipitrinus</i>	M	4-018	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Deropterus accipitrinus</i>	F	4-019	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	M	3-081	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Guaruba guarouba</i>	F	3-010	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	2-041	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Myiopsitta monachus</i>	COL	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionites leucogaster</i>	M	3-036	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionites leucogaster</i>	F	3-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionopsitta pileata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffnman

ESPÉCIE	S	ID	ESF. DIRET	G & W	W & M	H, P & J
<i>Pionopsitta pileata</i>	F	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pionus menstrus</i>	M	2-030	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Pionus menstrus</i>	F	2-031	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> I	M	3-008	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Propyrrhura auricollis</i> I	F	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> II	M	3-003	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Propyrrhura auricollis</i> II	F	3-001	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Propyrrhura maracana</i>	M	3-025	Negativo	Capillaria 100 OPG	Capillaria +	Negativo
<i>Propyrrhura maracana</i>	F	3-024	Negativo	Negativo	Capillaria +	Negativo
<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-052	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	I	2-053	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura leucotis</i>	M	2-054	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	M	S/	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	F	2-055	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Pyrrhura perlata</i>	I	2-051	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-352	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-361	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
<i>Triclaria malachitacea</i>	M	3-028	Negativo	Negativo	Negativo	Não realizado
<i>Triclaria malachitacea</i>	F	3-053	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

S – sexo ID – Identificação Esf diret – Esfregaço direto G & W - Gordon & Whitlock
W & M – Willis & Mollay H, P & J - Hoffmnan

ANEXO 02: RESULTADO DOS EXAMES HEMATOLÓGICOS DE PSITTACIDAE

N	ESPÉCIE	S	IDENT	Hm /mm ³	Ht %	Hb g/dl	VGM fl	CHGM %	Lt /mm ³	Het %	Lin %	Eos %	Mon %	Bas %
1.	<i>Amazona amazonica</i>	M	4-134	2.012.000	47	13,7	235,00	29,14	14.000	74	22	2	1	1
2.	<i>Amazona amazonica</i>	F	4-135	2.720.000	48	15,33	177,77	31,93	15.000	45	49	4	0	2
3.	<i>Amazona farinosa</i>	M	4-009	2.148.000	50	13,70	238,09	27,40	23.000	41	54	3	0	2
4.	<i>Amazona farinosa</i>	F	4-010	1.872.000	42	13,70	233,33	32,61	33.000	58	40	2	0	0
5.	<i>Amazona rhodocorytha</i>	M	4-116	1.596.000	48	16,22	320,00	33,79	13.000	41	58	1	0	0
6.	<i>Amazona rhodocorytha</i>	F	4-115	2.044.000	50	14,89	250,00	29,78	20.000	49	49	0	1	1
7.	<i>Amazona xanthops</i>	M	4-318	1.524.000	52	12,55	346,66	24,13	11.000	25	68	2	5	0
8.	<i>Amazona xanthops</i>	F	4-201	2.672.000	48	16,22	184,61	33,79	16.000	41	56	3	0	0
9.	<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	M	5-002	2.460.000	50	14,10	208,30	28,20	24.000	41	59	0	0	0
10.	<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	F	5-230	1.996.000	49	13,70	257,80	27,95	33.000	57	43	0	0	0
11.	<i>Ara macao</i>	M	5-001	2.184.000	51	20,70	242,80	40,58	40.000	35	63	2	0	0
12.	<i>Ara macao</i>	F	5-002	2.036.000	49	14,10	245,00	28,77	40.000	58	42	0	0	0
13.	<i>Ara rubrogenys</i>	M	4-022	2.968.000	46	15,33	158,62	33,32	23.000	18	77	0	3	2
14.	<i>Ara rubrogenys</i>	F	4-021	2.756.000	46	17,10	170,37	37,17	11.000	26	74	0	0	0
15.	<i>Ara severa</i>	M	4-340	2.064.000	49	16,20	245,00	33,06	10.000	36	64	0	0	0
16.	<i>Ara severa</i>	F	4-351	2.380.000	50	12,50	217,39	25,00	27.000	40	58	2	0	0
17.	<i>Aratinga aurea</i>	F	2-061	2.724.000	48	14,89	177,77	31,02	22.000	28	71	1	0	0
18.	<i>Aratinga aurea</i>	M	2-062	2.384.000	51	15,70	221,73	26,86	13.000	56	33	6	4	1
19.	<i>Aratinga aurea</i>	F	2-064	2.976.000	53	14,30	182,75	26,60	17.000	26	68	5	1	0
20.	<i>Aratinga solstitialis</i>	I	2-035	2.588.000	50	17,10	200,00	34,20	13.000	64	32	0	2	2
21.	<i>Brotogeris chrysopterus</i>	M	2-011	2.392.000	46	11,44	200,00	24,86	22.000	11	88	0	1	0
22.	<i>Brotogeris chrysopterus</i>	F	2-021	2.772.000	48	15,59	177,77	32,47	25.000	13	87	0	0	0

N - Número seqüencial S - sexo M - Macho F - Fêmea I - Sexo não determinado Hm - Total de hemácias
Ht - Hematócrito Hb - Hemoglobina VGM - volume globular médio CHGM - concentração de hemoglobina globular média
Lt - Leucócitos totais Het - Heterófilos Lin - Linfócitos Eos - Eosinófilos Mon - Monócitos Bas - Basófilos
Cop - exames coproparasitológicos + - Positivo - - Negativo

N	ESPECIE	S	IDENT	Hm /mm ³	Ht %	Hb g/dl	VGM fl	CHGM %	Lt /mm ³	Het %	Lin %	Eos %	Mon %	Bas %
23.	<i>Cyanoliseus patagonus</i>	M	3-031	2.596.000	58	14,90	232,00	25,68	24.000	37	63	0	0	0
24.	<i>Cyanoliseus patagonus</i>	F	3-030	2.840.000	48	13,30	171,40	27,70	23.000	50	46	1	0	3
25.	<i>Deropterus accipitrinus</i>	M	4-018	1.684.000	51	13,30	318,75	26,07	14.000	14	86	0	0	0
26.	<i>Deropterus accipitrinus</i>	F	4-019	2.308.000	50	14,10	217,39	28,20	22.000	54	43	0	3	0
27.	<i>Guaruba guarouba</i>	M	3-081	3.120.000	51	13,57	164,51	26,60	47.000	10	88	0	2	0
28.	<i>Guaruba guarouba</i>	F	3-010	3.072.000	51	9,02	182,14	17,68	27.000	26	72	0	2	0
29.	<i>Myiopsitta monachus</i>	M	2-041	3.396.000	43	14,38	130,30	33,44	29.000	11	85	4	0	0
30.	<i>Myiopsitta monachus</i>	F	S/	2.876.000	47	12,12	167,85	25,78	53.000	16	84	0	0	0
31.	<i>Pionus menstrus</i>	M	2-030	2.124.000	55	17,59	261,90	31,98	18.000	58	38	2	1	1
32.	<i>Pionus menstrus</i>	F	2-031	2.132.000	50	16,66	238,00	33,32	43.000	59	38	2	1	0
33.	<i>Propyrrhura auricollis I</i>	M	3-008	2.548.000	49	11,13	198,00	22,71	26.000	72	26	1	1	0
34.	<i>Propyrrhura auricollis I</i>	F	3-001	2.288.000	47	13,30	213,63	28,29	41.000	42	54	3	0	1
35.	<i>Propyrrhura auricollis II</i>	M	3-003	2.784.000	49	13,30	181,48	27,14	12.000	28	72	0	0	0
36.	<i>Propyrrhura auricollis II</i>	F	3-001	2.152.000	48	13,30	228,57	27,70	19.000	42	56	0	2	0
37.	<i>Propyrrhura maracana</i>	M	3-025	2.800.000	49	14,10	175,00	28,77	32.000	27	73	0	0	0
38.	<i>Propyrrhura maracana</i>	F	3-024	2.648.000	52	18,70	200,00	34,75	23.000	40	60	0	0	0
39.	<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-051	2.056.000	42	7,81	210,00	18,59	29.000	27	73	0	0	0
40.	<i>Pyrrhura leucotis</i>	F	2-052	2.656.000	50	14,78	192,30	29,58	23.000	16	84	0	0	0
41.	<i>Pyrrhura perlata</i>	F	2-055	2.884.000	48	15,59	171,42	32,47	24.000	5	94	0	1	0
42.	<i>Pyrrhura perlata</i>	M	S/	3.328.000	51	16,22	154,54	31,80	32.000	36	60	3	1	0

N – Número sequencial S – sexo M – Macho F – Fêmea I – Sexo não determinado Hm - Total de hemácias
Ht - Hematócrito Hb - Hemoglobina VGM - volume globular médio CHGM - concentração de hemoglobina globular média
Lt - Leucócitos totais Het - Heterófilos Lin - Linfócitos Eos - Eosinófilos Mon - Monócitos Bas - Basófilos
Cop - exames coproparasitológicos + - Positivo - - Negativo