

Danielle de Assis Andery

**PERFIL SANITÁRIO DE RAPINANTES DE CATIVEIRO E
RECOLHIMENTO EM UM CENTRO DE TRIAGEM DE
ANIMAIS SILVESTRES, BELO HORIZONTE/MG**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Ciência Animal.

Área: Medicina Veterinária Preventiva

Orientador: Prof. Nelson Rodrigo da Silva Martins

**Belo Horizonte
Escola de Veterinária da UFMG
2011**

Andery, Danielle de Assis, 1983-

A522p Perfil sanitário de rapinantes de cativeiro e recolhimento em um Centro de Triagem de Animais Silvestres, Belo Horizonte/MG / Danielle de Assis Andery. – 2011.
78 p. : il.

Orientador: Nelson Rodrigo da Silva Martins

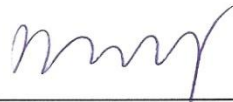
Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Minas Gerais, Escola de Veterinária

Inclui bibliografia

1. Ave de rapina – Doenças – Teses. 2. Ave de rapina – Parasito – Teses. 3. Helminto – Teses. 4. Coccidiose em ave – Teses. 1. Martins, Nelson Rodrigo da Silva. II. Universidade Federal de Minas Gerais. Escola de Veterinária. III. Título.

CDD – 636.686 089 6

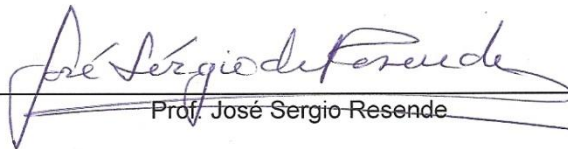
Dissertação defendida e aprovada em 08 de abril de 2011, pela Comissão Examinadora constituída por:



Prof. Nelson Rodrigo da Silva Martins
Presidente



Profª. Tânia de Freitas Raso



Prof. José Sergio Resende

Dedico este trabalho à minha família e amigos que acreditam e confiam em mim;

Aos meus orientadores e exemplo Prof. Nelson, Prof. José Sérgio e Prof. Maurício;

Aos amigos do Laboratório de Doenças das Aves;

À fauna.

AGRADECIMENTOS

A Deus pela oportunidade.

Aos meus pais, Homero e Regina, pelo exemplo, incentivo e por tornarem tudo possível

Às minhas irmãs, Isabella e Fernanda, pela amizade, cumplicidade e estímulo e à minha sobrinha Marina, pela alegria e renovação de tudo o que é bom.

À minha avó Fernandina pelo apoio e incentivo; aos meus familiares que sempre me apóiam.

À Escola de Veterinária da UFMG pelo acolhimento e oportunidade.

Ao professor orientador Nelson Rodrigo da Silva Martins pela oportunidade, paciência, confiança, ensinamentos e exemplo de profissional e pessoa, muito obrigada por acreditar neste trabalho e torná-lo possível.

Ao co-orientador José Sérgio de Resende pela convivência, orientações, auxílio e conhecimento compartilhado.

Ao Prof. Maurício Resende pela convivência, conhecimento e disponibilização de instrumentos necessários à realização deste estudo.

Aos amigos do Laboratório de Doenças da Aves. Ao Francisco (Chiquinho), cujo auxílio foi essencial à realização deste trabalho, e à Alessandra (Lady Be), obrigada pela amizade incondicional, confiança, companheirismo, paciência, apoio e momentos de alegria e descontração. Ao Daniel, por abrir as portas do CETAS, amizade, conselhos e exemplo. À Sandra pela amizade, conhecimento, disposição, auxílio e exemplo. Ao Rodrigo pela amizade, auxílio e incentivo. Ao Marcus, Marcela, André, Rogério, Carolzinha, Bárbara, Ana Maria e Mariana pela amizade, convivência e auxílio em alguma etapa deste estudo.

Aos funcionários em especial Cláudio e Luzia pelo auxílio e zelo com o laboratório.

Aos prof. Alan Lane de Melo e Marcos Pezzi Guimarães pela ajuda imprescindível no estudo parasitológico.

À profa. Érica Martins Braga por abrir as portas do Laboratório de Malária e possibilitar a realização do estudo de hemoparasitoses em aves de rapina. À Patrícia pelo conhecimento, conselhos e auxílio.

À profa. Rogéria Serakides pelo auxílio no estudo histopatológico.

Aos membros da banca pela disponibilidade e contribuição.

Ao Lucas Cunha pela ajuda essencial no estudo de ectoparasitos e palavras de incentivo.

Ao Hudson pela disposição e confecção das lâminas de ectoparasitos.

Aos amigos do CETAS, em especial à Paula Senra, Diego Maximiano e Frederico Pereira, pela amizade, incentivo e auxílio.

Ao Leonardo Maciel e Érick Ferry pela disponibilização de algumas aves alvo deste estudo.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG) pela concessão da bolsa de mestrado e apoio financeiro.

A todos que de forma direta ou indireta participaram e contribuíram tornando possível a realização deste trabalho, meu sincero muito obrigado.

“Embora ninguém possa voltar atrás e fazer um novo começo,
qualquer um pode começar agora e fazer um novo fim.”

Chico Xavier

SUMÁRIO

| | |
|---|----|
| Lista de Tabelas | 8 |
| Lista de Figuras | 9 |
| Lista de Anexos | 10 |
| Lista de Abreviaturas | 11 |
| Resumo | 12 |
| Abstract | 13 |
| 1. INTRODUÇÃO | 15 |
| 2. REVISÃO DE LITERATURA | 16 |
| 2.1. CAUSAS DE MORBIDADE E MORTALIDADE | 17 |
| 2.1.1. TRAUMAS | 17 |
| 2.1.2. DOENÇAS INFECCIOSAS | 18 |
| 2.1.2.1. Micoplasmoses | 18 |
| 2.1.2.2. Doença de Newcastle | 19 |
| 2.1.2.3. <i>Chlamydophila psittaci</i> | 21 |
| 2.1.3. DOENÇAS FÚNGICAS | 22 |
| 2.1.4. DOENÇAS PARASITÁRIAS | 23 |
| 2.1.4.1. Ectoparasitos | 23 |
| 2.1.4.2. Helmintos | 24 |
| 2.1.4.3. Protozoários | 24 |
| 2.1.4.4. Coccídeos | 25 |
| 2.1.4.5. Hemoparasitos | 26 |
| 3. MATERIAL E MÉTODOS | 27 |
| 3.1. Animais | 27 |
| 3.2. Contenção das aves | 27 |
| 3.3. Amostras de sangue e obtenção de soro | 27 |
| 3.4. Extração e Quantificação do DNA | 27 |
| 3.5. Necropsia | 28 |
| 3.6. Soroaglutinação rápida em placa (SAR) para <i>M. gallisepticum</i> | 28 |
| 3.7. Teste de inibição da hemaglutinação (IH) para doença de Newcastle | 29 |
| 3.8. Pesquisa de Hemoparasitos | 29 |
| 3.9. PCR para <i>Chlamydophila psittaci</i> | 30 |
| 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO | 31 |

| | | |
|----------|--|----|
| 4.1. | Necropsia | 33 |
| 4.1.1. | Trauma | 35 |
| 4.1.2. | Condição corporal | 40 |
| 4.1.3. | Afecções parasitárias | 40 |
| 4.1.3.1. | Infecções por helmintos | 40 |
| 4.1.3.2. | Infecção por ectoparasitos | 42 |
| 4.1.3.3. | Infecção por protozoários | 43 |
| 4.1.4. | Infecções fúngicas | 46 |
| 4.1.5. | Alterações dermatológicas e oftalmológicas | 46 |
| 4.2. | Soroaglutinação rápida em placa (SAR) para <i>M. gallisepticum</i> | 46 |
| 4.3. | Inibição da hemaglutinação (IH) para doença de Newcastle | 48 |
| 4.4. | Hemoparasitos | 50 |
| 4.5. | <i>Chlamydophila psittaci</i> | 52 |
| 4.6. | Considerações finais | 62 |
| 5. | CONCLUSÕES | 63 |
| 6. | REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS | 64 |
| | ANEXOS | 74 |

LISTA DE TABELAS

| | | |
|----------|---|----|
| Tabela 1 | Endoparasitos comumente encontrados em rapinantes | 24 |
| Tabela 2 | Espécies de <i>Sarcocystis</i> spp. descritas em aves de rapina | 26 |
| Tabela 3 | Distribuição numérica das aves de rapina estudadas, divididas segundo ordem, espécie taxonômica e teste realizado | 32 |
| Tabela 4 | Distribuição numérica (N) das aves de rapina necropsiadas segundo ordem taxonômica, espécie, sexo e idade | 33 |
| Tabela 5 | Distribuição numérica (N) das principais alterações apresentadas pelas aves de rapina necropsiadas, segundo ordem taxonômica | 35 |
| Tabela 6 | Distribuição numérica (N) das principais alterações traumáticas observadas nas aves de rapina estudadas | 36 |
| Tabela 7 | Classificação taxonômica de endoparasitos encontrados nas aves de rapina estudadas, segundo espécie parasitada e local de parasitismo | 41 |
| Tabela 8 | Morfometria comparada dos oocistos esporulados de <i>Sarcocystis</i> spp. entre estudos | 45 |

| | | |
|-----------|---|----|
| Tabela 9 | Distribuição percentual da ocorrência de hemoparasitos* nas aves de rapina estudadas, segundo espécie e teste utilizado | 51 |
| Tabela 10 | Comparação entre as ocorrências de hemoparasitos em esfregaço sanguíneo de diferentes trabalhos com aves de rapina | 51 |

LISTA DE FIGURAS

| | | |
|-----------|---|----|
| Figura 1 | Distribuição numérica (N) das aves de rapina estudadas segundo ordem taxonômica, sexo e idade | 34 |
| Figura 2 | Distribuição das principais alterações encontradas à necropsia segundo ordem taxonômica | 35 |
| Figura 3 | (A e B) <i>Coragyps atratus</i> com lesões de pele, subcutâneo e musculatura resultantes de queimadura por eletrocussão | 54 |
| Figura 4 | <i>Coragyps atratus</i> com lesões internas resultantes de queimadura por eletrocussão. Acúmulo de material caseoso e opacidade em sacos aéreos e superfície pulmonar; neocavidade com hifas fúngicas | 54 |
| Figura 5 | Distribuição percentual (%) das aves de rapina divididas segundo ordem e localização da fratura | 38 |
| Figura 6 | Fratura de pelve consequente de trauma em <i>Tyto alba</i> | 55 |
| Figura 7 | Distribuição percentual (%) das fraturas em aves de rapina analisadas segundo localização | 39 |
| Figura 8 | Imagem de RaioX digital em posição ventro-dorsal de um <i>Rupornis magnirostris</i> com fratura bilateral de úmero e tibiotarso esquerdo | 55 |
| Figura 9 | Fratura exposta em úmero de <i>Rupornis magnirostris</i> causada por projétil, presente junto aos fragmentos ósseos | 55 |
| Figura 10 | <i>Caracara plancus</i> com necrose seca de membro torácico direito consequente de lesão causada por linha de pipa com cerol | 56 |
| Figura 11 | <i>Asio clamator</i> apresentando laceração de pele, musculatura e tendões com exposição óssea causada por linha com cerol | 56 |
| Figura 12 | <i>Caracara plancus</i> ainda sem absorção total da gema e envolto por fragmentos da casca do ovo submetido à eutanásia | 56 |
| Figura 13 | <i>Hamatospiculum</i> sp. em saco aéreo de <i>Tyto alba</i> | 57 |
| Figura 14 | Alta carga parasitária (Acantocéfalos) em intestino delgado de um <i>Leptodon cayanensis</i> | 57 |
| Figura 15 | Amputação traumática de metatarso, com lesão tecidual e mifase em <i>Coragyps atratus</i> | 57 |

| | | |
|-----------|---|----|
| Figura 16 | Distribuição percentual (%) das infecções por protozoários analisadas nas aves de rapina estudadas | 43 |
| Figura 17 | Tricomoníase em <i>Asio clamator</i> com formação de placa diftérica em palato | 58 |
| Figura 18 | Placas diftéricas em orofaringe e cavidade nasal de <i>Falco femoralis</i> com tricomoníase | 58 |
| Figura 19 | Oocistos de <i>Sarcocystis</i> sp. em conteúdo intestinal (duodeno) de <i>Tyto alba</i> à microscopia óptica (400X) | 59 |
| Figura 20 | Histopatologia do intestino delgado (duodeno) de <i>Tyto alba</i> . Estruturas com morfologia compatível com oocistos de coccídeos (setas) são visíveis. Coloração PAS (1000X) | 59 |
| Figura 21 | Lesão ocular purulenta supurativa em <i>Asio clamator</i> acometida por <i>Trichomonas</i> sp. com formação de placas diftéricas em cavidades oral e nasal com comprometimento de seios infraorbitais | 60 |
| Figura 22 | Lesão ocular de causa primária traumática em <i>Rupornis magnirostris</i> com hifema e luxação de cristalino | 60 |
| Figura 23 | Microscopia de esfregaço sanguíneo (1000X) de <i>Asio clamator</i> com gametócitos intraeritrocitários cuja morfologia é compatível com o gênero <i>Haemoproteus</i> . Observa-se em A e B gametócitos de morfologia diferentes (setas) | 61 |
| Figura 24 | Microscopia de esfregaço sanguíneo (1000X) de <i>Asio clamator</i> , corado por Giemsa, apresentando alto parasitismo intraeritrocitário representado por grandes gametócitos de morfologia compatível com o gênero <i>Haemoproteus</i> (setas) | 61 |

LISTA DE ANEXOS

| | | |
|---------|---|----|
| Anexo 1 | Certificado de aprovação do protocolo 40/2010 pelo Comitê de Ética e Experimentação Animal (CETEA/UFMG) | 75 |
| Anexo 2 | Autorização para atividades com finalidade científica pelo Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO) do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, protocolo 21158-1 | 76 |

LISTA DE ABREVIATURAS

| | |
|-----------|--|
| APMV-1 | Paramyxovirus aviário tipo 1 |
| CETAS | Centro de Triagem de Animais Silvestres |
| CETAS/BH | Centro de Triagem de Animais Silvestres do Ibama de Belo Horizonte/MG |
| DN | Doença de Newcastle |
| ELISA | Ensaio Imunoenzimático |
| EV/UFMG | Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais |
| ICB/UFMG | Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Minas Gerais |
| ICMBio | Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade |
| IH | Inibição da Hemaglutinação |
| MAPA | Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento |
| MG | <i>Mycoplasma gallisepticum</i> |
| MM | <i>Mycoplasma meleagridis</i> |
| MS | <i>Mycoplasma. Synoviae</i> |
| MS/Funasa | Ministério da Saúde/Fundação Nacional de Saúde |
| OIE | Organização Mundial de Saúde Animal |
| PBS | Tampão fosfato-salina |
| PCR | Reação em Cadeia pela Polimerase |
| PNSA | Programa Nacional de Sanidade Avícola |
| RT-PCR | Transcriptase reversa - Reação em Cadeia da Polimerase |
| SAR | Soroaglutinação Rápida em Placa |
| SPF | Specific Pathogen Free (Livre de patógenos específicos) |
| TCE | Trauma cranioencefálico |
| VDN | Vírus da Doença de Newcastle |

RESUMO

Rapinantes são aves importantes do ponto de vista ecológico por ocupar o topo da cadeia alimentar, podendo atuar como amplificadores e carreadores de patógenos. O presente estudo avalia 180 aves de rapina das Ordens Falconiformes (82), Strigiformes (84) e Cathartiformes (14) recebidas pelo Centro de Triagem de Animais Silvestres de Belo Horizonte, em um período de 21 meses entre 2008 e 2010. Foram realizados testes visando a pesquisa de anticorpos contra agentes infecciosos de importância para a avicultura comercial, assim como à pesquisa por PCR de *Chlamydophila psittaci* (fígado) e *Haemoproteus* sp./*Plasmodium* sp. (sangue), usando protocolos previamente descritos, etiologias de potencial importância para as aves da fauna selvagem. Nenhuma ave foi reagente para *Mycoplasma gallisepticum* (MG), exceto um *Coragyps atratus*, 1,53% (1/65), reagente no teste de soroprecipitação rápida, porém negativo em inibição da hemaglutinação. Dois *Caracara plancus* (2/68), apresentaram títulos de anticorpos (16 e 32) para o vírus da doença de Newcastle no teste de inibição da hemaglutinação. Em nenhuma das 95 amostras de fígado, das três ordens de aves analisadas, foi amplificado por PCR o genoma de *Chlamydophila psittaci*. Para a pesquisa de hemoparasitos, foram avaliados 89 esfregaços sanguíneos corados (Giemsa) e 82 fragmentos de baço (PCR), sendo 13,5% (12/89) e 8,5% (7/82) positivos, respectivamente, registrando, entretanto, apenas *Haemoproteus* como o único gênero envolvido em hemoparasitismo nas espécies das três ordens. No entanto, não foram observados sinais clínicos sugestivos de hemoparasitismo. Cento e nove aves (42 Falconiformes, 57 Strigiformes e 10 Cathartiformes) foram avaliadas em necropsia, sendo as lesões traumáticas, decorrentes de interferência humana, a principal causa de admissão e óbito dos animais, caracterizadas em 63,3% (69/109) das aves necropsiadas. As afecções traumáticas mais frequentes foram as fraturas, observadas em 38,5% (42/109) das aves, sendo as fraturas de membros torácicos mais prevalentes (57,1%). Infecções por helmintos representaram 11% (12/109) dos casos, sendo os nematódeos encontrados em 12,8% (14/109) das aves estudadas, cestódeos em 1,8% (2/109), trematódeos em 0,9% (1/109) e acantocéfalos em 2,7% (3/109). Entre os nematódeos, foram encontrados *Ascaridia* sp., *Porrocaecum* sp. e *Procyrnea mansioni* em *Rupornis magnirostris*, filarídeo e spirurídeo da subfamília *Spirurinae* em *Asio stygius*, *Hamatospiculum* sp. e *Streptocara pectinifera* em *Tyto alba*, *Physaloptera acuticauda* em *Leptodon cayanensis* e *Tetrameres* sp. em *Athene cunicularia*. Foram encontrados cestódeos em *Asio clamator* e *Rupornis magnirostris* e acantocéfalos em *Leptodon cayanensis* e *Asio clamator*. Quanto aos ectoparasitos, 9,2% (10/109) das aves apresentavam parasitismo por hipoboscídeos (*Pseudolynchia* spp.), 17,4% (19/109) por ácaros, incluindo *Ornithonyssus sylviarum*, em *Asio clamator* e *Amblyomma cajennense*, em *Tyto alba*, e 10,1% (11/109) por malófagos (um exemplar de Strigiformes, seis Cathartiformes e quatro Falconiformes). Infecções por *Trichomonas* spp. foram observadas em 9,1% (10/109) das aves e *Histomonas* spp. em 6,4% (7/109), sendo todas em aves Strigiformes. Coccidioses foram encontradas em 9,1% (10/109) das aves, sendo *Sarcocystis* spp. em *Tyto alba* (70% - 7/10), a coccidiose e hospedeiro mais frequentes. Protistas do gênero *Histomonas* spp. foram encontrados em Strigiformes *B. virginianus* (1/2), *A. cunicularia* (1/11), *T. alba* (3/15) e *A. clamator* (2/13), nenhum caso observado em Falconiformes ou Cathartiformes e *Trichomonas* spp. foram detectados em Falconiformes e Strigiformes. Nenhum caso de tricomoníase foi detectado em Cathartiformes. As espécies de Strigiformes parasitadas *Trichomonas* spp. foram *A. cunicularia* (1/11), *A. clamator* (1/13), *G. brasilianum* (1/6) e *T. Alba* (1/15) e de Falconiformes foram *R. magnirostris* (1/17), *M. chimachima* (1/3), *F. femoralis* (1/1), *F. sparverius* (1/5), *C. plancus* (1/11). Granulomas micóticos foram observados em 6,4% (7/109) das aves. A perda de habitat, urbanização e adaptação de rapinantes ao ambiente urbano parece causar impactos diferenciados aos rapinantes, encaminhados ao CETAS/BH em números

crescentes, vítimas de acidentes ou conflitos com a população humana, sendo as espécies com hábitos mais generalistas as recebidas com maior frequência. A infecção por *Haemoproteus* sp. e ecto e endoparasitismos, especialmente nematódeos e ácaros, devido à ocorrência encontrada, podem representar fatores adicionais de pressão negativa sobre as populações das espécies estudadas. Mais de um quinto das espécies das ordens estudadas catalogadas no Brasil foram registrados neste estudo, caracterizadas principalmente por hábitos sinantrópicos. Por motivos ainda desconhecidos, Strigiformes foi o grupo mais acometido, neste estudo representando-se cerca de 40% das espécies brasileiras.

Palavras-chave: Falconiformes, Strigiformes, Cathartiformes, sanidade, Centro de Triage de Animais Silvestres.

ABSTRACT

Birds of prey are important ecologically for occupying the top of the food chain, although could theoretically concentrate and amplify potential pathogens, becoming carriers. The present study evaluates 180 birds of prey of the Orders Falconiformes (82), Strigiformes (84) and Cathartiformes (14) received at the Triage Centre for Wild Animals of Belo Horizonte, within a 21-month period between 2008 and 2010. Post-mortem examination, serology, parasitology, blood tests for hematozoa, and PCR for *Chlamydophila psittaci* (liver) or *Plasmodium* sp. (blood) were employed. Sera were tested for antibodies to infectious agents of statutory control or of economic relevance in commercial poultry. No sera was reactive for *Mycoplasma gallisepticum* (Mg), except for one *Coragyps atratus*, representing 1.53% (1/65) of all sera tested, although reactive by the Mg rapid agglutination test, was negative by hemagglutination inhibition (HI). Two *Caracara plancus*, representing 3% (2/68) of Falconiformes tested serologically, showed antibody titers (16 and 32) to Newcastle disease virus by HI. Employing a previously described PCR protocol for *Chlamydophila psittaci*, none of the 95 examined liver samples, were tested positive. The tests for hemoparasites, as examined in blood smears (n=89) and spleen PCR (n=82), revealed 13.5% (12/89) and 8.5% (7/82) positive, respectively, for *Haemoproteus*. However, no clinical signs were observed suggesting hemoparasitism. One hundred and nine birds (42 Falconiformes, Strigiformes and 10 Cathartiformes 57) were evaluated at necropsy, and traumatic injuries resulting mostly of the interaction with human activity, were the main cause of admission and death of animals, characterized in 63.3% (69/109) necropsied birds. The most frequent traumatic disorders were fractures, as observed in 38.5% (42/109) of birds, and fractures of thoracic limbs were the most prevalent (57.1%). Helminth infections were observed in 11% (12/109) of cases, with nematodes found in 12.8% (14/109) of birds, cestodes in 1.8% (2/109), trematodes in 0, 9% (1/109) and acanthocephalans in 2.7% (3 / 109) of birds. Detected nematodes were *Ascaridia* sp., *Porrocaecum* sp. and *Procyrnea mansioni* in *Rupornis magnirostris*, filarid and spirurid of subfamily *Spirurinae* in *Asio stygius*, *Hamatospiculum* sp. and *Streptocara pectinifera* in *Tyto alba*, *Physaloptera acuticauda* in *Leptodon cayanensis* and *Tetrameres* sp. in *Athene cunicularia*. Cestodes were detected in *Asio clamator* and *Rupornis magnirostris*, and acantocephalans in *Leptodon*

cayanensis and *Asio clamator*. As for ectoparasites, 9.2% (10/109) of birds had hippoboscids (*Pseudolynchia* spp.), 17.4% (19/109) were positive for *Ornithonyssus sylviarum*, in *Asio clamator*, *Amblyomma cajennense* was observed on one *Tyto alba*, and 10.1% (11/109) had Phthiraptera, including one individual of Strigiformes, six of Cathartiformes and four Falconiformes. Infection with *Trichomonas* spp. was observed in 9.1% (10/109) of birds and, *Histomonas* spp. in 6.4% (7/109), all being of order Strigiformes. Coccidiosis were found in 9.1% (10/109) of birds, with *Sarcocystis* spp. in *Tyto alba* the most frequent Apicomplexan parasite and host, affecting 70% (7/10) of *Tyto alba*. Mycotic granulomas were observed in 6.4% (7/109) of birds. The loss of habitat, urbanization and adaptation of prey in the urban environment appears to be causing varied impacts on raptor birds, and specimens are being sent to CETAS/BH in increasing numbers, victims of accidents or conflicts with the human population or activity, and species with more adaptable habits the most often received. Species of orders studied represent more than 20% of the species of the orders Falconiformes, Strigiformes and Cathartiformes cataloged in Brazil, all characterized by synanthropic habits. For reasons as yet unknown, owl was the group the most affected, accounting for 40% of the Brazilian raptor species found at triage.

Keywords: Falconiformes, Strigiformes, Cathartiformes, sanity, Triage Centre for Wild Animals.

1. INTRODUÇÃO

Aves de rapina ou rapinantes são definidas como o grupo de aves carnívoras que possuem características anatômicas e fisiológicas (garras, bico, asas, visão, entre outras) adaptadas para a caça e para o tipo principal de presa da qual se alimentam. São aves de hábitos predatórios, posicionadas no topo da cadeia alimentar, que compreendem as ordens dos Strigiformes, Falconiformes e Cathartiformes.

Aves Falconiformes são rapinantes de hábitos diurnos divididos em quatro famílias (Falconidae, Accipitridae, Pandionidae e Sagittariidae) representadas por cerca de 300 espécies de águias, gaviões, falcões, carcarás. Já os Strigiformes são, em sua maioria, rapinantes noturnos divididos em duas famílias (Strigidae e Tytonidae) representadas por cerca de 180 espécies de corujas, mochos e suindaras. Os urubus são aves necrófagas pertencentes à ordem dos Cathartiformes, representada por uma única família (Cathartidae), cuja classificação como ave de rapina varia entre autores, pois se alimentam de presas mortas, não sendo necessárias certas adaptações anatômicas para caça (como garras fortes e afiadas) e se aproximam geneticamente das aves da ordem dos Ciconiiformes. Devido ao seu hábito alimentar e proximidade de granjas avícolas, serão incluídos no presente estudo e considerados rapinantes (ICMBio, 2008).

No Brasil, segundo a Lista das Aves do Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos (CBRO, 2009) que considera as espécies residentes e as visitantes (migratórias regulares e/ou de ocorrência esporádica), ocorrem 68 espécies de Falconiformes, 23 espécies de Strigiformes e seis espécies de Cathartiformes, sendo que dentre os Falconiformes três espécies estão listadas no Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção publicado

em 2008 pelo Ministério do Meio Ambiente (MMA, 2008).

O estado de Minas Gerais é caracterizado pela presença de três domínios fitogeográficos, a Mata Atlântica, o Cerrado e a Caatinga, além de regiões de transição entre eles, o que lhe confere elevada diversidade de avifauna, com cerca de 800 espécies que representam aproximadamente 47% do total das conhecidas no Brasil (Vasconcelos et al., 2006; Zorzini et al., 2006). Dentre essa variada avifauna, nove espécies de Falconiformes estão em risco de extinção regional. *Harpia harpyja* e *Accipiter poliogaster* são listadas como provavelmente extintas no estado e o *Falco deiroleucus* está classificado como criticamente em perigo. As duas espécies do gênero *Leucopternis* sofrem sérios problemas de conservação por serem endêmicas ou quase endêmicas da Mata Atlântica, e espécies de grande porte (como *Spizaetus ornatus*, *S. tyrannus*, *S. melanoleucus* e *Harpyhaliaetus coronatus*) também enfrentam o declínio de sua população acompanhando a drástica redução de *habitat*. *Morphnus guianensis* não figura entre os táxons ameaçados em Minas Gerais, justamente pela falta de registros de sua ocorrência no estado (Zorzini et al., 2006).

O Brasil é conhecido por sua notável biodiversidade com elevado número de espécies em diversos grupos taxonômicos, porém, a intensificação de atividades antrópicas (como a expansão das cidades e o aumento das demandas agropecuárias) gera forte pressão sobre os diversos biomas do país levando à perda e fragmentação de *habitats*. Isso se reflete no aumento da Lista Oficial de Espécies da Fauna Brasileira Ameaçadas de Extinção (ICMBio, 2008).

Além disso, pouco se sabe sobre os potenciais patógenos da fauna, o que torna urgente e prioritária a determinação de ocorrência, incidência e distribuição desses patógenos, especialmente os infecciosos,

nas populações selvagens cativas e de vida livre. Doenças que acometem aves de rapina mantidas em cativeiros são bem estudadas e documentadas, porém, pouco se sabe sobre as causas de mortalidade e morbidade de rapinantes de vida-livre (Joppert, 2007).

O Plano de Ação Nacional para a Conservação de Aves de Rapina (ICMBio 2008) apresenta como uma de suas diretrizes específicas o monitoramento da sanidade de aves de rapina, incluindo os impactos possíveis nas áreas de saúde animal e saúde pública. Este tópico intitulado “Medicina” possui como principais objetivos: determinar o impacto de doenças em aves de rapina, nos circuitos silvestres das enfermidades de importância em saúde pública e animal, inclusive em áreas urbanas; demonstrar a importância do monitoramento sanitário para programas de preservação da avifauna (vida livre e cativa) e para avaliações de impacto ambiental; integrar os programas de preservação de aves de rapina às ações de monitoria ativa de enfermidades conduzidas pelo Ministério da Saúde - MS (Fundação Nacional de Saúde - Funasa) e Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - MAPA (Programa Nacional de Sanidade Avícola - PNSA); otimizar a gestão das informações; incentivar a formação de especialistas em medicina aviária, com ênfase em preservação e monitoramento sanitário da avifauna.

Para o cumprimento destes objetivos, o Plano propõe que MAPA, MS/Funasa, instituições de ensino e pesquisa, e ICMBio (Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade) promovam: levantamento e elaboração de listagem de enfermidades a serem monitoradas; orientação aos criadouros que hospedam e/ou reproduzem aves de rapina para a importância da certificação sanitária; identificação e levantamento de instituições especializadas em medicina aviária que prestam serviços de pesquisa e diagnóstico para atender à

demanda da monitoria ativa de aves silvestres, em especial de rapinantes; incentivar, colaborar e apoiar cursos de extensão, graduação e pós-graduação em medicina aviária, ressaltando a importância da preservação e sanidade de aves silvestres e sua interface com a saúde pública e a produção avícola; incentivar publicações sobre medicina aviária aplicada à preservação de aves silvestres/rapinantes, práticas de bioterismo e de manejo aplicadas à falcoaria.

Além dos criadouros públicos ou privados, outras instituições são responsáveis pelo recebimento e manutenção de aves selvagens, dentre estas estão os CETAS, Centros de Triagem de Animais Silvestres que recebem, fazem a triagem e tratam animais silvestres resgatados ou apreendidos por órgãos fiscalizadores, ou ainda, animais silvestres mantidos em cativeiro doméstico, de forma irregular, como animais de estimação. O CETAS do IBAMA de Belo Horizonte/MG (CETAS/BH) é responsável pelo recebimento de aves silvestres oriundas de diversas localidades, principalmente da região metropolitana de Belo Horizonte.

As aves de rapina representam cerca de 1 a 2% do total de aves recebidas pelo CETAS/BH, que recebeu 11427, 15794 e 12390 aves nos anos de 2008, 2009 e 2010, respectivamente.

No presente estudo foram analisadas 180 aves de rapina recebidas pelo CETAS/BH no período de dezembro de 2008 a agosto de 2010, com o objetivo de apresentar uma avaliação descritiva do estado sanitário e encaminhar pesquisa das potenciais etiologias elencadas como causas de morbidade e mortalidade, assim como de etiologias de importância econômica para a avicultura comercial.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. CAUSAS DE MORBIDADE E MORTALIDADE

Diversas enfermidades infecciosas, parasitárias e não-infecciosas são relatadas em aves de rapina, sendo que alguns estudos apresentam as causas infecciosas como principais causas de morbidade e mortalidade em rapinantes, porém, outros relatam que causas não-infecciosas, como traumas, estão em primeiro lugar. Vale ressaltar que os diversos estudos variam quanto à origem das aves (vida-livre ou cativeiro; país ou determinadas regiões de países; entre outros).

Segundo o Plano de Ação Nacional para a Conservação de Aves de Rapina (ICMBio, 2008) as principais ameaças à sobrevivência de populações de aves de rapina estão relacionadas a ações antrópicas que resultam em perda, fragmentação e degradação de *habitat*, além da caça, tráfico, superstição (por exemplo, corujas são vistas como “mau agouro”), perseguição e conflitos com o homem (avanço descontrolado da urbanização).

2.1.1. TRAUMAS

As lesões traumáticas são bastante descritas na literatura sobre aves de rapina. Lesões de tecidos moles e músculo-esquelético são resultado de acidentes, interação predador-presa, conflitos territoriais ou lesões por impacto (Joseph, 2006).

As injúrias traumáticas são causa comum de incapacitação e óbito em rapinantes. O trauma é caracterizado por dano tecidual local seguido de reação inflamatória, onde as respostas sistêmicas incluem distúrbios hidroeletrólítico, efeitos metabólicos e endocrinológicos, trombose, embolismo e infecção (Cooper, 2002).

As causas mais comuns de morbidade e mortalidade de aves de rapina de vida livre são associadas à ação antrópica e ao crescimento urbano (veículos, construções,

armas de fogo, armadilhas e linhas elétricas) resultando em afecções traumáticas (Kommenou et al., 2005; Cooper, 2002). Danos físicos, muitas vezes resultando em morte, podem também ocorrer como resultado de aprisionamento em materiais como arame, fios, materiais plásticos (Cooper, 2002).

As afecções do sistema esquelético são consideradas comuns em aves, podendo ter origem traumática, metabólica, degenerativa, infecciosa, neoplásica ou congênita. As afecções traumáticas (principalmente fraturas e luxações) são as mais frequentes em aves e geralmente resultam de colisões, membros presos, mordedura de outros animais, autotraumatismo, contenção e recintos inseguros (Arnaut, 2006). O exame radiográfico tem utilidade reconhecida como técnica de diagnóstico na clínica de rapinantes, incluindo o diagnóstico de fraturas, e revela condições que não são possíveis de ser detectadas apenas com o exame clínico (Cooper, 2002).

Estes tipos de trauma podem resultar em danos musculoesqueléticos, sendo as fraturas particularmente comuns em rapinantes de vida livre e cativos. A maioria das fraturas acomete os membros torácicos e pélvicos (Cooper, 2002).

O traumatismo cranioencefálico (TCE) é geralmente resultado de impacto e possui um prognóstico reservado quando as aves de rapina não respondem ao tratamento suporte em 48 horas. Uma consequência comum nos casos TCE é a dificuldade na obtenção de presas (Joseph, 2006). Sendo assim, o TCE muitas vezes inviabiliza a sobrevivência de rapinantes de vida livre.

Fibrilação ventricular, derrame pericárdico, queimaduras, convulsões, fraturas, danos cerebrais e trauma medular com paresia são resultados possíveis de uma eletrocussão (Joseph, 2006). Muitas vezes, as consequências do choque elétrico são de natureza crônica e podem levar vários dias

para se tornarem evidentes (Graham e Heatley, 2007; Joseph, 2006).

Os rapinantes recebidos pelo CETAS/BH são frequentemente oriundos de recolhimento, que ocorre por algum motivo que inviabilize o vôo ou que os torne debilitados sendo resgatados por órgãos ambientais e levados ao CETAS. Fraturas, feridas, TCE, choque elétrico, ferimentos a bala e outras lesões podem levar os rapinantes à necessidade de cuidados veterinários (Graham e Heatley, 2007).

2.1.2. DOENÇAS INFECCIOSAS

Aves selvagens, especialmente aves aquáticas, aves de rapina e da ordem Passeriformes podem ser reservatórios ou mesmo vetores de patógenos de importância para a avicultura industrial. Estudos sorológicos demonstram que aves de vida-livre ficam expostas a patógenos da avicultura pelo contato com resíduos e escoamento de granjas, ou ainda pela ingestão de carcaças contaminadas (Höfle et al., 2002), sendo primeiramente vítimas, tornando-se a seguir potenciais fontes.

Doenças infecciosas podem ser causa comum de óbito em rapinantes e alguns autores as consideram, quanto à relevância, mais importantes que até mesmo afecções traumáticas (Cooper, 2002).

2.1.2.1. Micoplasmoses

As micoplasmoses são infecções e doenças causadas por bactérias do gênero *Mycoplasma*. Os micoplasmas são microorganismos cocóides a cocobaciliformes, medindo de 0.2 a 0.5 µm, desprovidos de parede celular (ordem Mollicutes), delimitados apenas por uma unidade de membrana. São caracterizados pela formação de colônias de morfologia típica "ovo frito", resistência aos antibióticos que afetam a síntese da parede celular e pelas necessidades nutricionais

complexas. O gênero *Mycoplasma* possui mais de cem espécies descritas, que tendem a ser espécie-específicas, alguns infectam apenas uma única espécie de animais e outros podem infectar várias espécies diferentes (Kleven, 2003).

As micoplasmoses são doenças de grande relevância para avicultura industrial por resultarem em perdas econômicas por diminuição da produtividade e aumento da mortalidade, sendo as principais causadas pelos *Mycoplasma gallisepticum* (MG), *Mycoplasma synoviae* (MS) e *Mycoplasma meleagridis* (MM). As formas de apresentação clássicas em aves são conhecidas como a doença crônica respiratória, com aerossaculite e sinusite infecciosa (MG) e sinovite infecciosa (MS). No entanto, infecções crônicas e assintomáticas são as mais comuns e preocupantes, por causarem maiores perdas econômicas. Geralmente, os sinais clínicos são tosse, espirros, estertores, secreção ocular e nasal, diminuição no consumo de alimento, conversão alimentar e produção de ovos, aumento da mortalidade, baixa eclodibilidade de ovos e inchaço dos seios infraorbitais. Em infecções por MS, as aves podem apresentar ainda claudicação e inchaço de membros pélvicos (Nascimento et al., 2005).

No Brasil, um estudo de detecção molecular (PCR) para *Mycoplasma gallisepticum* em aves Psittaciformes em triagem no CETAS-BH revelou positividade média de 51.9%, e incluiu as espécies *Ara ararauna*, *Pionus fuscus*, *Amazona aestiva*, *Amazona amazonica*, *Aratinga jandaya*, *Guarouba guarouba* e *Anodorhynchus hyacinthinus* (Gomes et al., 2010).

As normas do Programa Nacional de Sanidade Avícola (PNSA) definem as medidas de monitoramento de micoplasmose em estabelecimentos avícolas de controle permanente ou dos eventuais integrantes do comércio nacional

e internacional de aves destinadas à reprodução e produção de ovos férteis, sendo que, para a habilitação do comércio internacional e adequação ao PNSA, o estabelecimento deverá estar certificado como livre de MG, MS e MM (Brasil, 2001).

Os programas de controle e erradicação de micoplasmoses têm sido adotados no Brasil e exterior, baseados na detecção de anticorpos para os agentes, pelos testes de triagem sorológica, e pela identificação direta do agente em bacteriologia confirmatória ou detecção do genoma (Feberwee et al., 2005; Nascimento et al., 2005; Brasil, 2001).

Os testes sorológicos recomendados pelos programas de monitoramento de plantéis são os de soroprecipitação rápida em placa (SAR), inibição da hemaglutinação (HI) e ELISA, por apresentarem baixo custo e facilidade de execução (Brasil, 2001; Nascimento et al., 2006). No entanto, reações cruzadas entre espécies de *Mycoplasma* e reações não específicas causam falhas no diagnóstico, discrepância entre testes e subsequente necessidade de confirmação por PCR e/ou isolamento (Nascimento et al., 2006).

Os micoplasmas são reconhecidos agentes infecciosos da avicultura industrial, observados principalmente em galinhas e perus, e sua ocorrência em várias outras espécies de aves vem sendo estudada e reportada. O potencial causador de doença clínica de micoplasmas em rapinantes é pouco conhecido e alguns autores sugerem que sejam não patogênicos para estas aves, porém, espécies de *Mycoplasma* já foram descritas causando aerossaculite, pneumonia, traqueíte e outras disfunções respiratórias (Lierz et al., 2008b).

Diversas espécies de *Mycoplasma* já foram descritas em aves de rapina: *Mycoplasma corogypsi*, *M. gallisepticum*, *M. gallinaceum*, *M. gallinarum*, *M. iners*, *M. buteonis*, *M. falconis*, *M. gypis*, *M. anatis*,

M. columborale, *M. glycyphilum* e *M. vulturii*. Alguns autores descrevem apenas *Mycoplasma* spp (Lecis et al., 2010; Ruder et al., 2009; Lierz et al., 2008b; Loria et al., 2008; Oaks et al., 2004; Lierz et al., 2000a; Poveda et al., 1994; Panangala et al., 1993; Poveda et al., 1990).

Novas espécies de *Mycoplasma* vem sendo descobertas em aves de rapina. Oaks et al. (2004) descreveram uma nova espécie, para a qual sugeriram o nome *M. vulturii*, infectando uma espécie de abutre (*Gyps bengalensis*); Poveda et al. (1994) propuseram *M. buteonis*, *M. falconis* e *M. gypis* isolados de Águia-de-as-redonda (*Buteo buteo*), falcão-sacre (*Falco cherrug*) e Abutre Grifon (*Gyps fulvus*), respectivamente; Panangala et al. (1993) sugeriram o *Mycoplasma corogypsi* isolado de um urubu (*Coragyps atratus*).

Em geral, micoplasmas são comuns em aves de rapina, porém, as espécies de *Mycoplasma* consideradas patogênicas para avicultura industrial são relatadas ocasionalmente nestas aves (Lierz et al., 2008a).

Ainda assim, a vigilância epidemiológica e a biossegurança de aves selvagens que têm contato com aviários comerciais e domésticos deve ser uma preocupação sanitária constante pela possibilidade da transmissão de micoplasmose das aves para as granjas da avicultura comercial e vice-versa (Farmer et al., 2005; Luttrell et al., 2001). O monitoramento dos plantéis de aves selvagens para micoplasmoses deve atender às recomendações do PNSA (Nascimento et al., 2006; Brasil, 2001).

2.1.2.2. Doença de Newcastle

Mundialmente, a doença de Newcastle (DN) é considerada como uma das doenças mais importantes da avicultura industrial e outras aves, tanto pela ocorrência de infecções com taxas de mortalidade de até 100%, quanto pelo impacto econômico

consequente de restrições e embargos impostos a áreas e países marcados por surtos. Por isso, a DN é incluída pela Organização Mundial de Saúde Animal (OIE) como enfermidade infecciosa de notificação compulsória, alvo de controle e vigilância constantes (Aldous e Alexander, 2001).

Causada pelo Paramyxovirus aviário tipo 1 (APMV-1), a DN apresenta variações de tipo e gravidade de doença clínica caracterizada principalmente por sinais respiratórios, digestivos e neurológicos, podendo causar infecções sistêmicas e mortalidade elevada (Alexander, 2003).

De acordo com a manifestação clínica em galinhas, o APMV-1 é categorizado em viscerotrópico velogênico (doença de alta virulência caracterizada por lesões gastroentéricas hemorrágicas), neurotrópico velogênico (sinais respiratórios e neurológicos seguidos de alta mortalidade), mesogênico (sinais respiratórios e neurológicos com baixa mortalidade), lentogênico (infecção leve ou inaparente do trato respiratório), entérico assintomático (infecção intestinal inaparente) (Miller et al., 2010; Alexander, 2003; Aldous e Alexander, 2001).

A capacidade do vírus de causar tal variedade na gravidade da doença tem sido atribuída à uma série de fatores, incluindo características da estirpe, hospedeiro, idade, estado de saúde, condições ambientais e outras infecções simultâneas (Aldous e Alexander, 2001).

Em um estudo sobre a caracterização molecular do APMV-1, Aldous et al. (2003) relataram que há semelhanças moleculares no sentido cronológico e geográfico entre os isolados estudados de diversas espécies hospedeiras. Os autores afirmaram também que a distribuição do APMV-1 é influenciada pelo comércio internacional de aves (avicultura comercial e outras aves cativas) e produtos avícolas. Sendo assim, é provável que a

epidemiologia e evolução da DN sejam influenciadas por esses fatores antrópicos. Miller et al. (2010) também sugeriram uma conexão epidemiológica entre populações de aves de diferentes partes do mundo baseados em semelhanças moleculares.

Programas de controle para evitar a introdução do VDN em plantéis de aves domésticas incluem vacinação e quarentena de aves importadas e deve ser complementado com programas de monitorização (Kim et al., 2008). No Brasil, o PNSA estabelece normas de biossegurança, vacinação e sacrifício de animais portadores de APMV-1 abrangendo as principais regiões avícolas (Brasil, 2002).

O diagnóstico da DN deve incluir isolamento e identificação viral e ainda determinação da virulência do APMV-1 na amostra em três etapas de diagnóstico: detecção, caracterização e epidemiologia do vírus (Aldous e Alexander, 2001). A DN é geralmente diagnosticada pelo isolamento do APMV-1 em ovos de galinha embrionados SPF, sorologia utilizando o teste de inibição da hemaglutinação (HI), ou por RT-PCR (Miller et al., 2010), sendo que o teste HI de é frequentemente utilizado como teste padrão na detecção de anticorpos anti-APMV-1 (Miers et al., 1994).

O APMV-1 pode infectar uma grande variedade de espécies aviárias e tem sido isolado e caracterizado na avicultura doméstica e em populações selvagens. No entanto, poucos são os relatos em rapinantes e estes, principalmente os de hábitos migratórios, poderiam atuar na disseminação do vírus (Jindal et al. 2010). As aves aquáticas selvagens são consideradas reservatório natural para o APMV-1 (Dimitrov et al., 2010; Camenisch et al., 2008), principalmente as aves da ordem Anseriformes, e podem ser responsáveis pela introdução do vírus na avicultura comercial (Zanetti et al., 2005).

A maioria das estirpes circulantes do APMV-1 em aves selvagens é lentogênica, porém, o constante intercâmbio viral entre populações de aves selvagens e granjas avícolas, onde as condições de biossegurança são precárias, parece ser um fator importante que permite o surgimento de novas estirpes potencialmente virulentas (Camenisch et al., 2008). Além disso, a grande variedade de espécies de aves sensíveis à infecção pelo APMV-1 e a atuação de aves selvagens como reservatórios móveis do vírus podem ser considerados fatores favorecedores para a grande diversidade genômica que caracteriza a emergência de novos genótipos virulentos (Miller et al., 2010).

Várias espécies de aves de rapina são conhecidas como suscetíveis ao APMV-1 e a doença tem sido relatada em rapinantes de vida livre. Lublin et al. (2001) encontraram uma amostra viral velogênica do APMV-1 como provável causa de óbito de um abutre quebra-ossos (*Gypaetus barbatus*). Aves da família Accipitridae foram descritas apresentando doença de curso subaguda a crônica, incluindo distúrbios do sistema nervoso central, diarreia e inapetência. Doença de curso agudo e fatal tem sido documentada em falcões (Falconidae) e corujas (Strigiformes). Infecção inaparente pode ser observada em abutres (Aegypiinae e Cathartidae) (Schettler et al., 2001).

2.1.2.3. *Chlamydophila psittaci*

A família Chlamydiaceae constitui um grupo de bactérias intracelulares obrigatórias, amplamente distribuídas pelo mundo, que pode infectar homens e diferentes espécies animais, sendo considerada uma zoonose de importância para a saúde pública (Sudler et al., 2004; Andersen e Vanrompay, 2003). A família Chlamydiaceae possui dois gêneros: *Chlamydia* (*C. trachomatis*, *C. muridarum* e *C. suis*) e *Chlamydophila* (*C. psittaci*, *C. abortus*, *C. felis*, *C. caviae*, *C. pneumoniae*

e *C. pecorum*) (Pantchev et al., 2010; Andersen e Vanrompay, 2003; Everett e Andersen, 1999).

As clamídias podem infectar diversas espécies de mamíferos e praticamente todas as espécies de aves selvagens e domésticas (Pantchev et al., 2009). A *Chlamydophila psittaci* é descrita infectando mais de 370 espécies aviárias nas quais provoca morbidade e mortalidade em diferentes níveis (Sudler et al., 2004), sendo Psittaciformes e Columbiformes as duas ordens taxonômicas mais frequentemente infectadas (Beeckman e Vanrompay, 2010). Espécies de pombos (principalmente *Columba livia*) são comumente associadas a infecções por *C. psittaci* em todo o mundo (Padilla et al., 2004) e os psitacídeos são aves reconhecidas por abrigarem este agente de forma endêmica, sendo que muitos se tornam cronicamente infectados (Andersen e Vanrompay, 2003).

A transmissão da *C. psittaci* ocorre geralmente de forma horizontal, pela inalação ou ingestão de material contaminado, sendo que alta carga do agente pode ser encontrada nas secreções do trato respiratório e em fezes de aves infectadas (Andersen e Vanrompay, 2003).

O ciclo de replicação do agente ocorre no citoplasma da célula hospedeira e se inicia pela adesão das formas infectantes inativas ou corpos elementares (CE) na membrana da célula, seguido por internalização que dá origem a um vacúolo endossomal. Um mecanismo ainda desconhecido impede a fusão dos lisossomos primários permitindo a sobrevivência dos CE no interior do endossomo, que se diferenciam nas formas vegetativas ou corpos reticulados (CR). Após replicação ou divisão binária, os CR são reorganizados dando origem a novos CE. A liberação dos CE pode ocorrer por lise da célula hospedeira ou por liberação de inclusões clamidiais pela membrana celular (Vanrompay et al., 1995).

Após a entrada no organismo ocorre a infecção do epitélio e a bactéria pode ser encontrada principalmente nas fezes e secreções dos tratos digestório e respiratório. A eliminação ocorre de maneira intermitente e a *C. psittaci* pode sobreviver por longos períodos em fezes e secreções secas. Assim, considera-se que a principal forma de transmissão causadora de surtos em aves confinadas é a formação de aerossóis contendo o agente contaminante (Andersen e Vanrompay, 2003; Vanrompay et al., 1995).

Os sinais clínicos e a gravidade da doença dependem da patogenicidade da amostra de *C. psittaci*, idade, espécie e imunidade da ave afetada, fatores ambientais e presença de outras doenças concomitantes (Andersen e Vanrompay, 2003; Raso et al., 2002). Os sinais clínicos incluem anorexia, diarreia com fezes amarelo-esverdeadas, perda de peso, conjuntivite, rinite e sinusite (Raso et al., 2002; Vanrompay et al., 1995).

Muitas aves se tornam cronicamente infectadas e assintomáticas, podendo ocorrer eliminação intermitente do agente, sendo essas aves importantes fonte de infecção para humanos e outras aves (Raso et al., 2002). Fatores como o excesso de população, higienização inadequada, desnutrição, mudanças bruscas na temperatura ambiente e doenças concomitantes podem ativar estas infecções latentes e desencadear a manifestação clínica e o aumento da eliminação do microrganismo (Andersen & Vanrompay, 2003; Raso et al., 2002).

Os principais métodos diagnósticos para a detecção da *C. psittaci* são: visualização direta por meio de técnicas histológicas específicas, isolamento (por inoculação em ovo embrionado, camundongo ou cultura de células), testes sorológicos e identificação de anticorpos (ELISA, imunofluorescência e, principalmente, fixação do complemento), e identificação de seqüências genômicas do agente (reação em

cadeira pela polimerase - PCR) (Andersen & Vanrompay, 2003).

Infecções por *C. psittaci* tem sido descritas em rapinantes (Schettler et al., 2003; Schettler et al., 2001; Gerbermann e Korbel, 1993; Gerbermann et al., 1990). Schettler et al. (2003) sugeriram, baseados em seu estudo e revisão bibliográfica, que as aves de rapina podem ser reservatório da *C. psittaci*. Nestas aves, a doença pode se tornar crônica e os sinais clínicos observados são diarreia, anorexia, secreção ocular e nasal (Schettler et al., 2001).

Apesar de existirem poucos relatos de infecção por *C. psittaci* em rapinantes, este agente ocorre em diversas espécies de aves que são presas naturais tornando possível a infecção em aves de rapina (Joppert, 2007).

2.1.3. DOENÇAS FÚNGICAS

A aspergilose é a doença fúngica mais comum em rapinantes cativos, causada principalmente pelo *Aspergillus fumigatus*, embora outros fungos do mesmo gênero (*A. flavus* e *A. niger*) também tenham sido descritos (Samour, 2006; Cooper, 2002).

A infecção ocorre, geralmente, pela inalação de esporos presentes no ambiente aliada a fatores que comprometem a função imunológica das aves como captura recente, recintos inadequados, condição neonatal ou geriátrica, administração de corticosteróides, toxicoses, doenças bacterianas e viroses (Samour, 2006). Existem ainda, evidências de que deficiências de vitamina A e B1 seja fator predisponente para o desenvolvimento de aspergilose (Cooper, 2002).

Geralmente, a aspergilose não é acompanhada de sinais clínicos e é frequentemente encontrada *post mortem* como pequenos grânulos em sacos aéreos. Quando presentes, os sinais clínicos incluem perda de peso, letargia e sinais

respiratórios como dispnéia, quando ocorre acometimento pulmonar (Cooper, 2002).

A candidíase, causada principalmente pela *Candida albicans*, é geralmente de origem endógena, desencadeada por fatores predisponentes como estresse, imunossupressão, uso prolongado de antibióticos e deficiências nutricionais. Em aves de rapina, a candidíase é caracterizada pela presença de pseudomembranas diftericas que afetam principalmente o englúvio (Samour, 2006).

2.1.4. DOENÇAS PARASITÁRIAS

Diversas espécies de parasitos podem ser encontradas em associação com aves de rapina de vida livre ou cativas. Geralmente, a infecção por parasitos não causa doença clínica, porém, a patogenicidade em rapinantes não é bem esclarecida e existem relatos de óbito consequente de infecções parasitárias. Na maioria dos casos a parasitose (doença parasitária) é secundária, ou seja, outro fator subjacente aumenta uma infecção parasitária levando ao aparecimento de sinais clínicos (Cooper, 2002).

2.1.4.1. Ectoparasitos

Os ectoparasitos de aves de rapina pertencem ao filo Arthropoda, classes Arachnida (carrapatos e ácaros) e Insecta (pulgas, moscas, malófagos) (Krone e Cooper, 2002). Incluem principalmente carrapatos e ácaros (ordem Acarina), pulgas (ordem Siphonaptera), larvas de moscas e moscas hipoboscídeas (ordem Diptera) e malófagos (ordem Phthiraptera) (Samour, 2006).

A maioria dos ectoparasitos é transmitida de ave para ave, sendo que alguns, tais como malófagos e ácaros, vivem permanentemente em seu hospedeiro enquanto outros apenas temporariamente, como carrapatos e moscas. Ainda existe

uma ampla variedade de artrópodes que permanecem em material orgânico e detritos nos ninhos das aves podendo, ocasionalmente, parasitá-las (Cooper, 2002).

Aves de rapina parasitadas com alguns ectoparasitos tendem a não apresentar sinais clínicos, contudo, um grande número de piolhos e ácaros pode causar alterações nas penas. Em aves de rapina com impossibilidade de realizarem o hábito de limpeza das penas, o número de ectoparasitos pode ser maior, por isso, rapinantes inapetentes podem apresentar maior carga parasitária que os clinicamente saudáveis (Morishita et al., 2001).

Dípteros hipoboscídeos são comuns em rapinantes, sendo *Ornithomyia* spp., *Pseudolynchia canariensis*, e *Icosta* spp. as espécies mais comumente descritas (Samour, 2006; Krone e Cooper, 2002). Porém, a infestação por dezenas de hipoboscídeos pode ainda não causar sintomatologia na ave hospedeira, prejudicando o desempenho da mesma quando o nível de parasitismo ultrapassa oitenta exemplares (Philips, 2007).

Dentre os malófagos, os gêneros *Craspedorrhynchus* e *Aegypocetus* são comumente encontrados nas penas da cabeça, *Laemobothrion* e *Colpocephalum* no corpo e nas asas, e *Degeeriella* e *Falcolipeurus* nas asas dos Falconiformes. O gênero *Strigiphilus* é encontrado nos Strigiformes (Krone e Cooper, 2002).

Existem 21 famílias de ácaros descritas em Falconiformes e 17 famílias associadas aos Strigiformes. Os ácaros podem habitar penas, pele, subcutâneo, trato respiratório e ninho, e se alimentam de sangue, tecidos, fluídos, pele e penas, lipídios e detritos, queratina, fungos, algas e outros ácaros (Philips, 2000).

2.1.4.2. Helmintos

Os helmintos são um grupo de parasitos que habitam diversos sistemas do organismo das aves de rapina e podem ser classificados em trematódeos, cestódeos, nematódeos e acantocéfalos (Samour, 2006).

Os nematódeos representam o maior grupo de endoparasitos infectando aves de rapina e incluem ascarídeos, capillarídeos, spirurídeos e nematódeos de traquéia e saco aéreo, sendo que a maioria dos adultos ocorre parasitando trato gastrointestinal, porém, alguns podem ocorrer nos sistemas

respiratório, cardiovascular e ocular (Smith, 1996).

A maioria dos helmintos de aves de rapina apresenta um ciclo de vida complexo contendo um ou mais hospedeiros intermediários e as aves de rapina geralmente se infectam ao se alimentarem (Cooper, 2002). A Tabela 1, adaptada de Samour (2006), lista as espécies de helmintos mais comuns em aves de rapina. A idéia geral de que os parasitas coexistem com seus hospedeiros sem causar doença clínica se aplica também aos rapinantes (Samour, 2006; Krone e Cooper, 2002).

Tabela 1: Endoparasitos comumente encontrados em rapinantes.

| | |
|---------------|---|
| Trematódeos | <i>Clinistomum complanatum</i> , <i>Nematostrigea serpens</i> , <i>Neodiplostomum attenuatum</i> , <i>Strigea falconis</i> , <i>S. falconispalumbi</i> |
| Cestódeos | <i>Anomotaenia mollis</i> , <i>Cladotaenia globifera</i> , <i>C. armigera</i> , <i>C. cylindracea</i> , <i>Hymenolepis exilis</i> , <i>Idiogenes flagellum</i> , <i>Matabelea fuhrmani</i> , <i>Mesocestoides perlatius</i> |
| Nematódeos | <i>Baruscapillaria falconis</i> , <i>Capillaria tenuissima</i> , <i>C. falconis</i> , <i>C. contorta</i> , <i>C. strigis</i> , <i>Cyathostoma americana</i> , <i>C. brodskii</i> , <i>C. lari</i> , <i>Diplotrianeia falconis</i> , <i>Eucoleus dispar</i> , <i>Porrocaecum angusticolle</i> , <i>P. depressum</i> , <i>Serratospiculum seurati</i> , <i>S. tendo</i> , <i>Serratospiculoides amaculata</i> , <i>Syngamus trachea</i> , <i>Synhimantus laticeps</i> , <i>S. hamata</i> , <i>Physaloptera alata</i> , <i>Procyrnea leptoptera</i> , <i>P. mansioni</i> , <i>Tetrameres accipiter</i> |
| Acantocéfalos | <i>Centrorhynchus aluconis</i> , <i>C. buteonis</i> , <i>C. globocaudatus</i> , <i>C. kuntzi</i> , <i>C. olssoni</i> , <i>C. robustus</i> , <i>C. spinosus</i> , <i>C. tenuicaudatus</i> |

Fonte: Samour (2006)

2.1.4.3. Protozoários

O *Trichomonas gallinae* é talvez o protozoário mais importante encontrado em aves de rapina em todo o mundo (Samour, 2006; Krone e Cooper, 2002). A tricomoníase é primariamente uma doença que acomete a parte superior do aparelho digestivo e respiratório de Columbiformes, aves de rapina, Psittaciformes e algumas outras aves. O pombo doméstico (*Columba Livia*) é considerado como hospedeiro primário do *T. gallinae* (Forrester e Foster, 2008).

A tricomoníase é caracterizada pelo aparecimento de lesões caseosas no sistema

digestivo superior (língua, orofaringe, engúvio e esôfago), podendo também afetar o trato respiratório superior (cavidades nasais, seios infra-orbital, traquéia e siringe (Samour, 2006). Os sinais clínicos são relacionados ao aparecimento das placas caseosas que podem dificultar a deglutição resultando em perda de peso, desidratação e apatia (Forrester e Foster, 2008; Krone e Cooper, 2002).

A transmissão do *T. gallinae* ocorre de forma direta, de ave para ave, por diversas maneiras incluindo contato direto ou contato com fômites e fonte de alimento e água contaminados. Entre os Columbiformes, ocorre ainda a transmissão

através do “leite do pombo” durante o cuidado parenteral de alimentação. Aves de rapina se infectam pelo hábito de predação Columbiformes (Forrester e Foster, 2008).

O diagnóstico de *T. gallinae* pode ser realizado pelo exame microscópico de esfregaços da lesão em preparação úmida, identificando a presença de protozoários flagelados móveis. O diagnóstico definitivo pode ser realizado por meio de PCR (Forrester e Foster, 2008).

A histomoníase é uma doença que ocorre em aves da ordem dos Galliformes, causada pelo protozoário flagelado *Histomonas meleagridis*. Historicamente, essa doença foi conhecida por causar danos na produção de aves domésticas, especialmente perus. Também reconhecida como uma doença grave em perus selvagens (*Meleagris gallopavo*) tem sido relatada ocasionalmente em outras espécies de Galliformes silvestres, sendo considerado como patógeno importante em algumas aves e achado incidental em outras. (Özmen et al., 2009; Davidson, 2008).

A infecção por *H. meleagridis* ocorre pela ingestão de ovos do nematódeo *Heterakis gallinarum* contendo o protozoário que será liberado no ceco da ave hospedeira. Em adição, as minhocas são relatadas como importantes hospedeiros paratênicos para os ovos do nematódeo, que por sua vez, podem conter o protozoário em questão. Este anelídeo é facilmente consumido por diversas espécies de aves, assumindo assim, importante papel no ciclo epidemiológico da doença (Davidson, 2008).

Cerca de dez dias após infecção cecal, focos de necrose hepáticos começam ser observados em Galliformes, sendo que aves jovens são mais susceptíveis à infecção e desenvolvimento de grave doença clínica (Davidson, 2008).

Informações sobre infecção por *H. meleagridis* em diversas espécies de aves

silvestres são ainda escassas (Davidson, 2008).

2.1.4.4. Coccídeos

Várias espécies de protozoários dos gêneros *Caryospora*, *Eimeria*, *Sarcocystis* e *Frenkelia* são relevantes para a medicina de rapinantes, sendo que perda de peso, redução do apetite, regurgitação e vômitos, hematoquezia, diarreia e morte aguda são os sinais clínicos encontrados (Samour, 2006). Oocistos típicos, esporulados de *Sarcocystis* spp. e não esporulados de *Caryospora* spp., são encontrados nas fezes das aves de rapina (Krone e Cooper, 2002).

As espécies de *Sarcocystis* têm ciclo de vida indireto, ou seja, um hospedeiro intermediário contendo cistos alojados no tecido conjuntivo intramuscular é ingerido pelo hospedeiro definitivo transmitindo a infecção. Os *Sarcocystis* spp. são coccídeos que apresentam estágios intestinal e extra-intestinal produzindo oocistos infectantes que são eliminados nas fezes de seus hospedeiros definitivos. O hospedeiro intermediário, por sua vez, é contaminado pela ingestão de esporocistos eliminados pelo hospedeiro definitivo (Greiner, 2008).

Doze espécies deste gênero são descritas utilizando aves como hospedeiros definitivos, vinte e duas utilizando aves como hospedeiros intermediários e duas outras utilizando tanto como definitivos quanto como intermediários (Greiner, 2008). A maioria das aves de rapina, em que espécies de *Sarcocystis* spp. já foram descritas, atuam como hospedeiros definitivos do agente (Tabela 2).

A patogenicidade do *Sarcocystis* spp. é controversa. Este protozoário é, geralmente, descrito como não patogênico, porém, vários casos de coccidiose causada por *Sarcocystis* spp. em aves de rapina com graves danos intestinais já foram relatados (Krone e Cooper, 2002).

Tabela 2: Espécies de *Sarcocystis* spp. descritas em aves de rapina.

| <i>Sarcocystis</i> spp. | Hospedeiro Intermediário | Hospedeiro Definitivo |
|-------------------------------------|--|--|
| <i>Sarcocystis accipitris</i> | <i>Serinus canária</i> | <i>Accipiter gentilis</i> |
| <i>Sarcocystis alectoributeonis</i> | <i>Alectoris chukar</i> | <i>Buteo buteo</i> |
| <i>Sarcocystis buteonis</i> | Mamíferos (Cricetidae, Muridae, Chinchillidae, Erethizotidae, Leporidae) | <i>Buteo jamaicensis</i> <i>Buteo buteo</i> |
| <i>Sarcocystis cernae</i> | Mamíferos (Cricetidae) | <i>Falco tinnunculus</i> |
| <i>Sarcocystis cheeli</i> | Desconhecido | <i>Milvus migrans</i> |
| <i>Sarcocystis citellibuteonis</i> | Mamíferos (Sciuridae) | <i>Buteo buteo</i> |
| <i>Sarcocystis dispersa</i> | Mamíferos (Muridae) | <i>Asio otus</i> , <i>Tyto alba</i> |
| <i>Sarcocystis espinosai</i> | Mamíferos (Cricetidae) | <i>Aegolius acadicus</i> |
| <i>Sarcocystis glareoli</i> | Mamíferos (Cricetidae) | <i>Buteo buteo</i> |
| <i>Sarcocystis nontenella</i> | <i>Buteo buteo</i> | Desconhecido |
| <i>Sarcocystis rauschorum</i> | Mamíferos (Cricetidae) | <i>Bubo scandiacus</i> |
| <i>Sarcocystis scotti</i> | Mamíferos (Muridae) | <i>Strix aluco</i> |
| <i>Sarcocystis sebeki</i> | Mamíferos (Muridae, Leporidae, Mustelidae) | <i>Strix aluco</i> |

Fonte: adaptado de Greiner (2008)

2.1.4.5. Hemoparasitos

Dentre os patógenos que acometem as aves de rapina, os hemoparasitos são considerados como agentes de alta ocorrência, porém baixa associação à doença clínica (Samour, 2006; Remple, 2004). São protozoários intracelulares de células sanguíneas e de outros tecidos encontrados em várias espécies de aves selvagens que apresentam susceptibilidade variada (Atkinson e Van Riper III, 1991). Pertencentes ao Filo Apicomplexa, os gêneros mais prevalentes são *Plasmodium*, *Haemoproteus* e *Leucocytozoon* (Friend e Franson, 1999), sendo que mais de duzentas espécies destes gêneros já foram descritas em aves de acordo com a caracterização morfológica do parasito em esfregaços sanguíneos (Martinsen et al., 2006).

De uma forma geral, o ciclo de vida dos hemoparasitos consiste em três fases: esquizogonia (assexuada), gametogonia (sexuada) e esporogonia (assexuada), onde

a primeira ocorre em um hospedeiro vertebrado e as duas últimas em hospedeiros invertebrados (mosquitos e moscas) hematófagos que servem como vetores (Remple, 2004; Friend e Franson, 1999, Greiner e Ritchie, 1994).

Os hemoparasitos são, em grande maioria, não patogênicos podendo elevar a parasitemia quando associados a fatores que causam estresse e/ou imunossupressão em seus hospedeiros (Remple, 2004). Krone et al. (2008) afirmaram que as espécies de *Haemoproteus* e *Leucocytozoon* são de baixa patogenicidade, enquanto que espécies de *Plasmodium* podem ser responsáveis por severos quadros clínicos.

A doença clínica apresenta, em geral, quatro fases: fase pré-patente, quando o parasito se encontra em tecidos e ainda não atingiu a circulação sanguínea; fase aguda, o parasito aparece na corrente sanguínea e aumenta rapidamente em número circulante; fase crítica, quando ocorre o

pico de parasitemia; fase crônica ou latente, quando a resposta imune do hospedeiro reduz a parasitemia em uma infecção latente que pode persistir por vários anos (Atkinson e Van Riper III, 1991).

O diagnóstico das hemoparasitoses pode ser morfológico (forma do parasito e alteração que este causa na célula hospedeira), através da análise microscópica de esfregaço sanguíneo ou impressão de órgãos em lâmina. Técnicas de biologia molecular permitem o diagnóstico em situações de baixa parasitemia (que poderiam ser consideradas falso-negativas em análise de esfregaços) e demonstram que nem sempre há correlação entre morfologia e genética do hemoparasito, ou seja, uma mesma espécie pode se apresentar sob morfologias diferentes. Krone et al. (2008) sugeriram que o diagnóstico seja baseado na combinação das duas técnicas, pois em seu estudo, a técnica de PCR (reação em cadeia da polimerase) foi falha em algumas amostras.

Bennett et al. (1994) citados por Krone et al. (2001) listaram um total de 72 famílias de aves nas quais já foram descritas hemoparasitoses. Em rapinantes, vários protozoários sanguíneos já foram descritos, sendo que os hemoparasitos frequentemente detectados em esfregaço sanguíneo pertencem aos gêneros *Haemoproteus*, *Leucocytozoon* e *Plasmodium* (Joppert, 2007; Krone e Cooper, 2002).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Animais

Foram analisadas aves das ordens Falconiformes, Strigiformes e Cathartiformes recebidas pelo Centro de Triagem de Animais Silvestres (CETAS) do IBAMA/Belo Horizonte-MG no período de dezembro de 2008 a agosto de 2010.

As amostras coletadas e necropsias foram processadas no Setor de Doenças das Aves, Departamento de Medicina Veterinária Preventiva da Escola de Veterinária da UFMG e no Departamento de Parasitologia do ICB/UFMG.

O projeto para realização do presente estudo foi aprovado pelo Comitê de Ética e Experimentação Animal (CETEA/UFMG) registrado no protocolo 40/2010 (Anexo 1), e pelo Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO) do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade com o protocolo 21158-1 (Anexo 2).

3.2. Contenção das aves

As aves foram contidas fisicamente com o auxílio de toalhas e luvas de raspa de couro, sem o uso de contenção química.

3.3. Amostras de sangue e Obtenção de soro

Amostras de sangue (0,5 a 1% do peso vivo da ave) foram coletadas por punção da veia ulnar (braquial), com seringas e agulhas estéreis descartáveis. O sangue coletado foi utilizado na confecção de lâminas de esfregaço sanguíneo e sorologia.

O sangue coletado foi mantido em refrigeração (4°C/12 horas) e centrifugado (2000g/10 minutos) para separação do soro, o qual foi alíquotado em microtubos e armazenado sob refrigeração e/ou congelado para posterior análise.

3.4. Extração e Quantificação do DNA

Seguindo o protocolo de Boom et al. (1990) e modificado por Caxito et al. (2006), a extração do DNA dos tecidos foi feita pelo método de extração por sílica. Para aproximadamente 200mg (ou 200 µl) do material bruto (previamente macerado, no caso de órgãos), foram adicionados três

volumes (600µl) de iodeto de sódio (NaI). Esta mistura permaneceu sob aquecimento a 55°C por 15min, e leve agitação a cada 5min. O material resultante desta reação foi submetido à centrifugação por 4 minutos a 5000rpm. O líquido (NaI + DNA) abaixo do sobrenadante (tecido) foi então coletado com o auxílio de uma pipeta e transferido a outro frasco. A este foram adicionados 50µl de suspensão de sílica e a nova mistura foi homogeneizada com o auxílio de um vortex e posteriormente incubada em agitador por 10 minutos a temperatura ambiente. Após centrifugação por 30 segundos a 14000rpm, o sobrenadante foi descartado por inversão do tubo. O sedimento foi ressuspenso em 800µl de NaI e rapidamente homogeneizado com o auxílio de um vortex. A mistura foi centrifugada por 30 segundos a 14000rpm e o sobrenadante novamente descartado. O sedimento foi, então, lavado com 1ml de tampão de lavagem (Etanol 50%; 50mM Tris-HCl pH8,0; 10mM EDTA pH 8,0) mantido a -4°C e, após centrifugação por 30 segundos a 14000rpm, o sobrenadante foi novamente descartado. Este processo de lavagem foi repetido duas vezes. Ao sedimento lavado foi adicionado 1ml de acetona (-4°C) e, após homogeneização no vortex e centrifugação por 30 segundos a 14000rpm, o sobrenadante foi descartado e o resíduo de acetona evaporado do sedimento em tubo com tampa aberta mantido a 50°C por 10 minutos. O DNA aderido à sílica (sedimento) foi eluído por adição de 60µl de tampão TE (10 mM Tris-HCl pH 8,0 - 1 mM EDTA pH 8,0) e incubado a 50°C por 10 minutos. O tubo foi centrifugado por 2 minutos a 14000rpm para compactar o sedimento (sílica). O sobrenadante (DNA molde) foi removido com o auxílio de uma pipeta, transferido a outro microtubo e estocado a -20°C até o uso.

As amostras de DNA total extraídas foram analisadas e quantificadas por leitura em espectrofotômetro NanoDrop ND-1000, utilizando 1µl da amostra de interesse. Este

aparelho estima a quantidade de DNA na amostra em ng/µl e a qualidade do material pelo valor obtido na razão DO260nm/DO280 nm.

3.5. Necropsia

As aves que, eventualmente, vieram a óbito ou foram submetidas à eutanásia (indicação clínica ou lesão que inviabilizasse a sobrevivência em vida livre como amputação de membros, perda da capacidade de vôo, perda da visão, entre outras) foram submetidas à técnica de necropsia segundo Matushima (2007) realizada no Setor de Doenças das Aves, Departamento de Medicina Veterinária Preventiva da Escola de Veterinária da UFMG. Todas as aves submetidas à necropsia foram inspecionadas para a identificação de possíveis alterações traumáticas, como fraturas. As fraturas foram identificadas e analisadas quanto à localização.

Na necropsia foram coletados: ectoparasitos (álcool 70°) e penas para pesquisa de ectoparasitos em lupa; fragmentos de órgãos (fígado e baço) posteriormente congelados para pesquisa de agentes por meio de PCR; fragmentos de órgãos em formol 10% para estudo histopatológico; conteúdo intestinal, por raspado da mucosa, para análise em microscopia óptica (avaliação da presença de endoparasitos e ovos de parasitos, oocistos, protozoários, ou outros patógenos); helmintos em formol 10%, para posterior identificação.

3.6. Soroaglutinação rápida em placa (SAR) para *M. gallisepticum*

Soros frescos foram testados individualmente para a presença de anticorpos anti-MG com antígeno colorido comercial para *M. gallisepticum* (MYCO-GALLI TESTE – Biovet®) autorizado pelo MAPA (Ministério da Agricultura, Pecuária

e Abastecimento) conservado sob refrigeração (2°C a 8°C). Os testes foram realizados de acordo com o PNSA (Brasil, 2001), observando a metodologia analítica preconizada pelo fabricante dos antígenos. Soros conhecidos não reagentes e reagentes de referência para *M. gallisepticum* foram utilizados como controle negativo e positivo, respectivamente.

O teste foi realizado em uma placa de vidro subdividida em 50 quadrados de 2,5 x 2,5cm, onde 50µL de cada soro a ser testado foram depositados no centro de cada quadrado. A este, eram adicionados 50µL do antígeno, previamente retirado do refrigerador, mantidos a temperatura ambiente (21 a 25°C) por cerca de 10 minutos e levemente homogeneizados. A mistura soro/antígeno (proporção aproximada de 1:1) foi homogeneizada por cerca de 5 segundos com auxílio de ponteira de plástico em movimentos circulares de aproximadamente 2 cm de diâmetro. Movimentos de rotação suaves foram realizados com a placa para facilitar a leitura da prova. Após um a dois minutos foi realizada leitura observando a formação ou não de grumos característicos de cor azul. A ave foi considerada reagente perante a formação de grumos e não reagente quando a reação permanecia uniforme e transparente, sem grumos, durante 2 minutos.

3.7. Teste de inibição da hemaglutinação (HI) para doença de Newcastle

O teste de HI foi realizado de acordo com o PNSA (Brasil, 2002). Para o teste de HI, a estirpe La Sota do APMV-1 inativada (New Vacin La Sota – Biovet®) foi utilizada como antígeno após reconstituição em 30 mL de PBS (tampão fosfato-salina). Foram utilizadas microplacas (fundo em “u”) de 96 orifícios e hemácias frescas de galinhas adultas sadias (SPF), coletadas com seringas estéreis contendo anticoagulante citrato de sódio a 4% e lavadas três vezes

em PBS (pH 7,2). A suspensão viral utilizada na técnica de HI foi titulada pelo teste da hemaglutinação (HA) imediatamente antes da execução da prova e calculada a diluição que continha quatro unidades hemaglutinantes (4UHA). Os soros testados foram diluídos previamente em PBS em volumes de 50µL em placas de 96 orifícios nas diluições de 1:8 a 1:16384. A suspensão do vírus (50µL) contendo 4UHA foi adicionada a cada diluição do soro. Após uma hora de incubação à temperatura ambiente (25°C), foram adicionados 50 µL de uma suspensão de hemácias a 1%. Em cada prova foram utilizados soros controles positivo e negativo e a retrotitulação do antígeno para a confirmação de 4UHA. A placa foi incubada por uma hora à temperatura ambiente (25°C) e o título foi expresso como a recíproca da maior diluição que inibiu completamente a hemaglutinação, com a formação de botão de hemácias. O soro foi considerado não reagente onde não houve a formação de botão e ocorreu a hemaglutinação, sendo 1:8 a menor diluição considerada. A retrotitulação do antígeno demonstrou aglutinação completa em 4, 2 e 1 unidades e formação de botão a partir de 0,5 unidade e menos.

3.8. Pesquisa de Hemoparasitos

Das aves contidas, foram confeccionadas duas lâminas de esfregaço sanguíneo de cada ave, a partir de uma gota de sangue recém-coletado, secas imediatamente ao ar, fixadas em metanol, coradas pelo método de Giemsa, recomendado por Valkiūnas (2005) e analisados à microscopia óptica de imersão (1000X) para a presença de hemoparasitos avaliada em 200 campos.

A técnica de PCR foi empregada para a pesquisa de hemoparasitos em amostras de baço das aves submetidas à necropsia. Destes tecidos foi extraído DNA pelo

método de sílica e realizada PCR para detecção de *Plasmodium* spp. e *Haemoproteus* spp. segundo Fallon et al. (2003), utilizando os oligonucleotídeos iniciadores abaixo:

343F - 5' - GCTCACGCATCGCTTCT- 3'

496R - 5' - GACCGGTCATTTTCTTTG-3'

Na reação de amplificação, cada tubo recebeu 2 µl do “DNA -molde” e 13 µl de tampão de reação contendo 10 mM Tris HCl, pH 8,5, 50 mM KCl; (Phoneutria®); 2.0-2.5 mM MgCl₂; 200 µM dNTP; 0.5 U Taq DNA polimerase (Phoneutria®); 0.4mM de cada iniciador e água ultra pura estéril qsp. O programa da amplificação consistiu em 35 ciclos de desnaturação a 94°C por 1 minuto, seguida de anelamento a 62°C por 1 minuto e extensão a 72°C por 1 minuto e 10 segundos. A desnaturação inicial ocorreu a 94°C por 2 minutos. É a extensão final a 72°C por 3 min., finalizando com temperatura de 4°C. A reação gera um produto final de 192 pares de base.

Os controles positivos utilizados nas reações de PCR compreenderam de DNA genômico de *Plasmodium gallinaceum* e os controles negativos foram amostras de DNA obtidas de pintinhos mantidos livres de infecção.

Os produtos das reações foram submetidos à eletroforese em gel de poliacrilamida 6%, não desnaturante, em tampão TBE 1X. O gel de poliacrilamida foi fixado em solução de álcool etílico 10% e ácido acético 0,5%, corado em solução de nitrato de prata e os fragmentos de DNA evidenciados quando em solução reveladora de hidróxido de sódio e formaldeído (Sanguinetti et al., 1994).

3.9. PCR para *Chlamydomphila psittaci*

Para pesquisa de *Chlamydomphila psittaci* por meio de PCR foram utilizadas amostras de fígado de aves necropsiadas.

A reação de PCR seguiu o protocolo segundo Sachse et al (2009) utilizando os oligonucleotídeos iniciadores descritos abaixo:

C. psittaci F: “ACTACGGAGATTATGTT TTCGATCGTGT”

C. psittaci R: “TCTTGGAGCGTYGGTGC ACG”

Uma alíquota de cada amostra de DNA total foi utilizada como molde na reação de amplificação, com volume final de 20µl contendo: 200ng de DNA, 2µl de tampão 10X (200mM Tris-HCl pH8,4, 500mM KCl – Invitrogen®), 1µl de dNTP 10mM (dATP, dTTP, dCTP e dGTP - Invitrogen®), 1µl de MgCl₂ 50mM (Invitrogen®), 1µl de cada iniciador externo a 10Mmol, 0,1µl de Taq Polimerase 5U/l (Platinum Taq DNA Polymerase – Invitrogen®) e água ultra pura qsp. A reação de PCR específica foi desenvolvida em termociclador (Axygen® - Maxygene). As condições de amplificação foram de um ciclo inicial de desnaturação a 96°C por 60 segundos, seguida por 40 ciclos de desnaturação a 94°C por 30 segundos, anelamento a 50°C por 60 segundos e extensão a 72°C por 30 segundos, além de uma extensão final a 72°C por 4 minutos. Para cada ensaio foi utilizado como controle positivo o DNA extraído de amostra de tecido de ave com diagnóstico para *C. psittaci* confirmado em outros laboratórios. A reação gera um produto final de 418 pares de base.

A análise dos resultados das amplificações foi realizada por eletroforese em gel de agarose. Em 8µl de cada produto amplificado, foram adicionados 2µl do tampão corante (60% de glicerol, 10% de TBE 10X e azul de bromofenol) de amostra a 5X. Essa mistura foi aplicada em gel de agarose a 1% e submetida à eletroforese a 100V em tampão TBE 0,5X (100mM Tris-base pH8,3, 25mM EDTA e 50mM ácido bórico). Após 40 minutos de corrida, o gel foi corado em solução de brometo de etídeo

10mg/ml e os resultados revelados e analisados com o auxílio de um transiluminador UV.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Foram avaliadas cento e oitenta (n=180) aves de rapina recebidas pelos CETAS/BH no período de estudo (21 meses). Destas, 82 pertenciam à ordem dos Falconiformes, 84 Strigiformes e 14 Cathartiformes. Cento e nove (n=109) aves foram avaliadas em necropsia e oitenta e oito (n=88) avaliadas em exame clínico, sendo que dezessete aves avaliadas em exame, posteriormente vieram a óbito e foram analisadas também em necropsia. As espécies estudadas, identificadas segundo Sigrist (2009), estão listadas na Tabela 3. O número de indivíduos avaliados neste estudo indica que as populações de rapinantes sofrem significativas e variadas pressões quando habitam o ambiente periurbano. Estes desafios fazem com que os mesmos sejam recolhidos ou apreendidos e encaminhados aos CETAS para a avaliação, tratamento e destinação. Joppert (2007), em 3,5 anos de estudos com rapinantes recebidos pela Divisão de Fauna do Município de São Paulo, estudou 114 aves, sendo 65% de Strigiformes e o restante Falconiformes. Komnenou et al. (2005), em estudo retrospectivo de 3 anos na Grécia, registraram apenas 18% de Strigiformes nos 402 rapinantes avaliados. Fatores ambientais, comportamentais ou ecológicos podem explicar estas diferenças nas proporções dos grupos taxonômicos estudados. Foram verificadas 20 espécies de rapinantes, que constitui aproximadamente 21% do total de táxons registrados para o grupo no Brasil e 15%, 39% e 17% das espécies registradas para os Falconiformes, Strigiformes e Cathartiformes, respectivamente. No entanto, a soma dos indivíduos dos táxons *T. alba*, *A. clamator*, *R. magnirostris* e *C. plancus* representam mais da metade (57%) do total das aves

estudadas. Este fato pode ser atribuído a uma maior população destas espécies no ambiente. Neste sentido, Sick (1997) classifica estas taxa como generalistas, que apresentam boa capacidade de estabelecer populações em ambientes alterados, urbanos e periurbanos.

Tabela 3: Distribuição numérica das aves de rapina estudadas, divididas segundo ordem, espécie taxonômica e teste realizado.

| Nome Científico | Nome popular | Total (N) | Necropsia | Esfregaço/ Hp | PCR/ Hp | SAR/ MG | HI/ VDN | PCR/ <i>C. psittaci</i> |
|-----------------------------------|----------------------------|-----------|-----------|---------------|---------|---------|---------|-------------------------|
| Falconiformes | | 82 | | | | | | |
| <i>Buteo albicaudatus</i> | Gavião-de-cauda-branca | 3 | 1 | 2 | 1 | 1 | 2 | 1 |
| <i>Buteo brachyurus</i> | Gavião-de-cauda-curta | 2 | 2 | 1 | 2 | 0 | 0 | 2 |
| <i>Caracara plancus</i> | Carcará | 26 | 11 | 16 | 11 | 12 | 13 | 11 |
| <i>Falco femoralis</i> | Falcão-de-coleira | 3 | 1 | 2 | 0 | 2 | 1 | 1 |
| <i>Falco ruficularis</i> | Falcão Cauré | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| <i>Falco sparverius</i> | Quiri-quiri | 8 | 5 | 1 | 3 | 2 | 1 | 4 |
| <i>Heterospizias meridionalis</i> | Gavião-caboclo | 1 | 0 | 2 | 0 | 1 | 0 | 0 |
| <i>Leptodon cayanensis</i> | Gavião-da-cabeça-cinza | 2 | 2 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 |
| <i>Milvago chimachima</i> | Gavião Carrapateiro | 10 | 3 | 8 | 2 | 5 | 6 | 3 |
| <i>Rupornis magnirostris</i> | Gavião-carijó | 26 | 17 | 12 | 13 | 5 | 7 | 14 |
| Strigiformes | | 84 | | | | | | |
| <i>Athene cunicularia</i> | Coruja-buraqueira | 11 | 11 | 1 | 6 | 1 | 1 | 9 |
| <i>Asio clamator</i> | Coruja-orelhuda | 23 | 13 | 13 | 9 | 11 | 11 | 12 |
| <i>Asio stygius</i> | Mocho-diabo, Coruja-diabo | 7 | 4 | 4 | 4 | 3 | 4 | 4 |
| <i>Bubo virginianus</i> | Mocho-orelhudo, Jacurutu | 2 | 2 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 |
| <i>Glaucidium brasilianum</i> | Corujinha Caburé | 6 | 6 | 0 | 4 | 0 | 0 | 5 |
| <i>Megascops choliba</i> | Corujinha-do-mato | 6 | 6 | 0 | 4 | 0 | 0 | 4 |
| <i>Strix huhula</i> | Coruja-preta | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 |
| <i>Strix virgata</i> | Coruja-do-mato | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| <i>Tyto alba</i> | Suindara, Coruja-de-igreja | 27 | 15 | 15 | 13 | 12 | 11 | 14 |
| Cathartiformes | | 14 | | | | | | |
| <i>Coragyps atratus</i> | Urubu-de-cabeça-preta | 14 | 10 | 9 | 8 | 9 | 9 | 9 |

Esfregaço sanguíneo/ Hp = Pesquisa de hemoparasito em esfregaço sanguíneo;

PCR/ Hp = Pesquisa de hemoparasito por PCR

SAR/ MG = Soroaglutinação Rápida em Placa para *M. gallisepticum*

HI/ VDN = Inibição da hemaglutinação para vírus da Doença de Newcastle

PCR/ *C. psittaci* = PCR para pesquisa de *C. psittaci*

4.1. Necropsia

Todas as aves que vieram a óbito foram submetidas à técnica de necropsia com o objetivo de identificar as principais alterações que resultam no encaminhamento de aves de rapina, de vida livre, periurbanas, a um CETAS. Das 180 aves, 109 foram necropsiadas (42 Falconiformes, 57 Strigiformes e 10 Cathartiformes). A Tabela 4 apresenta a distribuição numérica (N) das aves de rapina necropsiadas divididas segundo ordem taxonômica, espécie, sexo e idade.

Apesar do número de Falconiformes e Strigiformes recebidos pelo CETAS/BH ser igual, quantidade de óbitos registrada nos Strigiformes foi superior a soma dos demais grupos. Em relação ao total de aves recebidas de cada Ordem, o percentual de óbitos de Cathartiformes, Strigiformes e Falconiformes foi de 72%, 68%, 51%, respectivamente. Estes resultados podem indicar diferenças nas susceptibilidades dos grupos aos agravos ou problemas de manejo.

Tabela 4: Distribuição numérica (N) das aves de rapina necropsiadas segundo ordem taxonômica, espécie, sexo e idade.

| Espécie | Macho | | Fêmea | | Indeterminado | | Total N=109 |
|------------------------|-------|--------|-------|--------|---------------|--------|----------------|
| | Jovem | Adulto | Jovem | Adulto | Jovem | Adulto | |
| Falconiformes | | | | | | | N = 42 |
| <i>B. albicaudatus</i> | | | | 1 | | | 1 |
| <i>B. brachyurus</i> | | 1 | | 1 | | | 2 |
| <i>C. plancus</i> | | 6 | | 3 | 2 | | 11 |
| <i>F. femoralis</i> | | 1 | | | | | 1 |
| <i>F. sparverius</i> | | | | 3 | | 2 | 5 |
| <i>L. cayanensis</i> | | 1 | | | | 1 | 2 |
| <i>M. chimachima</i> | | 3 | | | | | 3 |
| <i>R. magnirostris</i> | 1 | 8 | | 7 | | 1 | 17 |
| Strigiformes | | | | | | | N = 57 |
| <i>A. clamator</i> | 1 | 8 | | 1 | | 3 | 13 |
| <i>A. cunicularia</i> | 1 | 5 | | 4 | | 1 | 11 |
| <i>A. stygius</i> | | 2 | | 2 | | | 4 |
| <i>B. virginianus</i> | | 2 | | | | | 2 |
| <i>G. brasilianum</i> | | 3 | | 2 | | 1 | 6 |
| <i>M. choliba</i> | | 2 | | 2 | 1 | 1 | 6 |
| <i>T. alba</i> | | 2 | 2 | 9 | | 2 | 15 |
| Cathartiformes | | | | | | | N = 10 |
| <i>C. atratus</i> | 2 | 2 | 1 | 5 | | | 10 |

Dos animais necropsiados, quatro Strigiformes e um *C. atratus* foram recebidos mortos, e oito Falconiformes, quatro Strigiformes e sete Cathartiformes foram submetidos à eutanásia. A indicação de eutanásia aplicou-se a casos onde o estado geral da ave recebida era incompatível com sua sobrevivência em vida livre e foi realizada pelo médico veterinário responsável pelo CETAS. Qualquer ave selvagem que apresente incapacidade visual, ferimentos que exigem a amputação de membros, inviabilidade de reabilitação e prognóstico desfavorável deve ser submetida à eutanásia (Graham e Heatley, 2007).

A idade das aves foi determinada de acordo com a cobertura de penas, sendo os animais jovens identificados pela presença de plumagem e/ou penas de coloração de aves jovens segundo cada espécie. Destas aves jovens, dois carcarás (*C. plancus*) eram neonatos e um foi levado, vivo, ao Laboratório de Doenças das Aves (EV/UFGM) ainda sem total reabsorção da gema do ovo. Aves de rapina jovens podem ser reconhecidas ao longo dos primeiros

anos de vida pela sua plumagem (Tristan, 2010), sendo que na maioria das espécies, a plumagem juvenil permanece por sete meses a um ano e algumas podem realizar mais de uma muda antes da plumagem permanente (Clark, 2007). No presente estudo, 10% (11/109) das aves eram jovens e 90% (99/109) adultos.

O sexo foi determinado com a visualização dos ovários ou testículos, sendo que em alguns casos não foi possível essa determinação, como em casos de autólise avançada. Neste estudo, 46,8% (51/109) das aves eram machos, 39,4% (43/109) fêmeas e 13,7% (15/109) foram considerados como sexo indeterminado. Idade, sexo e ordem taxonômica estão relacionados na Figura 1.

As principais alterações encontradas estão listadas na Tabela 5 e representadas na Figura 2, sendo que mais de uma dessas alterações foram observadas em alguns casos. Cada uma destas alterações está descrita e discutida nos tópicos específicos seguintes.

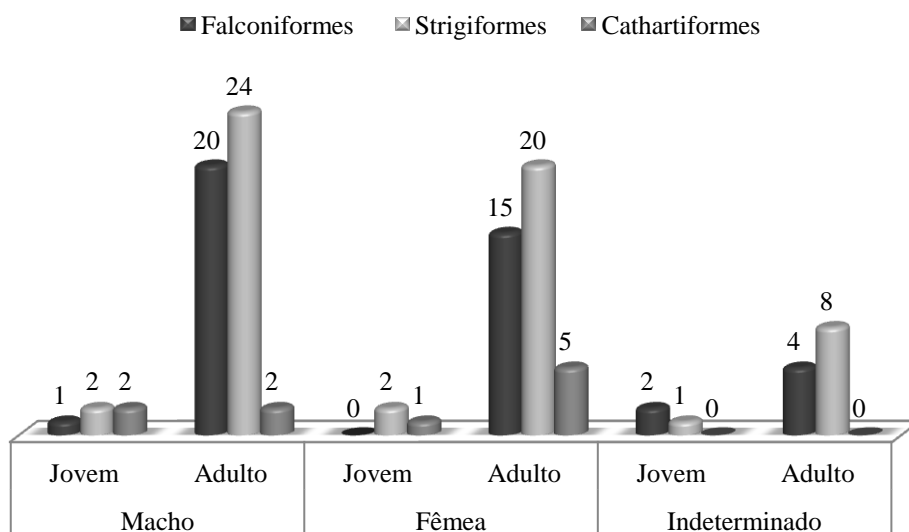


Figura 1: Distribuição numérica (N) das aves de rapina estudadas segundo ordem taxonômica, sexo e idade.

Tabela 5: Distribuição numérica (N) das principais alterações apresentadas pelas aves de rapina necropsiadas, segundo ordem taxonômica.

| Alteração | Falconiformes | Strigiformes | Cathartiformes | TOTAL |
|-------------------------|---------------|---------------|----------------|----------------|
| Trauma | 66,7% (28/42) | 56,1% (32/57) | 90% (9/10) | 63,3% (69/109) |
| Baixa condição corporal | 4,8% (2/42) | 15,8% (9/57) | 0 (0/10) | 10,1% (11/109) |
| Infecções parasitárias | 31% (13/42) | 42,1% (24/57) | 80% (8/10) | 41,3% (45/109) |
| Infecção fúngica | 2,4% (1/42) | 7% (4/57) | 40% (4/10) | 8,2% (9/109) |
| Dermatológica | 2,4% (1/42) | 3,5% (2/57) | 0 (0/10) | 2,7% (3/109) |
| Oftalmológica | 2,4% (1/42) | 5,3% (3/57) | 0 (0/10) | 3,7% (4/109) |
| Autólise | 7,1% (3/42) | 17,5% (10/57) | 0 (0/10) | 12% (13/109) |

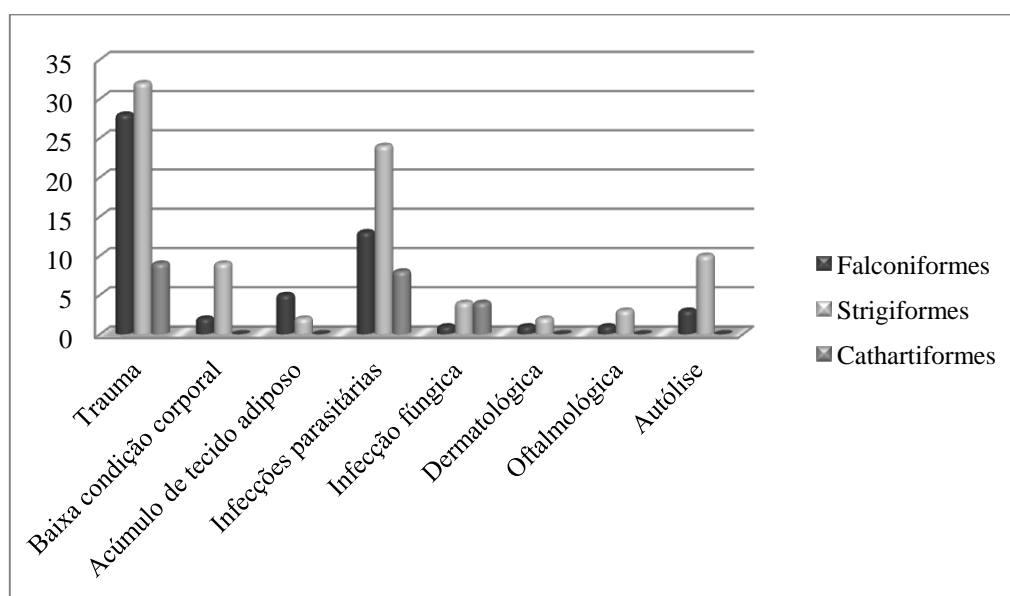


Figura 2: Distribuição das principais alterações encontradas à necropsia segundo ordem taxonômica.

4.1.1. Trauma

As injúrias traumáticas foram as principais causas de encaminhamento de aves de rapina ao CETAS, acometendo 63,3% (69/109) das aves necropsiadas. Segundo ordem taxonômica, 66,7% (28/42) dos Falconiformes, 56,1% (32/57) dos Strigiformes e 90% (9/10) dos Cathartiformes foram encaminhados ao CETAS por processos traumáticos. As

afecções traumáticas incluem eletrocussão, fraturas e amputação traumática de extremidade (dedos ou partes de membros), trauma cranioencefálico (TCE), lesões por projétil, cerol ou arame farpado, queda do ninho entre outros indeterminados (Tabela 6).

Estes dados estão em acordo com o estudo de Komnenou et al. (2005) onde 75,8% dos rapinantes estudados foram identificados

com algum tipo de injúria traumática, sendo esta a principal causa de apresentação destas aves em uma clínica de medicina aviária da Escola de Medicina Veterinária de AUTH (Aristotle University of Thessaloniki, Grécia). Joppert (2007) relata em seu estudo que 91,9% dos óbitos nos rapinantes estudados foram resultantes de processos traumáticos, porém, a autora

utiliza como total de óbitos apenas aqueles causados por processos não infecciosos.

Em 18,8% (13/69) dos casos, não foi possível determinar a causa das lesões traumáticas, caracterizadas por feridas, hematomas e hemorragias.

Tabela 6: Distribuição numérica (N) das principais alterações traumáticas observadas nas aves de rapina estudadas.

| Trauma | Falconiformes | Strigiformes | Cathartiformes | TOTAL |
|-------------------------------------|---------------|---------------|----------------|---------------|
| Eletrocussão | 0 (0/28) | 3,1% (1/32) | 11,1% (1/9) | 2,9% (2/69) |
| Fratura | 64,3% (18/28) | 65,6% (21/32) | 33,3% (3/9) | 60,9% (42/69) |
| Amputação traumática de extremidade | 7,1% (2/28) | 0 (0/32) | 11,1% (1/9) | 4,3% (3/69) |
| Trauma Cranioencefálico (TCE) | 3,6% (1/28) | 9,4% (3/32) | 0 (0/9) | 5,8% (4/69) |
| Lesão por arma de fogo (projétil) | 7,1% (2/28) | 0 (0/32) | 0 (0/9) | 2,9% (2/69) |
| Lesão por cerol | 7,1% (2/28) | 3,1% (1/32) | 0 (0/9) | 4,3% (3/69) |
| Lesão por arame farpado | 0 (0/28) | 3,1% (1/32) | 0 (0/9) | 1,4% (1/69) |
| Queda do ninho | 7,1% (2/28) | 0 (0/32) | 11,1% (1/9) | 4,3% (3/69) |
| Indeterminado | 14,3% (4/28) | 18,7% (6/32) | 33,3% (3/9) | 18,8% (13/69) |

Dois foram os casos de eletrocussão. Uma coruja-diabo (*A. stygius*) que chegou ao CETAS com queimadura podal resultante de eletrocussão e um urubu (*C. atratus*) que chegou com cerca 50% da superfície corporal comprometida por queimaduras consequentes de eletrocussão e foi submetido à eutanásia.

À necropsia, no primeiro caso (*A. stygius*) observaram-se como principais lesões macroscópicas: queimadura podal, hematoma em musculatura peitoral, caquexia, extensa área de necrose pulmonar, necrose em lobo hepático esquerdo, vesícula biliar aumentada,

cardiomegalia e presença de helmintos em esôfago, mucosa do proventrículo e cloaca. Pode-se inferir que a caquexia e vesícula biliar aumentada sejam consequência da impossibilidade da ave caçar e se alimentar.

O segundo caso (*C. atratus*) foi caracterizado por queimaduras na pele e penas em toda lateral direita da ave, ocorrendo peritonite exsudativa com abscesso, formação de neocavidade com presença de hifas fúngicas, superfície pulmonar coberta por material caseoso e sacos aéreos opacos com grânulos miliares (Figuras 3 e 4).

Nos casos de eletrocussão, muitas vezes, os únicos sinais clínicos visíveis são penas carbonizadas e um exame mais minucioso irá revelar queimaduras na pele de gravidade variável e hemorragias. Quando mais de 50% da superfície do corpo é queimado, o prognóstico é geralmente desfavorável. No exame *post mortem* são observadas lesões internas, podendo haver hemorragias com coágulos enegrecidos. Petéquias e descoloração são vistas nos músculos (Cooper, 2002).

Das aves necropsiadas, 38,5% (42/109) apresentaram afecções traumáticas identificadas como fratura. Dentre as aves identificadas com algum tipo de processo traumático 60,9% (42/69) apresentavam fraturas. Segundo a ordem taxonômica, 42,9% (18/42) dos Falconiformes, 36,8% (21/57) dos Strigiformes e 30% (3/10) dos Cathartiformes apresentaram fraturas. Segundo a localização da fratura, 57,1% (24/42) estavam localizadas nos membros torácicos; 14,3% (6/42) em membros pélvicos; 11,9% (5/42) das aves com fraturas apresentaram mais de uma fratura, localizadas tanto em membros torácicos quanto em membros pélvicos; e 16,7% (7/42) em outros locais, como ossos da pelve, bico e crânio (Figura 5)

Entre as fraturas determinadas como “outros” estão fratura de bico (em dois Strigiformes), fratura de pelve (em um Falconiforme e um Strigiforme) (Figura 6), fratura de crânio (em um Strigiforme, também considerado como TCE), uma ave (Strigiforme) com fratura de fêmur e pelve e outra ave (Falconiforme) com fratura de úmero e costela, consequente de trajeto de projétil.

A porcentagem de fraturas (38,5%) observada no presente estudo está de acordo com Komnenou et al. (2005) que encontraram afecções traumáticas como sendo a causa mais comum (75,8%) de morbidade em 402 rapinantes de vida livre, sendo que, destes, 31% apresentavam

fraturas. Kostka et al. (1988) citados por Arnaut (2006) observaram que em 154 aves com alterações musculoesqueléticas 74% apresentavam fraturas de origem traumática. Arnaut (2006) descreveu fraturas como sendo o trauma mais prevalente em seu estudo sobre afecções esqueléticas em aves, com uma porcentagem de 74,5%. Das fraturas, a autora relata 52% de acometimento de membros pélvicos, 41% de membros torácicos, 4,7% cingulo torácico e 2,3% coluna vertebral. Segundo Arnaut (2006), as fraturas de ossos longos, de membros torácicos e pélvicos, são consideradas as maiores causas de atendimento às aves. A distribuição percentual das fraturas encontrada neste trabalho, segundo localização e ordem, está representada na Figura 7.

O presente estudo corrobora com Benett (1997) e McCartney (1994), citados por Arnaut (2006), que afirmam que as fraturas de membros torácicos são mais frequentes que as de membros pélvicos e envolvem principalmente úmero, rádio e ulna. Naldo e Samour (2004), em um estudo baseado em achados radiográficos em falcões, encontraram em um total de 226 lesões musculoesqueléticas a porcentagem de 38% de fraturas, confirmando a elevada ocorrência e a importância do exame radiográfico na detecção e caracterização de fraturas. O valor diagnóstico, também no *post mortem*, do exame radiográfico é proporcional à qualidade da imagem gerada (Helmer 2006). No presente trabalho, a técnica de RaioX Digital foi aplicada em alguns casos para reconhecimento e caracterização de fraturas de difícil diagnóstico à inspeção e palpação (Figura 8).

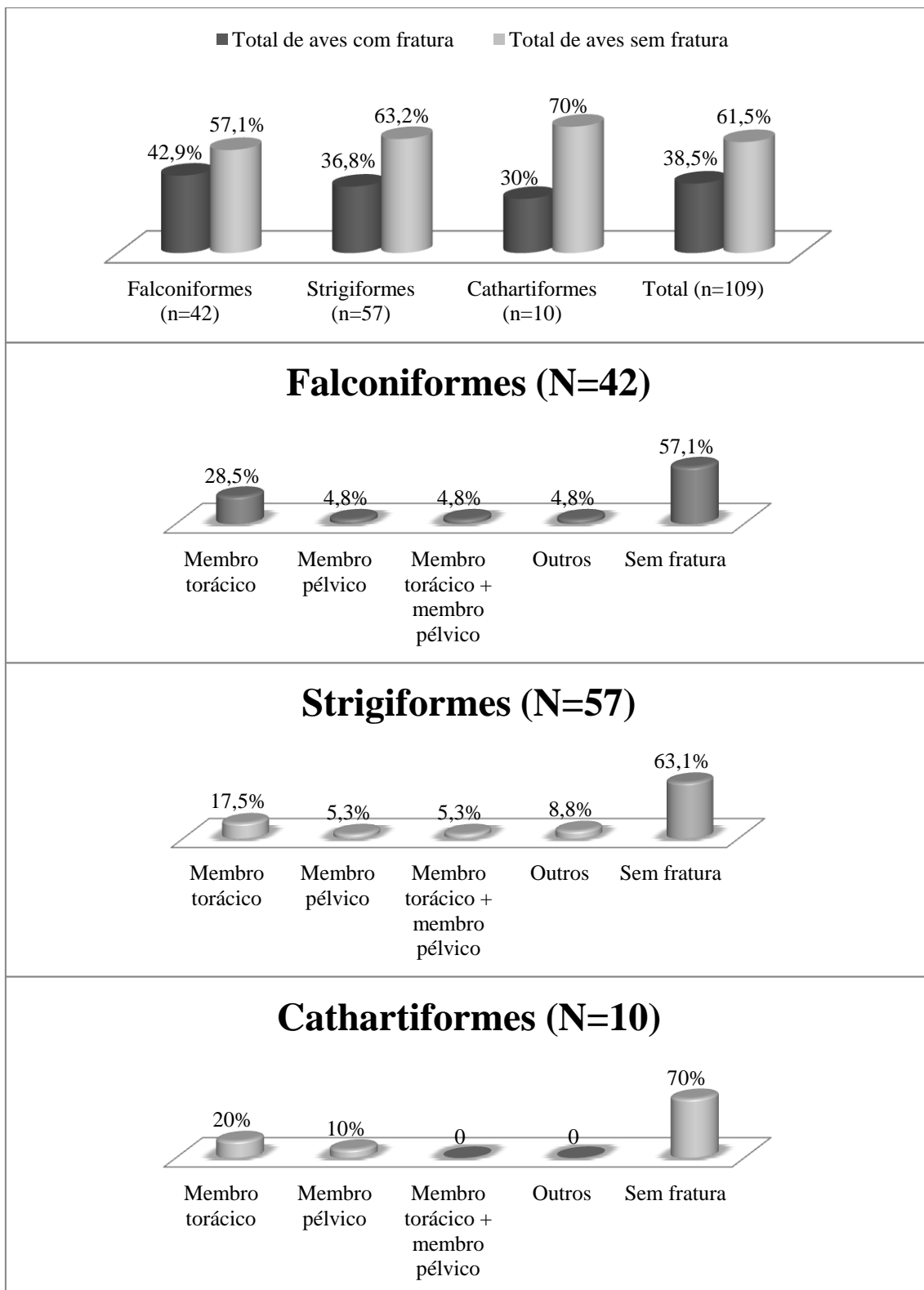


Figura 5: Distribuição percentual (%) das aves de rapina divididas segundo ordem e localização da fratura.

Sítio de fraturas nos rapinantes estudados (N=42)

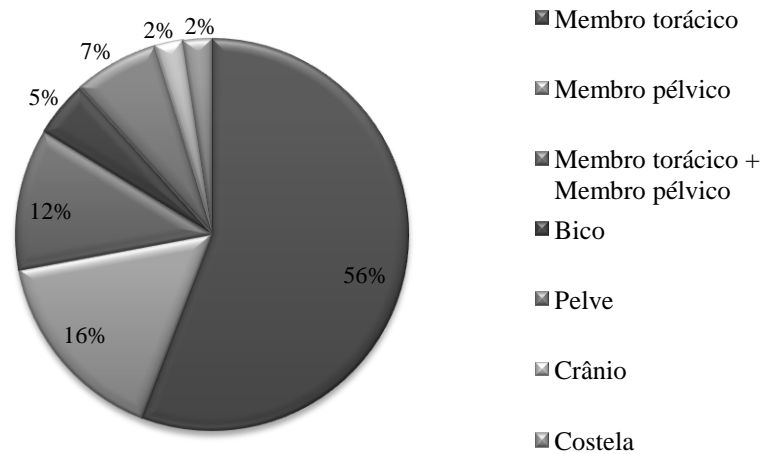


Figura 7: Distribuição percentual (%) das fraturas em aves de rapina analisadas segundo localização.

As amputações traumáticas de extremidades foram de metatarso, em um *C. atratus*, tarso em um *R. magnirostris* e 3º dedo em outro *R. magnirostris*.

Os casos de trauma cranioencefálico (TCE) foram caracterizados em 5,8% (4/69) das aves com afecções traumáticas. Estes casos, um *R. magnirostris*, uma *A. cunicularia*, uma *M. choliba* e uma *A. clamator*, foram identificados como TCE pelo histórico de sintomatologia neurológica, como ataxia e paresia, consequente de processo traumático. Em um dos casos (*A. cunicularia*) foi identificada fratura de crânio.

Lesões decorrentes de projétil foram observadas em *R. magnirostris* e em *B. brachyurus*, pela observação da presença do mesmo. O trajeto e impacto do projétil causaram fratura exposta de úmero (Figura 9) no primeiro caso e perfuração de pele, musculatura intercostal e fratura de costela no segundo caso. Neste último, o projétil foi encontrado alojado na musculatura intercostal e observou-se também fratura

múltipla de úmero direito e ruptura pulmonar com extensa área de hemorragia.

As lesões causadas por linha com cerol foram diagnosticadas por confirmação por visualização da linha ou por relato dos agentes dos órgãos fiscalizadores responsáveis pelo encaminhamento da ave ao CETAS. Três aves, dois *C. plancus* (Figura 10) e uma *A. clamator* (Figura 11), apresentaram lesões resultantes de linha com cerol. Nos três casos, as aves apresentavam laceração de pele, músculo e tendões, com perda tecidual nos membros torácicos. Uma *A. clamator* foi encaminhada ao CETAS com o membro torácico direito envolto por um fragmento de arame farpado.

No estudo de Joppert (2007), seis aves (6/114), das espécies *R. clamator*, *Elanus leucurus*, *M. choliba* e *C. plancus*, apresentaram trauma decorrente de linha de pipa.

Três aves filhotes foram encaminhadas ao Laboratório de Doença das Aves (EV/UFMG) com alterações traumáticas consequentes de queda do ninho. Estas aves

eram dois carcarás (*C. plancus*) e um urubu (*C. atratus*), estando um dos carcarás ainda estava envolto à casca do ovo sem completa reabsorção da gema (Figura 12), sendo submetido à eutanásia por estar inviabilizado pela prematuridade.

4.1.2. Condição corporal

A caquexia foi considerada em animais onde a musculatura peitoral atrofiada tornava proeminente a quilha do esterno. Esta condição foi observada em 10,1% (11/109) das aves necropsiadas. Destas, nove eram Strigiformes, dois Falconiformes e nenhum Cathartiforme. O hábito alimentar dos Cathartiformes permite que se alimentem sem necessidade da caça, sendo assim, mesmo que acometidos por algum trauma ou outra afecção que não viabilize o vôo, podem se alimentar, desde que estejam em local que tenha oferta de alimento (lixões, aterros sanitários, acúmulos de detritos animais).

4.1.3. Afecções parasitárias

As infecções parasitárias incluem os casos de infecções por endoparasitos, ectoparasitos e protozoários.

4.1.3.1. Infecções por helmintos

Endoparasitos foram observados em 11% (12/109) das aves necropsiadas, segundo a ordem taxonômica, 11,9% (5/42) dos Falconiformes e 12,3% (7/57) dos Strigiformes apresentaram parasitismo, em nenhum indivíduo da ordem Cathartiformes foi observada presença de endoparasitos. Em alguns casos, a mesma ave apresentou parasitismo por mais de uma espécie de helmintos.

Os nematódeos foram encontrados em 12,8% (14/109) das aves estudadas,

cestódeos em 1,8% (2/109), trematódeos em 0,9% (1/109) e acantocéfalos em 2,7% (3/109).

A classificação taxonômica do parasito, o hospedeiro e local de parasitismo podem ser observados na Tabela 7. Em alguns casos, não foi possível a exata classificação taxonômica do parasito.

Joppert (2007) afirma que, embora a infecção por helmintos seja comum em rapinantes de vida livre, geralmente, não contribui efetivamente para morbidade ou mortalidade destas aves, adquirindo importância em situações de estresse e/ou doença concomitante. A ocorrência de parasitismo por helmintos foi menor no presente trabalho (11%) que a relatada por Joppert (2007) (25,4%) e por Santoro et al. (2010) (95%).

De maneira geral, os animais se apresentavam pouco parasitados, sendo os nematódeos os helmintos de maior predominância. Adicionalmente, as infecções parasitárias aparentemente não contribuíram para a morbidade e mortalidade dos animais. Os locais de infecção e espécies descritas estão de acordo com outros autores que pesquisaram endoparasitos em aves de rapina.

Espécies de espirurídeos são encontradas livres no lúmen ou associadas a glândulas em proventrículo e ventrículo de aves de rapina (Smith, 1996). Fêmeas de helmintos nematóides do gênero *Tetrameres* são normalmente encontrados embutidos nas glândulas do proventrículo, onde um ou mais machos menores podem estar associados às fêmeas nas glândulas ou livres na luz do proventrículo (Kinsella e Forrester, 2008). É provável que este parasito necessite de um artrópodo hospedeiro paratênico (Smith, 1996).

Tabela 7: Classificação taxonômica de endoparasitos encontrados nas aves de rapina estudadas, segundo espécie parasitada e local de parasitismo.

| Identificação do parasito | Ave hospedeira | Local de parasitismo |
|------------------------------------|------------------------------|----------------------|
| Nematódeos | | |
| <i>Ascaridia</i> sp. | <i>Rupornis magnirostris</i> | Intestino delgado |
| Filarídeo | <i>Asio stygius</i> | Cloaca |
| <i>Hamatospiculum</i> sp. | <i>Tyto alba</i> | Saco aéreo |
| <i>Hamatospiculum</i> sp. | <i>Tyto alba</i> | Saco aéreo |
| <i>Hamatospiculum</i> sp. | <i>Tyto alba</i> | Saco aéreo |
| <i>Physaloptera acuticauda</i> | <i>Leptodon cayanensis</i> | Esôfago |
| <i>Porrocaecum</i> sp. | <i>Rupornis magnirostris</i> | intestino delgado |
| <i>Procyrnea mansioni</i> | <i>Rupornis magnirostris</i> | Ventrículo |
| Spirurídeo (Subfamília Spirurinae) | <i>Asio stygius</i> | Esôfago |
| <i>Streptocara pectinifera</i> | <i>Tyto alba</i> | Ventrículo |
| <i>Tetrameres</i> sp. | <i>Athene cunicularia</i> | Proventrículo |
| <i>Tetrameres</i> sp. | <i>Asio stygius</i> | Proventrículo |
| <i>Tetrameres</i> sp. | <i>Asio stygius</i> | Proventrículo |
| <i>Tetrameres</i> sp. | <i>Leptodon cayanensis</i> | Proventrículo |
| Cestódeos | | |
| Cestoda | <i>Asio clamator</i> | Intestino delgado |
| Cestoda | <i>Rupornis magnirostris</i> | Duodeno |
| Trematódeos | | |
| Trematoda (Diplostomatidae) | <i>Rupornis magnirostris</i> | Intestino delgado |
| Acantocéfalos | | |
| Acanthocephala | <i>Leptodon cayanensis</i> | Intestino delgado |
| Acanthocephala | <i>Asio clamator</i> | Intestino delgado |
| <i>Centrorynchus</i> sp. | <i>Leptodon cayanensis</i> | Jejuno |

Physaloptera spp. são encontradas em esôfago e proventrículo de rapinantes, sendo que em infecções graves podem causar irritação e inflamação da mucosa (Krone e Cooper, 2002). *P. alata* foi descrita por Sanmartín et al. (2004) em ventrículo e esôfago de *Buteo buteo*, *Accipter nisus*, *Falco tinnunculus*, *Milvus milvus* e *Falco subbuteo*. *Physaloptera* sp. e *Procyrnea* sp. são descritas em espécies de Falconiformes por Santoro et al. (2010) em seu estudo conduzido em aves de rapina na Itália.

Endoparasitismo por helminto do saco aéreo foi encontrado em três aves da espécie *Tyto alba* (Figura 13), estes nematódeos foram identificados preliminarmente como *Hamatospiculum* sp. Joppert (2007) identificou a espécie

Hamatospiculum pauloi parasitando sacos aéreos em *Tyto alba*.

Os acarídeos são nematódeos comuns em trato gastrointestinal de rapinantes e incluem espécies dos gêneros *Ascaridia*, *Contracaecum* e *Porrocaecum* (Smith, 1996). Nematóides do gênero *Porrocaecum* são comuns em aves de rapina (Krone e Cooper, 2002) e mais de trinta espécies já foram descritas parasitando intestino de aves, sendo algumas (*Porrocaecum angusticolle* e *Porrocaecum depressum*) consideradas como parasitos cosmopolitas de intestino de rapinantes (Fagerholm e Overstreet, 2008). *Porrocaecum* sp. também foi encontrado em *Rupornis magnirostris* por Joppert (2007) e *P. angusticolle* foi descrito por Sanmartín et

al. (2004) em espécies de Falconiformes e Strigiformes.

Alta carga parasitária de acantocéfalos (Figura 14) foi encontrada em um *L. cayanensis*. Estes helmintos são encontrados fixados à mucosa intestinal de seus hospedeiros através de suas probóscides (Smith, 1996), sendo que as aves das Ordens Falconiformes e Strigiformes são consideradas um dos principais grupos que atuam como hospedeiro definitivo para espécies de acantocéfalos. A espécie de acantocéfalo *Centrorhynchus globocaudatus* foi descrita por Sanmartín et al. (2004) em *Buteo buteo*, *Accipiter gentilis*, *Falco tinnunculus*, *Tyto alba*, *Strix aluco* e *Asio otus*. Santoro et al. (2010) descreve espécies de acantocéfalos em *Buteo buteo*, *Falco tinnunculus*, *Pernis apivorus*, *Circus aeruginosus*, *Accipiter nisus*.

Os trematódeos são considerados parasitos comuns de duodeno em aves de rapina, considerados de baixa patogenicidade, mesmo em situações de elevado parasitismo. Já os cestódeos são considerados incomuns em rapinantes e relatados como não patogênicos (Smith, 1996).

4.1.3.2. Infecções por ectoparasitos

O único caso de infecção por ectoparasitos causando alteração clínica foi em uma *A. clamator* que veio a óbito com hematócrito de 17% (Sanches et al., 2005, sugere média de 36% para a espécie). A ave apresentava intenso ectoparasitismo por ácaros alojados na região pericloal que apresentava descamação e formação de crostas. Os ácaros foram identificados como *Ornithonyssus sylviarum* (Macronyssidae), espécie hematófaga já descrita em aves de rapina (Krone e Cooper, 2002; Philips, 2000). O *Ornithonyssus sylviarum* é reconhecido como um parasita comum e importante em aves de produção, e tem sido relatado em muitas espécies de aves,

incluindo aves domesticadas e selvagens. São ácaros hematófagos caracterizados por causarem lesões com formação de crostas (Arends, 2003).

Carrapatos são ocasionalmente encontrados em aves de rapina, especialmente em áreas da cabeça com menos penas (Cooper, 2002). A única ave a apresentar parasitismo por parasitos da família Ixodidae foi uma *T. alba*, sendo que os ectoparasitos, identificados como *Amblyomma* spp., estavam alojados na região da cabeça próximo ao pavilhão auricular.

No presente estudo não foi possível fazer análise quantitativa da presença de ectoparasitos, já que em algumas aves era possível visualização de evidências da presença de ectoparasitos, porém estes não eram visualizados. Duas possibilidades foram consideradas para explicar a ausência destes: tempo de óbito e tratamento prévio no CETAS.

À necropsia, 9,2% (10/109) das aves (dois Strigiformes, um Cathartiforme, e sete Falconiformes) apresentavam parasitismo por hipoboscídeos, 17,4% (19/109) por ácaros (dezesseis Strigiformes, um Cathartiforme e dois Falconiformes) e 10,1% (11/109) por malófagos (um Strigiforme, seis Cathartiformes e quatro Falconiformes), ressaltando que estes números são, provavelmente, subestimados.

Além de espécies que acometem especialmente rapinantes, o contato próximo confere ao predador suscetibilidade à infecção por ectoparasitos presentes em suas presas. Sendo assim, as aves de rapina podem apresentar diversas condições de parasitismo, mesmo que não seja estabelecida doença clínica consequente.

Três casos de ectoparasitismo foram caracterizados pela presença de larvas de moscas, ou seja, caracterizados por miíase secundária a lesões de pele e tecido muscular em membro torácico (uma *T. alba*

e um *C. atratus*) e pélvico (*C. atratus* com amputação traumática de metatarso) (Figura 15).

4.1.3.3. Infecção por protozoários

Os casos de infecção por protozoários incluíram *Trichomonas* spp., *Histomonas*

spp. e coccidioses. Infecções por *Trichomonas* spp. foram observadas em 9,1% (10/109) das aves estudadas, sendo *Histomonas* spp. detectada em 6,4% (7/109) e coccidioses em 9,1% (10/109). A distribuição percentual das infecções por protozoários está descrita na Figura 16.

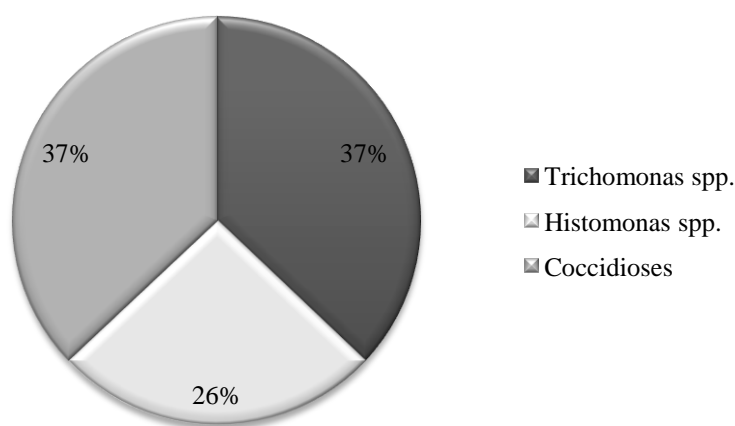


Figura 16: Distribuição percentual (%) das infecções por protozoários analisadas nas aves de rapina estudadas.

Entre as infecções por protozoários, os casos de *Trichomonas* spp. ocorreram 50% (5/10) em Falconiformes e 50% (5/10) em Strigiformes. Nenhum caso de tricomoníase em Cathartiformes foi observado. As espécies de Strigiformes parasitadas foram *A. cunicularia* (1/11), *A. clamator* (1/13), *G. brasilianum* (1/6) e *T. alba* (1/15). As espécies de Falconiformes *R. magnirostris* (1/17), *M. chimachima* (1/3), *F. femoralis* (1/1), *F. sparverius* (1/5), *C. plancus* (1/11).

A lesão observada em todos os casos foi a formação de placas diftéricas em cavidade oral, sendo que alguns casos foi observado comprometimento de orofaringe, cavidade nasal e seios infraorbitais (Figuras 17 e 18). Todos os animais recebidos pelo

CETAS/BH com diagnóstico de tricomoníase vieram a óbito, provavelmente em consequência das manifestações clínicas da doença. Aparentemente, o longo tempo decorrido entre o início da doença e o recolhimento da ave é fator determinante para o insucesso da recuperação clínica, pois a maioria dos rapinantes são recebidos nos estágios avançados da infecção.

A tricomoníase tem efeito negativo em seu hospedeiro aviário, porém, como acontece com a maioria das doenças dos animais selvagens, o impacto na população é de difícil mensuração, ressaltando que o *T. gallinae* é responsável por taxas de mortalidade em diversas espécies de Columbiformes e aves de rapina de vida

livre em várias partes do mundo (Forrester e Foster, 2008). Boal et al. (1998), em seu estudo sobre infecção de *T. gallinae* em *Accipter cooperii*, documentaram uma maior prevalência (85%) e mortalidade (50%) entre filhotes que habitavam áreas urbanas do que em filhotes de áreas rurais (prevalência de 9% e mortalidade de 5%). Os autores atribuem este fato à proximidade e ação predatória a populações de pombos, mais abundantes em áreas urbanas.

Mais uma vez, a interação presa predador pode ser responsável pela transmissão de agentes etiológicos. O hábito predatório de aves de rapina a pombos, hospedeiro primário do *T. gallinae*, faz com que a tricomoníase seja uma importante condição de doença clínica, reconhecida por levar ao encaminhamento destas aves ao CETAS e importante causa de óbito.

Os casos de *Histomonas* spp., caracterizados como protozoários móveis em conteúdo cecal e cloacal, ocorreram em 12% (7/57) nos Strigiformes. Nenhum caso foi observado em Falconiformes ou Cathartiformes. As espécies parasitadas foram *B. virginianus* (1/2), *A. cunicularia* (1/11), *T. alba* (3/15) e *A. clamator* (2/13). Em nenhum caso evidenciou-se a presença de *Heterakis gallinarum*, reconhecido como hospedeiro intermediário do protozoário em galinhas.

Histomonas meleagridis foi descrito em um *Buteo buteo* como parasita incidental, sendo encontrado apenas no intestino, fato atribuído à infecção precoce, sendo que neste estudo também não foi observado parasitismo por *Heterakis gallinarum* (Özmen et al., 2009).

Dos casos de coccidiose, 90% (9/10) ocorreram em Strigiformes e 10% (1/10) em Cathartiformes, nenhum caso foi observado em Falconiformes. O conteúdo intestinal das aves que apresentaram oocistos foi adicionado em dicromato de potássio 2,5% para que ocorresse a esporulação e assim a correta identificação.

Porém, a esporulação não ocorreu nos dois casos em que oocistos não esporulados foram encontrados em conteúdo intestinal de *A. cunicularia*. Assim, o único oocisto identificado foi o de *Sarcocystis* spp., encontrado já esporulado nas fezes, em sete dos nove casos de coccidiose em Strigiformes, sendo *T. alba* a espécie acometida em todos os casos. A condição *post mortem* pode ter favorecido a proliferação bacteriana, que por sua vez, provoca degeneração dos oocistos inviabilizando a esporulação.

A identificação foi realizada pela morfologia (Figura 19) dos oocistos, considerando aparência (disposição e número de esporocistos e membrana) e aferindo os diâmetros maior e menor dos oocistos e esporocistos em aumento de 400X em microscópio óptico. Foram observados oocistos esporulados, contendo dois esporocistos, circundados por uma fina membrana, dando aparência de dois oocistos, assim como descrito por Krone (2007). Os oocistos (N=130) mediam $19,41\mu \pm 1,14 \times 12,17\mu \pm 0,97$ e as medidas dos esporocistos eram $12,17\mu \pm 0,97 \times 9,98\mu \pm 0,58$. Resíduos difusos estavam presentes no interior dos esporocistos.

As medidas aferidas neste estudo são semelhantes às medidas de oocisto classificado como *Isospora buteonis* por Mathey (1966) (mais tarde reclassificada como *Sarcocystis* spp.) e a oocistos encontrados em *T. alba* por Munday (1977) classificados como *Sarcocystis* sp (Tabela 8).

Tabela 8: Morfometria comparada dos oocistos esporulados de *Sarcocystis* spp. entre estudos.

| Autores | Oocisto | Esporocisto |
|-----------------------------------|---|--|
| Mathey (1966) (N desconhecido) | 17,6 μ \pm 1,6 x 14,4 μ \pm 1,6 | 11,3 μ \pm 1,7 x 9,2 μ \pm 1,2 |
| Munday (1977) (N=30) | 17.5 μ x 13 μ | 12.5 μ x 9 μ |
| Presente estudo (N=130) | 19,41 μ \pm 1,14 x 12,17 μ \pm 0,97 | 12,17 μ \pm 0,97 x 9,98 μ \pm 0,58 |

A espécie *T. alba* é reconhecida como hospedeira definitiva deste gênero de coccídeo, sendo *Sarcocystis dispersa* a espécie já descrita nestas aves, roedores atuam como hospedeiro intermediário (Dolezel et al., 1999). A classificação específica deve ser realizada por meio de biologia molecular.

Sarcocystis spp. tem sido frequentemente encontrado em fezes de aves de rapina e relatados como *Isospora buteonis*, espécie reclassificada e considerada como espécies de *Sarcocystis* e *Frenkelia* (Lindsay e Blagburn, 1989). Posteriormente, as duas espécies anteriormente descritas como *Frenkelia* acometendo aves de rapina foram reclassificadas no gênero *Sarcocystis* (Modry et al., 2004).

À histopatologia, observou-se intestino delgado com infiltrado inflamatório moderado e multifocal constituído por linfócitos e heterófilos na submucosa associado à grande quantidade de estruturas intralésionais com morfologia compatível com oocistos de coccídeos (Figura 20). Não foram observadas alterações microscópicas nos demais órgãos. Nenhum dos animais necropsiados teve a causa da morte associada ao parasitismo. Lindsay et al. (1987) encontraram parasitismo intestinal por *Sarcocystis* sp. em *Buteo borealis* sem associação à causa da morte, não havendo lesões intestinais macro e microscópicas,

assim como Yabsley et al. (2009) que também não encontraram lesões histológicas relacionadas a infecções pelo mesmo agente em 159 gaviões. No entanto, este agente foi relatado como causa de óbito em um Quiri-Quiri (*Falco sparverius*) devido à lesão acentuada presente em todo o intestino, levando o animal a um profundo quadro de emaciação (Mathey, 1966).

O hospedeiro intermediário do parasito em questão não é conhecido. Munday (1977) inoculou comundongos (*Mus musculus*) com oocistos encontrados em fezes de *Tyto alba*, provocando morbidade e mortalidade nestes roedores. Sendo assim, existe a hipótese de que as corujas do presente trabalho tenham se infectado predando roedores sinantrópicos. Roedores silvestres periurbanos também podem atuar como hospedeiros intermediários do parasito (Rommel e Krampitz, 1975).

Existe ainda a possibilidade de outras espécies de aves atuarem como hospedeiros intermediários. Olias et al. (2010), em seu estudo sobre *Sarcocystis* spp. em pombos, identificaram uma espécie de rapinante (*Accipiter gentilis*) como provável hospedeiro definitivo de *Sarcocystis* sp. descrito em pombos domésticos (*Columba livia*), hospedeiro intermediário, indicando o ciclo de transmissão presa-predador.

Três aves da espécie *T. alba* apresentaram parasitismo por mais de um dos protozoários descritos, sendo duas parasitadas por *Sarcocystis* spp. e *Histomonas* spp., e uma parasitada por estes dois protozoários e ainda por *T. gallinae*.

Dentre as infecções por protozoários, a tricomoníase, apesar da baixa ocorrência, foi uma importante causa de óbito nos Falconiformes e Strigiformes.

De maneira geral, apesar da baixa ocorrência de infecção por coccídeos, o grupo dos Strigiformes foi o mais diagnosticado, com ênfase para *Sarcocystis* sp. em *Tyto alba*. Esta espécie de rapinante também foi a única que apresentou infecção concomitante por mais de um protozoário.

4.1.4. Infecções fúngicas

Granulomas micóticos foram observados em 6,4% (7/109) das aves estudadas, três em Strigiformes, um em Falconiformes e três em Cathartiformes.

Relativamente, poucas espécies de fungos são descritas como causa de doença clínica em rapinantes. No entanto, infecções por *Aspergillus fumigatus* são, provavelmente, uma das causas mais comuns de óbito em aves de rapina cativas. Candidíase, causada por *Candida albicans*, também é descrita em rapinantes podendo ser importante causa de mortalidade e morbidade (Cooper, 2002).

4.1.5. Alterações dermatológicas e oftalmológicas

As alterações dermatológicas incluem impregnação das penas por substância química em três casos. No primeiro, uma *A. cucularia* apresentava o corpo coberto por material adesivo e hidrofóbico semelhante a piche, de composição química desconhecida. Nos outros dois casos, uma *T. alba* e um *F. sparverius*, as aves apresentavam o corpo coberto por óleo.

As alterações oftalmológicas incluem úlcera e opacidade de córnea, lesão com acúmulo e secreção de exsudato purulento, luxação de cristalino, hifema e exoftalmia (Figuras 21 e 22). Com exceção de um caso de lesão ocular supurativa, associada a estágio avançado de tricomoníase com formação de placas diftéricas, os outros casos são relacionados, provavelmente, a afecções traumáticas. Cooper (2002) afirma que traumas são as principais causas de doenças oculares em rapinantes e que úlceras de córnea e hemorragias intra-oculares são frequentemente encontradas como sinais de lesão oftalmológica.

4.2. Soroaglutinação rápida em placa (SAR) para *M. gallisepticum*

Foram analisadas 65 soros (28 da Ordem Falconiformes, 28 Strigiformes e 9 Cathartiformes) para a presença de anticorpos anti-MG.

Das aves testadas para soroaglutinação rápida em placa – SAR (N=65) para *M. gallisepticum*, apenas um *C. atratus* apresentou reação positiva. Este soro foi enviado a um laboratório de referência para confirmação pelo teste de inibição da hemaglutinação (HI) segundo o PNSA (Brasil, 2001). No entanto, o teste de HI revelou soro negativo para presença de anticorpos contra *M. gallisepticum*. Considerando que o teste de HI apresenta maior especificidade, a ave em questão foi considerada negativa e o resultado da SAR considerado falso positivo.

A prova SAR é usada como procedimento sorológico de triagem para plantéis de aves livres de micoplasmoses devido sua elevada sensibilidade, rapidez, simplicidade e baixo custo. Porém, é um teste que se caracteriza por baixa especificidade com aparecimento de falsos positivos (Santos et al., 2007; Nascimento, 1994). O resultado falso positivo pode ser devido à ocorrência de reação cruzada entre *M. gallisepticum* e

outros micoplasmas, ou ainda, outros microorganismos, como *Staphylococcus aureus*, cuja indução de reações falso positivas já foi descrita anteriormente (Kleven, 1997; Ley, 2003).

Feberwee et al. (2005) após comparar variadas técnicas de diagnóstico para infecções por *M. gallisepticum* e *M. synoviae*, afirmam que certo nível de falsos positivos é esperado em todos os testes sorológicos analisados (SAR, HI e ELISA), variando entre testes e de acordo com a virulência da estirpe infectante. Afirmaram, ainda, que reações cruzadas são de ocorrência esperada, considerando a relação antigênica entre as espécies de *Mycoplasma*.

Várias espécies de micoplasma foram descritas em aves de rapinas. Uma nova espécie, *Mycoplasma corogypsi*, foi identificada e descrita em *Coragyps atratus* associada a abscesso podal de ave mantida em um Centro de Reabilitação para Rapinantes nos EUA (Panangala et al., 1993). Posteriormente, esta espécie de *Mycoplasma* foi descrita acometendo outro exemplar da mesma espécie em um caso de poliartrite (Ruder et al., 2009).

Estudo com abutres do velho mundo (*Gyps fulvus*) descreveu a infecção por *M. gallinarum*, *M. glycyphilum*, e uma provável nova espécie similar ao *M. falconis* previamente descrito em falcões (Loria et al., 2008).

O estudo conduzido por Lierz et al. (2008b) utilizou cultivo e PCR como métodos de pesquisa de micoplasmas em rapinantes. Os autores relatam identificação de *Mycoplasma* spp. em 91% (21/23) dos filhotes e em 96% (15/16) das aves adultas estudadas. A PCR para o gênero *Mycoplasma* obteve 100% de positividade, a partir daí, os autores sugerem que algumas espécies de *Mycoplasma* sejam microorganismos comensais da mucosa traqueal de aves de rapina. A PCR espécie-específica revelou a presença de *M. gypis*,

M. buteonis e *M. falconis*. Nenhuma ave foi positiva para PCR para *M. corogypsi* e as demais aves negativas para PCR espécie-específica e positivas para PCR gênero-específica foram consideradas como portadoras de *Mycoplasma* spp.

Em avaliação de rapinantes saudáveis, cativos e de vida-livre na Alemanha, para presença de micoplasmas por meio de PCR espécie-específica (*Mycoplasma gallisepticum*, *Mycoplasma imitans*, *Mycoplasma iowae*, *Mycoplasma meleagridis* e *Mycoplasma synoviae*), não foi detectado o agente (Lierz et al., 2008a).

Em outro estudo sobre enfermidades de rapinantes na Alemanha, *Mycoplasma* spp. foram isolados de 82% de filhotes, 26% de jovens e 50% de adultos (Lierz et al., 2000b citado por Lierz et al., 2008b).

Da análise de swabs traqueais e biópsia de saco aéreo de 68 aves de rapina de diferentes espécies encontradas debilitadas na Alemanha foram isoladas espécies de *Mycoplasma* de 32 aves (47%). As espécies isoladas foram *Mycoplasma meleagridis*, *Mycoplasma falconis*, *Mycoplasma buteonis*, *Mycoplasma gypis* e cinco isolados não identificados (Lierz et al., 2000a).

Poveda (1988), citado por Poveda et al. (1990), identificou a presença de *M. gallisepticum*, *M. gallinarum*, *M. gallinaceum* e *M. iners* em um falcão peregrino mantido em cativeiro, alimentado com carcaças de galinhas.

O resultado do presente estudo está de acordo com os autores que descrevem a não ocorrência em rapinantes das espécies de micoplasmas que acometem a avicultura industrial, com apenas relato ocasional em aves de rapina.

A característica de relativa espécie-especificidade destes agentes também colabora para o entendimento de que o *M. gallisepticum* seja encontrado incidentalmente em aves de rapina,

existindo a possibilidade de que estas se infectem ao se alimentar de carcaças de aves possivelmente infectadas.

Vale ressaltar que o resultado da SAR como não reagente para o *M. gallisepticum* não exclui a possibilidade de que estas aves sejam portadoras de outras espécies do gênero. Para o estudo das espécies de *Mycoplasma* de rapinantes, seriam necessários maiores estudos utilizando técnicas de diagnóstico específicas. Porém, uma análise cuidadosa é necessária quando se diagnostica a presença de *Mycoplasma* spp., já que este gênero é descrito em diversas espécies de vertebrados, incluindo o homem (Kleven, 2003), e a identificação genérica pode significar contaminação por material genético de outros animais que possuam contato próximo com a ave a ser diagnosticada.

O resultado sorológico encontrado pode ser analisado como uma reação cruzada entre agentes, sendo neste caso também necessários maiores esclarecimentos acerca do agente que provocou a reação positiva, já que este pode ser outra espécie de *Mycoplasma*.

Não foram detectados anticorpos para *Mycoplasma gallisepticum*, no entanto, novos estudos serão necessários para a infecção por outras espécies do gênero *Mycoplasma* em rapinantes.

4.3. Inibição da hemaglutinação (HI) para doença de Newcastle

Foram analisados 68 soros (30 da Ordem Falconiformes, 29 Strigiformes e 9 Cathartiformes) para a presença de anticorpos anti-VDN. Das 68 aves testadas, duas (3%) apresentaram títulos de anticorpos anti APMV-1. As duas aves eram exemplares de uma mesma espécie de Falconiforme, *Caracara plancus*, representando 15,4% (2/13) da espécie e 6,7% (2/30) da ordem, cujos títulos de anticorpos foram de 32 e 16. Considerando-

se o número e diversidade de espécies examinadas, o resultado parece indicar baixa ocorrência da infecção por APMV-1 nas aves rapinantes da região.

O presente estudo está de acordo com os autores citados cujas análises também revelaram baixa ocorrência de anticorpos anti-APMV-1 em aves de rapina. Schettler et al. (2001) detectou anticorpos para APMV-1 em 2% (6/346) dos rapinantes diurnos estudados, com títulos entre 8 e 32. Três destas aves apresentaram sinais clínicos de inapetência, caquexia e paresia de membros pélvicos, porém, os autores afirmam que tais sinais podem não estar associado ao VDN. Nenhum dos rapinantes noturnos pesquisados apresentou anticorpos para APMV-1.

Höfle et al. (2002) analisaram 700 amostras de 31 espécies diferentes de rapinantes, destas 120 (17,1%) foram positivas para APMV-1 no teste de HI. Nenhum dos animais positivos apresentou sintomatologia clínica, indicando que o vírus infectante era provavelmente vírus vacinal ou de baixa virulência.

Em outro estudo, Schettler et al. (2003) relataram o diagnóstico do VDN lentogênico por PCR em 5,5% (18/331) dos rapinantes estudados, sendo que as espécies positivas foram *Tyto Alba*, *Strix aluco*, *Buteo buteo* e *Falco tinnunculus*. A estirpe viral lentogênica La Sota, utilizada em vacinas vivas, foi identificada nas suindaras (*Tyto alba*).

Jindal et al. (2010) diagnosticou o APMV-1 em três de 120 amostras (*swabs* cloacal e de orofaringe) coletadas de 60 aves de rapina admitidas em centros de reabilitação. As amostras positivas foram de *Haliaeetus leucocephalus* e *Bubo virginianus*. Neste estudo ainda foram analisados exemplares de *Accipiter cooperi*, *Carthartes aura* e *Coragyps atratus* os quais foram negativos para APMV-1. As três amostras virais foram identificadas como lentogênicas. Os autores reportaram a probabilidade de que o

tipo viral presente em rapinantes dependa do tipo presente em suas presas ou da proximidade destas com granjas avícolas. Aldous e Alexander (2001) afirmam que é difícil uma avaliação exata da distribuição do APMV-1 pelo mundo devido ao uso difundido de vacinas vivas.

No estudo conduzido por Chu et al. (1976), o VDN foi isolado de 25% (11/44) das aves de rapina pesquisadas, porém, os autores ressaltam que todos os isolados eram provenientes de aves examinadas durante 1971-72, período caracterizado pela presença do VDN na avicultura doméstica, e que mantinham contato direto com aves domésticas ou eram alimentadas por resíduos desta avicultura.

Neste estudo, a única espécie (*C. plancus*) positiva para anticorpos anti-APMV-1 pertence à família Falconidae. Heidenreich (1996), citado por Höfle et al. (2002), afirma que os membros desta família são mais suscetíveis à infecção pelo APMV-1 que os membros das outras famílias de aves de rapina.

Autores sugerem em seu estudo que o VDN (caracterizado como uma variação, pigeon paramyxovirus PPMV-1) seja endêmico e circulante na população de pombos em todo mundo (Krapez et al., 2010; Miller et al., 2010; Kim et al., 2008). Krapez et al. (2010) cita ainda que o PPMV-1 já foi isolado a partir de falcões, araras, periquitos, faisões, cisnes e Passeriformes. É importante ressaltar que o PPMV-1 pode ser diagnosticado pelo teste de HI utilizando o APMV-1 como antígeno (Krapez et al., 2010; Kim et al., 2008). As aves de rapina analisadas neste estudo são caracterizadas por hábitos urbanos ou periurbanos, podendo-se afirmar que possuem contato próximo com populações de columbídeos, já que este grupo faz parte de suas potenciais presas. Entretanto, os pombos urbanos de Santiago do Chile não parecem ter infecção significativa, por terem apresentado baixos títulos ao APMV-1 e

nenhum para APMV-7 (Toro et al., 1999). Embora exista a possibilidade das aves estudadas terem sido infectadas pelo PPMV-1, nenhuma indicação sorológica foi encontrada, e estudos moleculares seriam necessários para afirmar tal hipótese.

Considerando-se as estirpes vacinais de APMV-1, as aves de rapina poderiam se infectar tanto diretamente a partir da avicultura industrial, quanto indiretamente, por predação de outras aves que se infectam pelo contato com granjas avícolas.

Embora mantenha-se a hipótese de que os APMV-1 que ocorrem na região estudada sejam considerados de origem vacinal, o possível envolvimento de vírus de baixa virulência de aves selvagens não pode ser descartado sem a caracterização genômica dos isolados (Miller et al., 2010). Estratégias de controle da DN adotadas no Brasil, com o uso de vacinas vivas, podem ter interferido na epidemiologia do APMV-1 com a disseminação de vírus de origem vacinal (lentogênico) para aves silvestres. No entanto, Choi et al. (2008) relatam o óbito de duas corujas mochos-de-orelhas euro-asiáticas (*Otus scops*) devido grave quadro de diarreia atribuído a infecção veloz pelo vírus da DN.

Em um estudo sobre caracterização molecular e filogenética do VDN em aves de vida livre na Argentina, Zanetti et al. (2005) analisaram 916 aves (gaiotas, pinguins, patos, gansos, corvos, gaivotas, flamingos e pombos) saudáveis e encontraram a presença de anticorpos anti-APMV-1 em 41% das amostras pelo teste de HI, sendo que todos os positivos foram caracterizados por técnicas moleculares como estirpes não patogênicas.

A constante vigilância atribuída à avicultura industrial deve ser também aplicada às populações de aves selvagens, já que existe uma preocupação quanto a uma possível alteração genética de vírus de baixa virulência de aves selvagens para vírus de alta virulência para aves domésticas,

mesmo que isso não ocorra em alta frequência (Miller et al., 2010). Como as aves domésticas podem eliminar o VDN após a vacinação, poderia haver transmissão para animais que habitam o entorno, potenciais presas das aves de rapina (roedores e outras aves), que poderiam carrear o vírus. Outra possibilidade seriam os rapinantes se infectarem diretamente pela dispersão viral pós vacinal.

Considerando que as aves deste estudo são de vida-livre, é possível que espécimes que apresentem doença clínica aguda não sejam capturadas em tempo hábil para a pesquisa de anticorpos. Entretanto, aves doentes e encontradas em óbito foram examinadas neste estudo, sem indicações clínico-patológicas de formas mesogênicas ou velogênicas do APMV-1.

As baixas titulações de anticorpos contra o VDN obtidas em dois exemplares de *Caracara plancus* indicam o contato das aves silvestres com eventuais fontes de contaminação. Esta porcentagem de aves apresentando anticorpos para o VDN, ainda que baixa, ressalta a importância da aplicação constante de estudos e medidas de biossegurança tanto à avicultura industrial quanto à conservação da fauna, reduzindo possibilidades de transmissão de doenças de aves silvestres para granjas da avicultura comercial e vice-versa.

4.4. Hemoparasitos

A presença de hemoparasitos foi avaliada em 89 aves (45 aves da Ordem Falconiformes, 35 Strigiformes e 9 Cathartiformes) por esfregaço sanguíneo e outras 82 aves (33 Falconiformes, 41

Strigiformes e 8 Cathartiformes) por meio de PCR.

Observou-se parasitismo geral de 13,5% (12/89) em amostras de esfregaço sanguíneo e 8,5% (7/82) em amostras de baço. Dentre os Falconiformes o parasitismo foi de 8,9% (4/45), todos em esfregaço sanguíneo e nenhum em PCR, nos Strigiformes o índice foi de 22,8% (8/35) em esfregaço sanguíneo e 17,1% (7/41) em PCR, e em nenhum dos Cathartiformes foram observados hemoparasitos. O parasitismo segundo espécie hospedeira está descrito na Tabela 9. Resultados semelhantes foram encontrados por Krone et al. (2001) que verificaram hemoparasitismo total de 11% em rapinantes, 11% em Falconiformes e 13% em Strigiformes (Tabela 10).

Todos os hemoparasitos observados apresentaram morfologia compatível com o gênero *Haemoproteus*, nenhuma forma foi compatível com os gêneros *Plasmodium*, *Leucocytozoon* ou outros. Seis espécies de *Haemoproteus* estão descritas para Falconiformes enquanto quatro estão descritas para Strigiformes (Krone et al., 2008).

Em esfregaço sanguíneo, um indivíduo da espécie *Asio clamator* apresentou parasitismo representado por dois gametócitos de morfologias diferentes (Figura 23); outros quatro, da mesma espécie, apresentaram parasitismo representado por grandes gametócitos (Figura 24), alguns envolvendo o núcleo do eritrócito.

Tabela 9: Distribuição percentual da ocorrência de hemoparasitos* nas aves de rapina estudadas, segundo espécie e teste utilizado.

| Espécie | Hemoparasitismo | |
|------------------------|---------------------|-------------|
| | Esfregaço Sanguíneo | PCR |
| <i>B. brachyurus</i> | 100% (1/1) | 0 (0/2) |
| <i>C. plancus</i> | 6,25% (1/16) | 0 (0/11) |
| <i>M. chimachima</i> | 12,5% (1/8) | 0 (0/2) |
| <i>R. magnirostris</i> | 8,3% (1/12) | 0 (0/13) |
| <i>A. cunicularia</i> | 0 (0/1) | 83,3% (5/6) |
| <i>A. clamator</i> | 46,1% (6/13) | 22,2% (2/9) |
| <i>A. stygius</i> | 50% (2/4) | 0 (0/4) |

**Haemoproteus* sp.; nenhuma forma indicativa de *Plasmodium*, *Leucocytozoon* ou outro hematozoário.

Tabela 10: Comparação entre as ocorrências de hemoparasitos em esfregaço sanguíneo de diferentes trabalhos com aves de rapina.

| Autores | Krone et al. (2001) | Presente estudo |
|-----------------------------------|---------------------|-----------------|
| Hemoparasitismo em aves de rapina | 11% (N=1149) | 13,5% (N=89) |
| Hemoparasitismo em Falconiformes | 11% (N=976) | 8,9% (N=45) |
| Hemoparasitismo em Strigiformes | 13% (N=173) | 22,8% (N=35) |

Quatorze aves foram analisadas tanto pelo método de PCR, quanto por esfregaço sanguíneo. Destas, oito foram negativas tanto na técnica de PCR, quanto na técnica de análise de esfregaço sanguíneo; uma positiva nas duas técnicas; quatro negativas em PCR, porém a análise do esfregaço sanguíneo revelou baixo parasitismo; e ainda, uma positiva em PCR, embora não tenham sido observados hemoparasitos à microscopia de esfregaço sanguíneo.

Como já descrito por outros autores (Hellgren et al., 2004; Jarvi et al., 2002), a técnica de PCR apresenta maior sensibilidade e permite o diagnóstico em situações de baixa parasitemia,

consideradas falso negativos na análise de esfregaço sanguíneo.

Segundo Fallon et al. (2003), falsos negativos obtidos pela técnica de PCR podem ser resultado de variação entre linhagens divergentes ou podem refletir baixas parasitemias, com limite inferior na ordem de 10^{-4} - 10^{-5} parasitas por hemácias.

Krone et al. (2008) também obteve resultados negativos em PCR em contradição a resultados positivos para análise de esfregaço sanguíneo e vice-versa. Os autores atribuíram esta discrepância ao fato de os primers utilizados na técnica de PCR serem desenhados para espécies de hemoparasitos de Passeriformes, podendo

haver falhas na detecção de hemoparasitos em aves de rapina.

A técnica de PCR foi válida para detecção do material genético de hemoparasitos de rapinantes, porém, a partir destes resultados, o presente estudo sugere que o diagnóstico das hemoparasitoses seja baseado na combinação das duas técnicas.

Em três aves (um *B. brachiurus*, uma *A. stygius* e um *R. magnirostris*) positivas para hemoparasitismo (dois esfregaços sanguíneos e um PCR, respectivamente) foi observado ectoparasitismo por moscas hipoboscídeas (família Hippoboscidae). A relação entre hipoboscídeos vetores e *Haemoproteus* está descrita na literatura e oferece subsídio para o diagnóstico (Valkiūnas, 2005; Remple, 2004; Krone e Cooper, 2002). Resende et al. (2001) relataram um surto de hemoparasitose por *Haemoproteus* em pombos (*Columba livia*) ectoparasitados por *Pseudolynchia canariensis*.

As aves de rapina recebidas pelo CETAS/BH apresentam, em sua maioria, hábitos periurbanos, o que possibilita contato próximo com pombos domésticos (*Columba livia*) e por consequência com seus ectoparasitos que podem atuar como vetores de hemoparasitos do gênero *Haemoproteus*.

Um exemplar hipoboscídeo coletado sobre o *B. brachiurus* foi submetido à técnica de PCR. A extração do DNA, pelo método da sílica, foi realizada separadamente na cabeça e abdômen do vetor. A PCR seguiu o mesmo protocolo utilizado para as amostras de baço. A amplificação de DNA do parasito nas duas porções da mosca indica que esta se infectou com o hemoparasito, havendo replicação no trato digestivo, migração para as glândulas salivares, gerando esporozoítos infectantes, que foram detectados pela PCR da cabeça. Levin et al. (2011) encontraram evidências moleculares da transmissão do *Haemoproteus iwa* através de moscas

hipoboscídeas por amplificarem o genoma do hemoparasito em moscas que parasitavam as aves em estudo.

Apesar da admissão de aves de vida livre em centros de triagem e reabilitação ser considerada fator de estresse, as aves estudadas encontradas parasitadas apresentaram, em sua maioria, baixa parasitemia. Nenhuma das aves parasitadas analisadas apresentava sintomatologia clínica consequente da hemoparasitose, nem mesmo os indivíduos da espécie *Asio clamator* que apresentaram elevada parasitemia. Bonello et al. (2005) conduziram um estudo semelhante e também encontraram um exemplar de *Asio clamator* com elevado parasitismo, sendo que os autores afirmam, que da mesma forma, a ave não apresentava nenhum tipo de sintomatologia clínica. Este fato confirma a baixa patogenicidade do gênero em questão (*Haemoproteus*).

O estudo da ocorrência de hemoparasitos em aves silvestres é de grande interesse para a pesquisa científica como indicador de saúde individual, populacional e ambiental, já que reflete o processo de transmissão de doenças com a participação de vetores.

4.5. *Chlamydophila psittaci*

Para pesquisa de *Chlamydophila psittaci* por meio de PCR foram utilizadas amostras de fígado de 95 aves (37 da Ordem Falconiformes, 49 Strigiformes e 9 Cathartiformes) necropsiadas.

Nenhuma das 95 amostras de fígado foi positiva para a presença de *Chlamydophila psittaci* em aves de rapina pela técnica de PCR. Não se descarta, no entanto, a possibilidade de ocorrência em aves que tiveram contato com o agente e se tornaram resistentes do ponto de vista imunológico, não apresentando o agente em tecidos. Outra possibilidade seria a não multiplicação e eliminação do agente no

período em que as aves foram examinadas (Andersen & Vanrompay, 2003).

O diagnóstico por detecção do DNA através de PCR apresenta alta sensibilidade e especificidade, porém, a eliminação intermitente do microorganismo pode prejudicar o emprego deste método diagnóstico, favorecendo a ocorrência de falso-negativos (Andersen & Vanrompay, 2003).

Em uma pesquisa de *C. psittaci* em 25 ramphastídeos da Fundação Parque Zoológico de São Paulo foram coletadas amostras de *swabs* cloacal e soro sanguíneo as quais foram submetidas à PCR (para detecção direta do microrganismo) e à reação de fixação de complemento (para detecção dos anticorpos anti-*C. psittaci*), respectivamente. Não foi detectada a presença de *C. psittaci* nas amostras de *swab* cloacal, porém, 16% das amostras de soros foram positivas pela RFC. Os autores concluíram que algumas aves tiveram contato prévio com o microorganismo e desenvolveram resposta imune, porém não apresentavam sinais clínicos evidentes e não eliminavam o agente (Raso et al., 2005).

Outro estudo para pesquisa de *C. psittaci* em albatroz (*Phoebastria irrorata*) também

sugeriu a possibilidade de infecção latente e atribuem os resultados negativos para PCR a partir de amostras de *swab* cloacal tanto à possível não ocorrência da infecção, quanto à possível não eliminação do agente nas aves estudadas (Padilla et al., 2003). Raso et al. (2006) também descreve a possibilidade de uma mesma ave apresentar resultado negativo em sorologia e positivo em amostras de *swab* cloacal atribuindo este fato à detecção precoce do agente ou à produção de resposta imune não detectável.

Schettler et al. (2003) estudaram 39 aves de rapina para pesquisa de *C. psittaci* em amostras de pulmão e baço por meio de PCR, onde 74% (29/39) das aves foram positivas, em acordo com outro estudo, conduzido por Schettler et al. (2001), que pesquisou o mesmo agente em rapinantes da mesma região e período por meio de sorologia, onde 63% (267/422) foram positivos.

Apesar de não terem sido detectados partes do genoma de *Chlamydophila psittaci* nas amostras estudadas pela PCR, não se descarta a possibilidade de exposição e susceptibilidade dos rapinantes ao agente devido às características desta enfermidade e do teste utilizado.



Figura 3: (A e B) *Coragyps atratus* com lesões de pele, subcutâneo e musculatura resultantes de queimadura por eletrocussão.



Figura 4: *Coragyps atratus* com lesões internas resultantes de queimadura por eletrocussão. Acúmulo de material caseoso e opacidade em sacos aéreos e superfície pulmonar; neocavidade com hifas fúngicas.



Figura 6: Fratura de pelve consequente de trauma em *Tyto alba*.



Figura 8: Imagem de RaioX digital em posição ventro-dorsal de um *Rupornis magnirostris* com fratura bilateral de úmero e tibiotarso esquerdo.



Figura 9: Fratura exposta em úmero de *Rupornis magnirostris* causada por projétil, presente junto aos fragmentos ósseos.



Figura 10: *Caracara plancus* com necrose seca de membro torácico direito consequente de lesão causada por linha de pipa com cerol.



Figura 11: *Asio clamator* apresentando laceração de pele, musculatura e tendões com exposição óssea causada por linha com cerol.



Figura 12: *Caracara plancus* ainda sem absorção total da gema e envolto por fragmentos da casca do ovo submetido à eutanásia.



Figura 13: *Hamatospiculum* sp. em saco aéreo de *Tyto alba*.



Figura 14: alta carga parasitária (Acanthocéfalos) em intestino delgado de um *Leptodon cayanensis*.



Figura 15: amputação traumática de metatarso, com lesão tecidual e miíase em *Coragyps atratus*.



Figura 17: tricomoníase em *Asio clamator* com formação de placa diftérica em palato.



Figura 18: Placas diftéricas em orofaringe e cavidade nasal de *Falco femoralis* com tricomoníase.

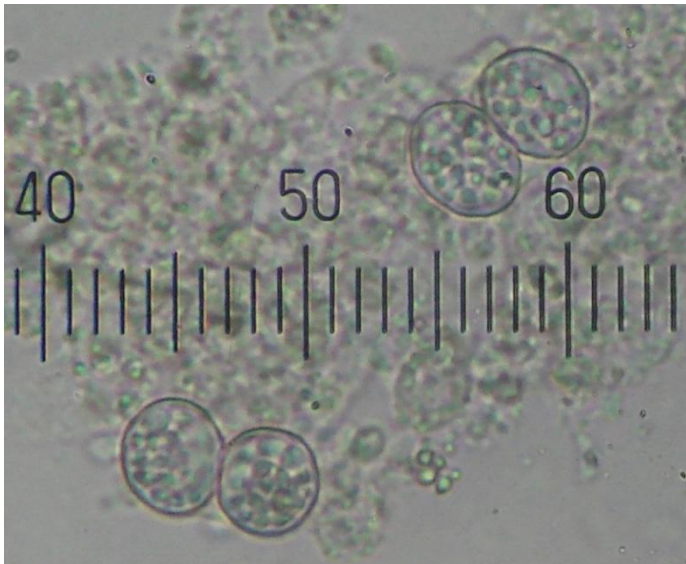


Figura 19: Oocistos de *Sarcocystis* sp. em conteúdo intestinal (duodeno) de *Tyto alba* à microscopia óptica (400X).

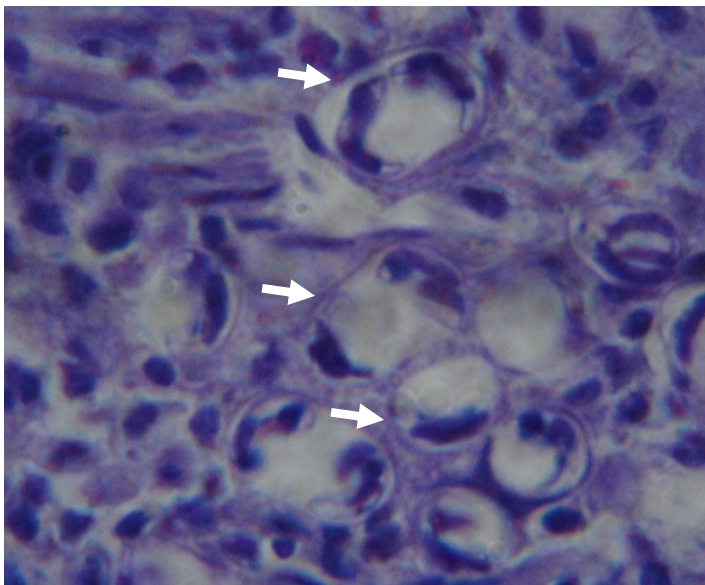


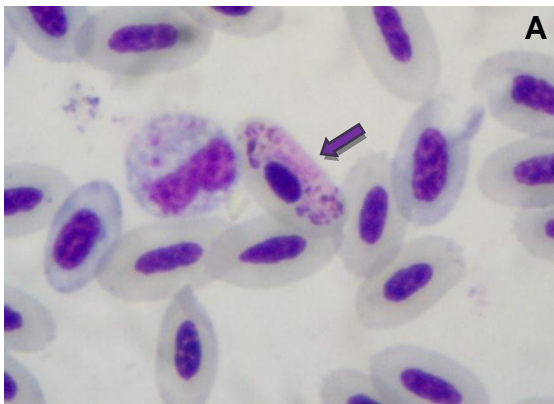
Figura 20: Histopatologia do intestino delgado (duodeno) de *Tyto alba*. Estruturas com morfologia compatível com oocistos de coccídeos (setas) são visíveis. Coloração PAS (1000X).



Figura 21: Lesão ocular purulenta supurativa em *Asio clamator* acometida por *Trichomonas* sp. com formação de placas diftéricas em cavidades oral e nasal com comprometimento de seios infraorbitais.

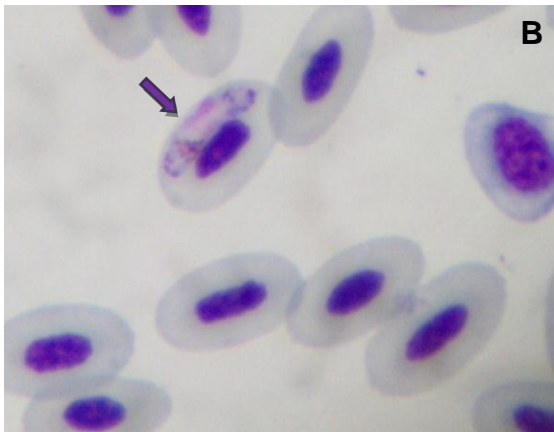


Figura 22: Lesão ocular de causa primária traumática em *Rupornis magnirostris* com hifema e luxação de cristalino.



A

Figura 23: Microscopia de esfregaço sanguíneo (1000X) de *Asio clamator* com gametócitos intraeritrocitários cuja morfologia é compatível com o gênero *Haemoproteus*. Observa-se em A e B gametócitos de morfologia diferentes (setas).



B

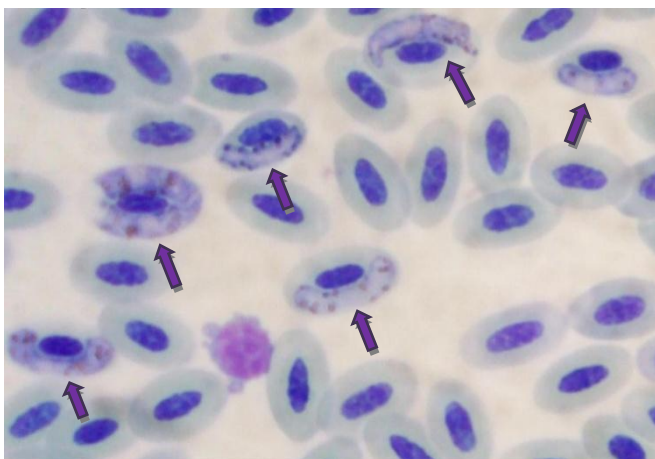


Figura 24: Microscopia de esfregaço sanguíneo (1000X) de *Asio clamator*, corado por Giemsa, apresentando alto parasitismo intraeritrocitário representado por grandes gametócitos de morfologia compatível com o gênero *Haemoproteus* (setas).

4.6 Considerações finais

O Convívio em ambiente urbano tem causado impactos ainda pouco estudados nas populações de rapinantes silvestres. Assim, elevado número de rapinantes são encaminhados ao CETAS/BH, vítimas de acidentes ou conflitos com a população, sendo as espécies com hábitos mais generalistas as recebidas com maior frequência. Apesar de enfatizar principalmente espécies sinantrópicas, que são predominantemente encaminhadas para CETAS, mais de um quinto das espécies catalogadas no Brasil foram registradas neste estudo. Por motivos ainda não bem esclarecidos, cerca de 40% das espécies de Strigiformes do Brasil foram observadas, caracterizando este grupo como mais acometido.

Dentre os diversos agravos resultantes da ação antrópica, as afecções traumáticas, principalmente fraturas, constituem a principal causa de encaminhamento e óbito das aves de rapina no CETAS/BH. No caso dos Cathartiformes, nove em cada dez óbitos foram decorrentes de traumatismos. Sendo que, proporcionalmente, foram observados maiores percentuais de óbitos nos Cathartiformes e Strigiformes em relação aos Falconiformes. Devido a fatores não bem esclarecidos, provavelmente relacionados ao comportamento e aos desafios do ambiente urbano, as fraturas de membros torácicos são mais frequentes que nos demais sítios de fraturas nos rapinantes recebidos pelo CETAS/BH;

A adaptação das espécies silvestres ao ambiente urbano, em consequência da perda de habitat e mudanças comportamentais, resulta em novos desafios para a fauna selvagem. Com isto, torna-se necessária uma nova percepção da sociedade para uma convivência mais harmônica visando a preservação destas aves. Ressalta-se também a necessidade de melhor estruturação das Instituições que manejam fauna silvestre para adequados recebimento, tratamento, reabilitação e destinação dos animais.

5. CONCLUSÕES

Cento e oitenta aves foram analisadas neste estudo, sendo que mais de um quinto das espécies catalogadas no Brasil foram registradas;

A ordem dos Strigiformes, com cerca de 40% das espécies conhecidas no Brasil avaliadas, foi caracterizada como grupo mais acometido por afecções que resultaram em encaminhamento ao CETAS/BH durante o período de estudo;

As afecções traumáticas, principalmente fraturas, foram observadas como principal causa de encaminhamento e óbito das aves de rapina no CETAS/BH;

Entre os Cathartiformes, nove em cada dez óbitos foram decorrentes de traumatismos;

Proporcionalmente, o percentual de óbitos foi maior nos Cathartiformes (10/14) e Strigiformes (57/84) em relação aos Falconiformes (42/82);

As fraturas de membros torácicos, quando comparadas aos demais sítios de fraturas, foram observadas com maior frequência nos rapinantes recebidos pelo CETAS/BH;

O parasitismo observado foi baixo, sendo que os nematódeos se caracterizaram como os helmintos mais predominantes;

As infecções parasitárias aparentemente não contribuíram para a morbidade e mortalidade dos animais;

A tricomoníase, apesar da baixa ocorrência, foi importante causa de óbito nos Falconiformes e Strigiformes;

O único grupo acometido por *Histomonas* sp. foi Strigiformes;

As infecções por coccídeos foram caracterizadas como de baixa ocorrência;

O grupo dos Strigiformes foi o mais acometido por coccídeos, com ênfase para *Sarcocystis* sp. em *Tyto alba*;

A espécie *Tyto alba* foi a única que apresentou infecção concomitante por mais de um protozoário;

Não foram detectados anticorpos para *Mycoplasma gallisepticum*;

Dois exemplares de *Caracara plancus* foram identificados com baixas titulações de anticorpos contra o vírus de Newcastle;

Haemoproteus sp. foi o único gênero de hemoparasitos diagnosticado em esfregaços sanguíneos;

A técnica de PCR foi válida para detecção do material genético de hemoparasitos de rapinantes;

Não foi detectado parte do genoma de *Chlamydophila psittaci* nas amostras estudadas pela PCR.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALDOUS, E.W.; ALEXANDER, D.J. Detection and differentiation of Newcastle disease virus (avian paramyxovirus type 1). *Avian Pathology*. v.30, n.2, p. 117–128, 2001.
- ALDOUS, E.W.; MYNN, J.K.; BANKS, J.; ALEXANDER, D.J. A molecular epidemiological study of avian paramyxovirus type 1 (Newcastle disease virus) isolates by phylogenetic analysis of a partial nucleotide sequence of the fusion protein gene *Avian Pathology*. v.32, n.3, p. 239–257, 2003.
- ALEXANDER, D.J. Newcastle Disease, Other Avian Paramyxoviruses, and Pneumovirus Infections. In: SAIF, Y.M. (Ed.) *Diseases of poultry*. 11.ed. Iowa: Iowa State Press, 2003. cap. 2, p. 63–100.
- ANDERSEN, A.A.; VANROMPAY, D. Avian chlamydiosis (psittacosis, ornithosis). In: SAIF, Y.M. (Ed.) *Diseases of poultry*. 11.ed. Iowa: Iowa State Press, 2003. cap. 22, p. 719–721.
- ARENDS, J.J. External Parasites and Poultry Pests. In: SAIF, Y.M. (Ed.) *Diseases of poultry*. 11.ed. Iowa: Iowa State Press, 2003. cap. 27, p. 905–930.
- ARNAUT L.S. Estudo radiográfico das afecções do sistema esquelético em aves. 2006. 121p. Dissertação de mestrado em Clínica Cirúrgica Veterinária. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. Universidade de São Paulo – USP, São Paulo.
- ATKINSON, C.T.; VAN RIPER III, C. Pathogenicity and epizootiology of avian hematozoa: *Plasmodium*, *Leucocytozoon* and *Haemoproteus*. In: LOYE, J.E.; ZUK, M. (Ed.). *Bird-parasitic Interaction*. New York: Oxford University Press, 1991. p. 19–48.
- BEECKMAN, D.S.A.; VANROMPAY, D.C.G. Biology and intracellular pathogenesis of high or low virulent *Chlamydophila psittaci* strains in chicken macrophages. *Veterinary Microbiology*. v.141, n.3-4, p. 342–353, 2010.
- BENNETT, G.F.; PEIRCE, M.A.; EARLÈ, R.A. An annotated checklist of the valid avian species of *Haemoproteus*, *Leucocytozoon* (Apicomplexa: Haemosporida) and *Hepatozoon* (Apicomplexa: Haemogregarinidae). *Systematic Parasitology*. v.29, n.1, p. 61–73, 1994.
- BENNETT, R.A. Orthopedic surgery. In: ALTMAN, R.B.; CLUBB, S.L.; DORRESTEIN, G.M.; QUESENBERRY, K. *Avian medicine and surgery*. Philadelphia: W.B. Saunders Company, 1997. p. 733-766.
- BOAL, C.W.; MANNAN, R.W.; HUDELSON, K.S. Trichomoniasis in Cooper's Hawks from Arizona. *Journal of Wildlife Disease*. v.34, n.3, p. 590-593, 1998.
- BONELLO, F.L.; AZEVEDO, E.Z.; POLETTO, D.W. 2005. Pesquisa de hemoparasitas em aves do zoológico municipal de Araçatuba, SP. In: IX Congresso e XIV Encontro da ABRAVAS. 2005, São José do Rio Preto/SP. Anais do IX Congresso e XIV Encontro da ABRAVAS, ABRAVAS, 2005. p. 78.
- BOOM, R.; SOL, C.J.; SALIMANS, M.M. et al. Rapid and simple method for purification of nucleic acids. *Journal of Clinical Microbiology*. v.28, n.3, p.495-503, 1990.

BRASIL. Instrução Normativa SDA Nº. 44, de 23 de agosto de 2001. Anexo Normas Técnicas para o Controle e a certificação de núcleos e estabelecimentos avícolas para a micoplasmose aviária (*Mycoplasma gallisepticum*, *M. synoviae* e *M. meleagridis*). Diário Oficial da União, Brasília, DF, p. 68, 24 ago. 2001.Seção 1. 10 p.

BRASIL. Instrução Normativa SDA Nº. 32, de 13 de maio de 2002. Anexo Normas Técnicas de Vigilância para Doença de Newcastle e Influenza Aviária, e de controle e erradicação para a doença de Newcastle. Diário Oficial da União, Brasília, DF, p. 28, 14 mai. 2002.Seção 1. 14 p.

CAMENISCH, G.; BANDLI, R.; HOOP, R. Monitoring of Wild birds for Newcastle Disease Virus in Switzerland Using Real Time RT-PCR. *Journal of Wildlife Diseases*. v.44, n.3, p. 772–776, 2008.

CAXITO, F.A.; COELHO, F.M.; OLIVEIRA, M.E.; RESENDE, M. Feline immunodeficiency virus subtype B in domestic cats in Minas Gerais, Brazil. *Veterinary Research Communications*. v.30, n.8, p.953–956, 2006.

CBRO. 2009. Lista das aves do Brasil. 8ª edição (09/08/2009). Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos, Sociedade Brasileira de Ornitologia. Disponível em <<http://www.cbro.org.br>>, acesso em 07/01/2010.

CHOI, K.S.; LEE, E.K.; JEON, W.J. et al. Isolation of a Recent Korean Epizootic Strain of Newcastle Disease Virus from Eurasian Scops Owls Affected with Severe Diarrhea. *Journal of Wildlife Diseases*. v.44, n.1, p. 193–198, 2008.

CHU, H.P.; TROW, E.W.; GREENWOOD, A.G. et al. Isolation of Newcastle disease virus from birds of prey. *Avian Pathology*. v.5, n.3, 227-233, 1976.

CLARK, W.S. Raptor Identification, Ageing, and Sexing. In: BIRD, D.M.; BILDSTEIN, K.L. (Ed.) *Raptor Research and Management Techniques*. Blaine, WA U.S.A: Hancock House Publishers. cap. 2, 2007. p. 47-56.

COOPER J.E. *Birds of prey: health and disease*. 3.ed. Malden: Blackwell Science Inc., 2002. 345p.

DAVIDSON, W.R. Histomonas. In: ATKINSON, C.T.; THOMAS, N.J.; HUNTER, D.B. *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Iowa: Wiley-Blackwell. 2008. Cap.7, p. 154-161.

DIMITROV, K.M.; MANVELL, R.J.; GOUJGOULOVA, G.V. Status of wild birds in Bulgarian zoos with regard to orthomyxovirus and paramyxovirus type 1 infections. *Avian Disease*. v.54, n.1, p. 361-364, 2010.

DOLEZEL, D.; KOUDELAA, B.; JIRKUÊ, M. Phylogenetic analysis of *Sarcocystis* spp. of mammals and reptiles supports the coevolution of *Sarcocystis* spp. With their final hosts. *International Journal for Parasitology*. v.29, n.5, p. 795-798, 1999.

EVERETT, K.D.E.; ANDERSEN, A.A. Identification of nine species of the chlamydiaceae using PCR-RFLP. *International Journal of Systematic Bacteriology*, v.49, n.2, p. 803-813, 1999.

- FAGERHOLM, H.P.; OVERSTREET, R.M. Ascaridoid Nematodes: *Contracaecum*, *Porrocaecum*, and *Baylisascaris*. In: ATKINSON, C.T.; THOMAS, N.J.; HUNTER, D.B. Parasitic Diseases of Wild Birds. Iowa: Wiley-Blackwell. 2008. Cap. 24, p. 420-440.
- FALLON, S.M.; RICKLEFS, R.E.; SWANSON, B.L.; BERMINGHAM, E. Detecting avian malaria: an improved polymerase chain reaction diagnostic. *Journal of Parasitology*. v.89, n.5, p. 1044–1047, 2003.
- FARMER, K. L.; HILL, G. E.; ROBERTS, S. R. Susceptibility of wild songbirds to the house finch strain of *Mycoplasma gallisepticum*. *Journal of Wildlife Diseases*. v.41, n.2, p. 317-325, 2005.
- FEBERWEE, A.; MEKKES, A.D.R.; WIT, J.J. et al. Comparison of Culture, PCR, and Different Serologic Tests for Detection of *Mycoplasma gallisepticum* and *Mycoplasma synoviae* Infections. *Avian Diseases*. v.49, n.2, p. 260–268, 2005.
- FRIEND, M.; FRANSON, J.C. (Tec. Ed.). Field manual of wildlife diseases: general field procedures and diseases of birds. 1999. Cap. 24, p.193–199.
- FORRESTER, D.J.; FOSTER, G.W. Trichomonosis. In: ATKINSON, C.T.; THOMAS, N.J.; HUNTER, D.B. Parasitic Diseases of Wild Birds. Iowa: Wiley-Blackwell. 2008. Cap.6, p. 120-153.
- GERBERMANN, H.; JAKOBY, JR.; KÖSTERS, J. *Chlamydia* isolation from a large aviary for birds of prey. *Zentralbl Veterinarmed B*. v.37, n.10, p. 739-48, 1990.
- GERBERMANN, H.; KORBEL, R. The occurrence of *Chlamydia psittaci* infections in raptors from wildlife preserves. *Tierärztliche Praxis*. v.21, n.3, p. 217–224, 1993.
- GOMES, A. M.; COSTA LL; VILELA D.A.R.; MARQUES, M.V.R.; CARVALHAES, A.G.; MARIN, S.Y.; COSTA, M.P.; HORTA, R.S.; RESENDE, J.S.; MARTINS, N.R.S. Detection of *Mycoplasma gallisepticum* in Dead Captive Psittacines in Belo Horizonte, Brazil. *Brazilian Journal of Poultry Science* v.12, n.2, 101–104, 2010.
- GRAHAM, J.E.; HEATLEY, J.J. Emergency Care of Raptors. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. v.10, n.2, p. 395–418, 2007.
- GREINER, E.C. Isospora, Atoxoplasma, and Sarcocystis. In: ATKINSON, C.T.; THOMAS, N.J.; HUNTER, D.B. Parasitic Diseases of Wild Birds. Iowa: Wiley-Blackwell. 2008. Cap.5, p. 108-119.
- GREINER, E.C.; RITCHIE, B.W. Parasites In: RITCHIE, B.W.; HARRISON, G.J.; HARRISON, L.R. *Avian Medicine – Principles and Application*. Florida: Wingers Publishing, Inc. 1994. Cap. 36, p. 1007–1029.
- HEIDENREICH, M. Greifvögel: Krankheiten, Haltung, Zucht. Berlin/Viena: Blackwell Wissenschafts Verlag, 1996. 304p.
- HELLGREN, O.; WALDENSTRÖM, J.; BENSCH, S. A new PCR assay for simultaneous studies of *Leucocytozoon*, *Plasmodium*, and *Haemoproteus* from avian blood. *Journal of Parasitology*. v.90, n.4, p. 797–802, 2004.

- HELMER, P. Advances in Diagnostic Imaging. In: HARRISON, G.J.; LIGHTFOOT, T.L. (Ed.) Clinical Avian Medicine. Vol. I. Palm Beach, Florida: Spix Publishing Inc., 2006. cap. 25, p. 653-660.
- HOFFMANN, R. P. Diagnóstico de parasitismo veterinário. Porto Alegre: Sulina, 1987. 156 p.
- HÖFLE, U.; BLANCO, J.M.; KALETA, E.F. Seroprevalence of avian paramyxovirus 1, 2, and 3 in captive and free-living birds of prey in Spain (preliminary results): implications for management of wild and captive populations. In: Annals of the New York Academy of Sciences, v.969, 2002. p. 213-216.
- ICMBio. Plano de ação nacional para a conservação de aves de rapina. Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, Coordenação-Geral de Espécies Ameaçadas. – Brasília: ICMBio, 2008. 136 p. (Série Espécies Ameaçadas, 5)
- JARVI, S.I.; SCHULTZ, J.J.; ATKINSON, C.T. PCR diagnostics underestimate the prevalence of avian malaria (*Plasmodium relictum*) in experimentally-infected passerines. Journal of Parasitology. v.88, n.1, p. 153–158, 2002.
- JINDAL, N.; CHANDER, Y.; PRIMUS, A. et al. Isolation and molecular characterization of Newcastle disease viruses from raptors. Avian Pathology. v.39, n.6, p. 441–445, 2010.
- JOPPERT A.M. Estudo prospectivo das causas de morte de Falconiformes e Strigiformes de vida livre no município de São Paulo. 2007. 238p. Tese (Doutorado em Ciência). Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia/Departamento de Patologia. Universidade de São Paulo – USP, São Paulo.
- JOSEPH, V. Raptor Medicine: An Approach to Wild, Falconry, and Educational Birds of Prey. Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice. v.9, n.2, p. 321–345, 2006.
- KIM, L.M.; KING, D.J.; GUZMAN, H. et al. Biological and Phylogenetic Characterization of Pigeon Paramyxovirus Serotype 1 Circulating in Wild North American Pigeons and Doves. Journal of Clinical Microbiology. v.46, n.10, p. 3303–3310, 2008.
- KINSELLA, J.M.; FORRESTER, D.J. Tetrameridosis. In: ATKINSON, C.T.; THOMAS, N.J.; HUNTER, D.B. Parasitic Diseases of Wild Birds. Iowa: Wiley-Blackwell. 2008. Cap.21, p. 383-390.
- KLEVEN, S.H. Mycoplasmosis. In: SAIF, Y.M. (Ed.) Diseases of poultry. 11.ed. Iowa: Iowa State Press, 2003. cap. 22, p. 719–721.
- KLEVEN, S. H. 1997. Mycoplasmosis. In: CALNEK, B.W.; BARNES, H.J.; BEARD, C.W. et al. (Eds.). Diseases of Poultry. 10. ed. Iowa State University Press: Ames, IA. 1997, p. 191-193.
- KOMNENOU, A.T.; GEORGOPOULOU, I.; SAVVAS, I.; DESSIRIS, A. A retrospective study of presentation, treatment, and outcome of free-ranging raptors in greece (1997–2000). Journal of Zoo and Wildlife Medicine. v.36, n.2, p. 222–228, 2005.
- KOSTKA, V.; KRAUTWALD-JUNGHANNS, M.E.; TELLHELM, B.; SCHILDGER, B.A. A contribution to radiologic examination of bone alterations in psittacines, birds of prey and pigeons. Proceedings of Association of Avian Veterinarians. v., p. 37-60, 1988.

- KRAPEZ, U.; STEYER, A.F.; SLAVEC, B. et al. Molecular Characterization of Avian Paramyxovirus Type 1 (Newcastle Disease) Viruses Isolated from Pigeons Between 2000 and 2008 in Slovenia. *Avian Diseases*. v.54, n.3, p. 1075–1080, 2010.
- KRONE, O. Pathology. C. Endoparasites. In: BIRD, D.M.; BILDSTEIN, K.L. (Ed.) Raptor Research and Management Techniques. Blaine, WA U.S.A: Hancock House Publishers. cap. 17, 2007. p. 318-328.
- KRONE, O.; COOPER, J.E. Parasitic Diseases. In: COOPER J.E. Birds of prey: health and disease. Malden: Blackwell Science, Inc. 2002. Cap. 7, p. 105–120.
- KRONE, O.; PRIEMER, J.; STREICH, J. et al. Haemosporida of Birds of Prey and Owls from Germany. *Acta Protozoologica*. v.40, n.4, p. 281–289, 2001.
- KRONE, O.; WALDENSTRÖM, J.; VALKIÜNAS, G. et al. Haemosporidian blood parasites in European Birds of Prey and Owls. *Journal of Parasitology*. v.94, n.3, p. 709–715, 2008.
- LECIS, R.; CHESSA, B.; CACCIOTTO, C.; et al. Identification and characterization of novel *Mycoplasma* spp. Belonging to the hominis group from griffon vultures. *Research in Veterinary Science*. v. 89, p. 58-64, 2010.
- LEVIN, I.I.; VALKIÜNAS, G.; SANTIAGO-ALARCON, D.; et al. Hippoboscid-transmitted *Haemoproteus* parasites (Haemosporida) infect Galapagos Pelecaniform birds: Evidence from molecular and morphological studies, with a description of *Haemoproteus iwa*. *International Journal for Parasitology*. v.41, p. 1019–1027, 2011.
- LEY D. H. *Mycoplasma gallisepticum* infection. In: SAIF, Y.; BARNES, H. J.; GLISSON, J. R. et al. Diseases of Poultry. Iowa State Press, Ames: Iowa, 2003, p. 722-744.
- LIERZ, M.; SCHMIDT, R.; BRUNNBERG, L.; RUNGE, M. Isolation of *Mycoplasma meleagridis* from Free-ranging Birds of Prey in Germany. *Journal of Veterinary Medicine*. v.47, p. 63–67, 2000a.
- LIERZ, M.; SCHMIDT, R.; GOEBEL, T. et al. Detection of *Mycoplasma* spp. in raptorial birds in Germany. In: Lumeij, J. T.; Remple, J. D.; Redig, P. T. et al. (Eds.). Raptor biomedicine III. Lake Worth, Florida: Zoological Education Network Inc., 2000b. pp. 25–33.
- LIERZ, M.; HAGEN, N.; LUESCHOW, D.; HAFEZ, H.M. Use of polymerase chain reactions to detect *Mycoplasma gallisepticum*, *Mycoplasma imitans*, *Mycoplasma iowae*, *Mycoplasma meleagridis* and *Mycoplasma synoviae* in birds of prey. *Avian Pathology*. v.37, n.5, p. 471-476, 2008a.
- LIERZ, M.; HAGEN, N.; HERNADEZ-DIVERS, S.J.; HAFEZ, H.M. Occurrence of Mycoplasmas in Free-ranging Birds of Prey in German. *Journal of Wildlife Diseases*. v.44, n.4, p. 845–850, 2008b.
- LINDSAY, D.S.; AMBRUS, S.I.; BLAGBURN, B.L. *Frenkelia* sp.-like infection in the small intestine of a Red-tailed Hawk. *Journal of Wildlife Diseases*. V.23, n.4, p. 677-679, 1987.

- LINDSAY, D.S.; BLAGBURN, B.L. *Caryospora uptoni* and *Frenkelia* sp.-like coccidial infections in red-tailed hawks (*Buteo borealis*). *Journal of Wildlife Diseases*. v. 25, n.3, p. 407–409, 1989.
- LORIA, G.R.; FERRANTELLI, E.; GIARDINA, G. et al. Isolation and Characterization of Unusual *Mycoplasma* spp. From Captive Eurasian Griffon (*Gyps fulvus*) in Sicily. *Journal of Wildlife Diseases*. v.44, n.1, p. 159–163, 2008.
- LUTTRELL, M. P.; STALLKNECHT, D. E.; KLEVEN, S. H. et al. *Mycoplasma gallisepticum* in house finches (*Carpodacus mexicanus*) and other wild birds associated with poultry production facilities. *Avian Diseases*. v.45, n.2, p. 321-329, 2001.
- LUBLIN, A.; MECHANI, S.; SIMAN-TOV, Y. et al. Sudden death of a bearded vulture (*Gypaetus barbatus*) possibly caused by Newcastle disease virus. *Avian Diseases*. v.45, p. 741-744, 2001.
- MARTINSEN, E.S.; PAPERNA, I.; SCHALL, J.J. Morphological versus molecular identification of avian Haemosporidia: an exploration of three species concepts. *Parasitology*. v.133, n.3, p. 279–288, 2006.
- MATHEY, V. J. *Isospora buteonis* Henry 1932 in an American Kestrel (*Falco sparverius*) and a Golden Eagle (*Aquila chrysaetos*). *Bulletin of Wildlife Disease Association*.v.2, p. 20-22, 1966.
- MATUSHIMA, E.R. Técnicas necroscópicas. In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO-DIAS, J.L. *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. 1.ed. São Paulo: Roca, 2007. Cap61, p. 980-990.
- MCCARTNEY, W.T. Orthopedic injuries in pigeons. *Veterinary Record*. v.134, n.19, p. 305-307, 1994.
- MIERS, L.A.; BANKOWSKI, R.A.; ZEE, Y.C. Optimizing the Enzyme-linked Immunosorbent Assay for evaluating immunity of chickens to Newcastle disease. *Avian Disease*. v.27, n.4, p. 1112-1125, 1994.
- MILLER, P.J.; DECANINI, E.L.; AFONSO, C.L. Newcastle disease: Evolution of genotypes and the related diagnostic challenges. *Infection, Genetics and Evolution*. v.10, n.1, p. 26–35, 2010.
- MMA – Ministério do Meio Ambiente. 2008. *Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção*. 1ª ed. - Brasília, DF: MMA; Belo Horizonte/MG: Fundação Biodiversitas, 2008. 2v. (1420 p.): il. - (Biodiversidade; 19). Disponível online em <<http://www.mma.gov.br>>, acessado em 07/06/2009.
- MODRY, D.; VOTYPKA, J.; SVOBODOV, M. Note on the taxonomy of *Frenkelia microti* (Findlay & Middleton, 1934) (Apicomplexa: Sarcocystidae). *Systematic Parasitology*. v.58, p. 185–187. 2004.

MORISHITA, T.Y.; MERTINS, J.W.; BAKER, D.G. et al. Occurrence and Species of Lice on Free-living and Captive Raptors in California. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. v.15, n.4, p.288–292, 2001.

MUNDAY B. L. A species of *Sarcocystis* using owls as definitive hosts. *Journal of Wildlife Diseases*. v.13, p. 205-207, 1977.

NALDO, J.L.; SAMOUR, J.H. Radiographic Findings in Captive Falcons in Saudi Arabia. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. v.18, n.4, p. 242–256, 2004.

NASCIMENTO, E. R. PCR versus isolamento e sorologia no diagnóstico da infecção por *Mycoplasma gallisepticum* em galinhas e perus. In: Conferência APINCO 1994 de Ciência e Tecnologia Avícolas, 1994, Santos. Anais da Conferência APINCO 1994 de Ciência e Tecnologia Avícolas. Campinas: FACTA , 1994. p. 89-90.

NASCIMENTO, E.R.; PEREIRA, V.L.A.; NASCIMENTO, M.G.F.; BARRETO, M.L. Avian Mycoplasmosis Update. *Brazilian Journal of Poultry Science*. v.7, n.1, p. 01–09, 2005.

NASCIMENTO, E.R.; POLO, P.A.; PEREIRA, V.L.A. et al. Serologic Response of Spf Chickens to Live Vaccines and other Strains of *Mycoplasma gallisepticum*. *Brazilian Journal of Poultry Science*. v.8, n.1, p. 45–50, 2006.

OAKS, J.L.; DONAHOE, S.L.; RURANGIRWA, F.R. et al. Identification of a Novel Mycoplasma Species from an Oriental White-Backed Vulture (*Gyps bengalensis*). *Journal of Clinical Microbiology*. v.42, n.12, p. 5909–5912, 2004.

OLIAS, P.; GRUBER, A.D.; KOHLS, A. et al. *Sarcocystis* species lethal for domestic pigeons. *Emerging Infectious Diseases*. v.16, n.3, p. 497-499, 2010.

ÖZMEN, O.; HALIGÜR, M.; ADANIR, R. Identification of different protozoa species from a common buzzard (*Buteo buteo*). *Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences*. v.33, n.3, p. 257-260, 2009.

PADILLA, L.R.; ALARCON, D.S.; MERKEL, J. et al. Survey for *Haemoproteus* spp., *Trichomonas gallinae*, *Chlamydophila psittaci*, and *Salmonella* spp. in Galapagos Islands Columbiformes. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. v.35, n.1, p. 60–64, 2004.

PADILLA, L.R.; HUYVAERT, K.P.; MERKEL, J. et al. Hematology, plasma chemistry, serology, and *Chlamydophila* status of the waved albatross (*Phoebastria irrorata*) on the galapagos islands. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. v.34, n.3, p. 278–283, 2003.

PANANGALA, V.S.; STRINGFELLOW, J.S.; DYBVIG, K. et al. *Mycoplasma corogypsi* sp. nov., a New Species from the Footpad Abscess of a Black Vulture, *Coragyps atratus*. *International Journal of Systematic Bacteriology*. v.43, n.3, p. 585-590, 1993.

PANTCHEV, A.; STING, R.; BAUERFEIND, R. et al. Detection of all *Chlamydophila* and *Chlamydia* spp. of veterinary interest using species-specific real-time PCR assays. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*. v.33, n. 6, p. 473–484, 2009.

PHILIPS, J.R. Pathology - B. Ectoparasites. In: BIRD, D.M.; BILDSTEIN, K.L. (Ed.) Raptor Research and Management Techniques. Blaine, WA U.S.A: Hancock House Publishers. cap. 17, 2007. p. 311-317.

PHILIPS, J.R. A review and checklist of the parasitic mites (Acarina) of the falconiformes and strigiformes. Journal of Raptor Research. V.34, n.3, p. 210-231, 2000.

POVEDA, J.B. Estudio epizootiológico de infecciones por microorganismos del género Mycoplasma en aves. 1988. 212p. Tese de Doutorado. Faculdade de Veterinária/Departamento de Sanidade Animal. Universidade de Córdoba, Córdoba.

POVEDA, J.B.; GIEBEL, J.; KIRCHHOFF, H.; FERNANDEZ, A. Isolation of mycoplasmas from a buzzard, falcons and vultures. Avian Pathology. v.19, n. 4, p.779-783, 1990.

POVEDA, J.B.; GIEBEL, J.; FLOSSDORF, J. et al. *Mycoplasma buteonis* sp. nov., *Mycoplasma falconis* sp. nov., and *Mycoplasma gypis* sp. nov., Three Species from Birds of Prey. International Journal of Systematic Bacteriology. v.44, n. 1, p. 94-98, 1994.

RASO, T.F.; BERCHIERI JR, A.; PINTO, A.A. Evidence of *Chlamydophila psittaci* infection in captive amazon parrot in Brazil. Journal of Zoo and Wildlife Medicine. v.33, n.2, p. 118–121, 2002.

RASO, T.F.; SEIXAS, G.H.F.; GUEDES, N.M.R.; PINTO, A.A. *Chlamydophila psittaci* in free-living Blue-fronted Amazon parrots (*Amazona aestiva*) and Hyacinth macaws (*Anodorhynchus hyacinthinus*) in the Pantanal of Mato Grosso do Sul, Brazil. Veterinary Microbiology. v.117, n.2-4, p. 235–241, 2006.

RASO, T.F.; TEIXEIRA, R.H.F; VAZ, F.J. et al. Pesquisa de *Chlamydophila psittaci* em ramphastídeos da Fundação Parque Zoológico de São Paulo. In: IX Congresso e XIV Encontro da ABRAVAS. 2005, São José do Rio Preto/SP. Anais do IX Congresso e XIV Encontro da ABRAVAS, ABRAVAS, 2005. p. 78.

REMPLE, J.D. Intracellular Hematozoa of Raptors: A Review and Update. Journal of Avian Medicine and Surgery. v.18, n.2, p. 75–88, 2004.

RESENDE, J.S.; MARTINS, N.R.S.; JORGE, M.A. An outbreak of malaria by *Haemoproteus columbae* in pigeons. Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia. v.53, n.3, p. 361-363, 2001.

ROMMEL, V.M.; KRAMPITZ, E. Beiträge zum Lebenszyklus den Frenkelien. I Die Identität von *Isospora buteonis* aus den Mäusebussard mit einer Frenkelienart (*F. clethnionomyobuteonis* spec n.) aus der Rötelmaus. Berlin München Tierärztl. v.88, p. 338-340, 1975.

RUDER, M.G.; FELDMAN, S.H.; WÜNSCHMANN, A.; MCRUER, D.L. Association of *Mycoplasma corogypsi* and Polyarthritits in a Black Vulture (*Coragyps atratus*) in Virginia. Journal of Wildlife Diseases. v.45, n.3, p. 808–816, 2009.

SACHSE, K; LAROUCAU, K.; VORIMORE, F. et al. DNA microarray-based genotyping of *Chlamydophila psittaci* strains from culture and clinical samples. Veterinary Microbiology. v.135, n. 1-2, p. 22–30, 2009.

- SAMOUR, J. Management of Raptors. In: HARRISON, G.J.; LIGHTFOOT, T.L. Clinical Avian Medicine. Vol II. Palm Beach, Florida: Spix Publishing Inc. 2006. cap. 40, p. 915-956.
- SANCHES, T.C.; JOPPERT, A.M.; GATTAMORTA, M.A.; MATUSHIMA, E.R. Perfil hematológico de Strigiformes de vida livre na cidade de São Paulo. In: IX Congresso e XIV Encontro da ABRAVAS. 2005, São José do Rio Preto/SP. Anais do IX Congresso e XIV Encontro da ABRAVAS, ABRAVAS, 2005. p. 47.
- SANGUINETTI, C.J.; DIAS NETO E.; SIMPSON, A.J.G. Rapid silver staining and recovery of PCR products separated on polyacrylamide gels. Biotechniques. v.17, n.5, p. 915-919, 1994.
- SANMARTÍN, M.L.; ÁLVAREZ, F.; BARREIRO, G.; LEIRO, J. Helminth fauna of Falconiform and Strigiform birds of prey in Galicia, Northwest Spain. Parasitology Research. v.92, p.255–263, 2004.
- SANTORO, M ; TRIPEPI, M. ; KINSELLA, J.M. et al. Helminth infestation in birds of prey (Accipitriformes and Falconiformes) in Southern Italy. The Veterinary Journal. v.186, p.119–122, 2010.
- SANTOS, B.M.; MARÍN, S.Y.G.; PAULA, A.C.B. Confiabilidade de um teste de triagem para Micoplasmose aviária. Veterinaria y Zootecnia. v.1, n.1, p. 18-23, 2007.
- SCHETTLER, E.; FICKEL, J.; HOTZEL, H. et al. Newcastle disease virus and *Chlamydia psittaci* in free-living raptors from eastern Germany. Journal of Wildlife Diseases. v.39, n.1, p. 57–63, 2003.
- SCHETTLER, E.; LANGGEMACH, T.; SÖMMER, P. et al. Seroepizootiology of selected Infectious Disease Agents in Free-Living Birds of Prey in Germany. Journal of Wildlife Diseases. v.37, n.1, p. 145–152, 2001.
- SICK, H. Ornitologia brasileira. Rio de Janeiro: Ed. Nova Fronteira, 1997. 862p.
- SIGRIST, T. Guia de Campo Avis Brasilis: Avifauna Brasileira. Campinas: ND-Avis Brasilis, 2009, 492p.
- SMITH, S.A. Parasites of Birds of Prey: Their Diagnosis and Treatment. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine. v.5, n.2, p. 97-105, 1996.
- SUDLER, C.; HOELZLE, L.E.; SCHILLER, I.; HOOP, R.K. Molecular characterisation of chlamydial isolates from birds. Veterinary Microbiology. v.98, p. 235–241, 2004.
- TORO, H.; SAUCEDO, C.; BORIE, C. et al. Health status of free-living pigeons in the city of Santiago. Avian Pathology. v.28, n.6, p. 619-623, 1999.
- TRISTAN, T. The Aging Raptor. Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice. v.13, n.1, p. 51–84, 2010.
- VALKIÜNAS, G. Avian Malaria Parasites and other Haemosporidia. Florida: CRC Press, 2005, 947p.

VANROMPAY, D.; DUCATELLE, R.; HAESEBROUCK, F. *Chlamydia psittaci* infections: a review with emphasis on avian chlamydiosis. *Veterinary Microbiology*. v.45, n. 2-3, p. 93-119, 1995.

VASCONCELOS, M.F.; D'ANGELO NETO, S.; KIRWAN, G.M. et al. Important ornithological records from Minas Gerais state, Brazil. *Bulletin of the British Ornithologists' Club*. v.126, n.3, p. 212-238, 2006.

YABSLEY, M.J.; ELLIS, A.E.; STALLKNECHT, D.E.; HOWERTH, E.W. Characterization of *Sarcocystis* from four species of Hawks from Georgia, USA. *Journal of Parasitology*. v.95, n.1, p. 256-259, 2009.

ZANETTI, F.; BERINSTEIN, A.; PEREDA, A. et al. Molecular Characterization and Phylogenetic Analysis of Newcastle Disease Virus Isolates from Healthy Wild Birds. *Avian Diseases*. v.49, n.4, p. 546-550, 2005.

ZORZIN, G.; CARVALHO, C.E.A.; CARVALHO FILHO, E.P.M.; CANUTO, M. Novos registros de Falconiformes raros e ameaçados para o estado de Minas Gerais. *Revista Brasileira de Ornitologia*. v.14, n.4, p. 417-421, 2006.

Anexos



UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS
COMITÊ DE ÉTICA EM EXPERIMENTAÇÃO ANIMAL
- C E T E A -

CERTIFICADO

Certificamos que o **Protocolo nº 40/2010**, relativo ao projeto intitulado "**Perfil sanitário de falconiformes, strigiformes e cathartiformes de cativeiro e recolhimento, de Minas Gerais**", que tem como responsável(is) **Nelson Rodrigo da Silva Martins**, está(ão) de acordo com os Princípios Éticos da Experimentação Animal, adotados pelo **Comitê de Ética em Experimentação Animal (CETEA/UFMG)**, tendo sido aprovado na reunião de **26/ 05/2010**.

Este certificado expira-se em **26/ 05/ 2015**.

CERTIFICATE

We hereby certify that the **Protocol nº 40/2010**, related to the project entitled "**Sanitary profile of falconiformes, strigiformes e cathartiformes in captivity or rescue, in Minas Gerais**", under the supervisors of **Nelson Rodrigo da Silva Martins**, is in agreement with the Ethical Principles in Animal Experimentation, adopted by the **Ethics Committee in Animal Experimentation (CETEA/UFMG)**, and was approved in **May 26, 2010**.

This certificate expires in **May 26, 2015**.

Belo Horizonte, 26 de Maio de 2010.

Humberto A. M. Oliveira
pl **Prof. Humberto Pereira Oliveira**
Coordenador do CETEA/UFMG

Universidade Federal de Minas Gerais
Avenida Antônio Carlos, 6627 – Campus Pampulha
Unidade Administrativa II – 2º Andar, Sala 2005
31270-901 - Belo Horizonte, MG - Brasil
Telefone: (31) 3499-4516
www.ufmg.br/bioetica/cetea - cetea@prpq.ufmg.br

(Mod.Cert. v1 0)



Ministério do Meio Ambiente - MMA
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

| | |
|---|-----------------------------------|
| Número: 21158-1 | Data da Emissão: 11/08/2009 10:42 |
| Dados do titular | |
| Nome: Danielle de Assis Andery | CPF: 063.558.006-38 |
| Título do Projeto: Perfil sanitário de Falconiformes, Strigiformes e Cathartiformes de cativeiro e recolhimento, de Minas Gerais. | |
| Nome da Instituição : UFMG - UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS | CNPJ: 17.217.985/0001-04 |

Cronograma de atividades

| # | Descrição da atividade | Início (mês/ano) | Fim (mês/ano) |
|---|---|------------------|---------------|
| 1 | Coleta e processamento de material | 10/2009 | 10/2010 |
| 2 | Tabulação dos dados e apresentação da dissertação | 10/2010 | 02/2011 |
| 3 | Publicação de artigo | 03/2011 | 04/2011 |

De acordo com o art. 33 da IN 154/2009, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto.

Observações e ressalvas

| | |
|---|---|
| 1 | As atividades de campo exercidas por pessoa natural ou jurídica estrangeira, em todo o território nacional, que impliquem o deslocamento de recursos humanos e materiais, tendo por objeto coletar dados, materiais, espécimes biológicos e minerais, peças integrantes da cultura nativa e cultura popular, presente e passa da, obtidos por meio de recursos e técnicas que se destinem ao estudo, à difusão ou à pesquisa, estão sujeitas a autorização do Ministério de Ciência e Tecnologia. |
| 2 | Esta autorização não exime o titular e a sua equipe da necessidade de obter as anuências previstas em outros instrumentos legais, bem como do consentimento do responsável pela área, pública ou privada, onde será realizada a atividade. |
| 3 | Esta autorização não poderá ser utilizada para fins comerciais, industriais, esportivos ou para realização de atividades inerentes ao processo de licenciamento ambiental de empreendimentos. O material biológico coletado deverá ser utilizado para atividades científicas ou didáticas no âmbito do ensino superior. |
| 4 | A autorização para envio ao exterior de material biológico não consignado deverá ser requerida por meio do endereço eletrônico www.ibama.gov.br (Serviços on-line - Licença para Importação ou exportação de flora e fauna - CITES e não CITES). Em caso de material consignado, consulte www.ibama.gov.br/sisbio - menu Exportação. |
| 5 | O titular de licença ou autorização e os membros da sua equipe deverão optar por métodos de coleta e instrumentos de captura direcionados, sempre que possível, ao grupo taxonômico de interesse, evitando a morte ou dano significativo a outros grupos; e empregar esforço de coleta ou captura que não comprometa a viabilidade de populações do grupo taxonômico de interesse em condição in situ. |
| 6 | Este documento não dispensa o cumprimento da legislação que dispõe sobre acesso a componente do patrimônio genético existente no território nacional, na plataforma continental e na zona econômica exclusiva, ou ao conhecimento tradicional associado ao patrimônio genético, para fins de pesquisa científica, bioprospecção e desenvolvimento tecnológico. |
| 7 | Em caso de pesquisa em Unidade de Conservação Federal, o pesquisador titular deverá contactar a administração dessa unidade a fim de CONFIRMAR AS DATAS das expedições, as condições para realização das coletas e de uso da infra-estrutura da unidade. |
| 8 | As atividades contempladas nesta autorização abrangem espécies brasileiras constante de listas oficiais (de abrangência nacional, estadual ou municipal) de espécies ameaçadas de extinção, sobreexploradas ou ameaçadas de sobreexploração. |

Equipe

| # | Nome | Função | CPF | Doc. Identidade | Nacionalidade |
|---|----------------------------------|-------------|----------------|-------------------|---------------|
| 1 | Marcus Vinicius Romero Marques | Pesquisador | 068.849.996-16 | 8699299 II-MG | Brasileira |
| 2 | DANIEL AMBROZIO DA ROCHA VILELA | Pesquisador | 972.409.586-04 | M7168816 SSP-MG | Brasileira |
| 3 | Neilson Rodrigo da Silva Martins | Orientador | 199.767.470-04 | 7000498902 SSP-RS | Brasileira |

Locais onde as atividades de campo serão executadas

| # | Município | UF | Descrição do local | Tipo |
|---|---------------------------|----|---|------------|
| 1 | CONTAGEM | MG | CRAX - Sociedade de Pesquisa da Fauna Silvestre | Fora de UC |
| 2 | BELO HORIZONTE | MG | CETAS - IBAMA - MG | Fora de UC |
| 3 | BETIM | MG | Fazenda e Parque Ecológico Vale Verde | Fora de UC |
| 4 | BELO HORIZONTE | MG | Fundação Zoológica BH | Fora de UC |
| 5 | SAO GONCALO DO RIO ABAIXO | MG | PETI - Estacao Ambiental - CEMIG | Fora de UC |
| 6 | POCOS DE CALDAS | MG | Gratorio Cientifico de Pocos de Caldas | Fora de UC |
| 7 | UBERLANDIA | MG | ENFALCO | Fora de UC |
| 8 | BELO HORIZONTE | MG | Instituto de Ciencias Biologicas - UFMG | Fora de UC |

Atividades X Táxons

Este documento (Autorização para atividades com finalidade científica) foi expedido com base na Instrução Normativa nº154/2007. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 57262788



Página 1/3



Ministério do Meio Ambiente - MMA
Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

| | |
|-----------------|-----------------------------------|
| Número: 21158-1 | Data da Emissão: 11/08/2009 10:42 |
|-----------------|-----------------------------------|

Dados do titular

| | |
|---|--------------------------|
| Nome: Danielle de Assis Andery | CPF: 063.558.006-38 |
| Título do Projeto: Perfil sanitário de Falconiformes, Strigiformes e Cathartiformes de cativeiro e recolhimento, de Minas Gerais. | |
| Nome da Instituição: UFMG - UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS | CNPJ: 17.217.985/0001-04 |

| # | Atividade | Taxons |
|---|--|--|
| 1 | Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ | Tyto alba, Strix virgata, Coragyps atratus, Glaucidium brasilianum, Leptodon cayanensis, Mivago chimachima, Megascops choliba, Rhinopteryx clamator, Harpyhaliaetus coronatus, Athene cunicularia, Falco femoralis, Morphnus gulanensis, Harpia harpyja, Rupornis magnirostris, Heterospizias meridionalis, Sarcoramphus papa, Falco peregrinus, Caracara plancus, Falco ruficularis, Falco sparverius, Asio stygius, Parabuteo unicinctus, Buteo albicaudatus |

Material e métodos

| | | |
|---|----------------------------|--|
| 1 | Amostras biológicas (Aves) | Animal morto ou partes (carcaça/osso/pele, Ectoparasita, Sangue, Fragmento de tecido/órgão, Penas, Fezes |
|---|----------------------------|--|

Destino do material biológico coletado

| # | Nome local destino | Tipo Destino |
|---|---|--------------|
| 1 | UFMG - UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS | UFMG |

Este documento (Autorização para atividades com finalidade científica) foi expedido com base na Instrução Normativa nº154/2007. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 57262788



Página 2/3



Ministério do Meio Ambiente - MMA
Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

| | |
|---|-----------------------------------|
| Número: 21158-1 | Data da Emissão: 11/08/2009 10:42 |
| Dados do titular | |
| Nome: Danielle de Assis Andery | CPF: 063.558.006-38 |
| Título do Projeto: Perfil sanitário de Falconiformes, Strigiformes e Cathartiformes de cativeiro e recolhimento, de Minas Gerais. | |
| Nome da Instituição : UFMG - UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS | CNPJ: 17.217.985/0001-04 |

Registro de coleta imprevista de material biológico

De acordo com a Instrução Normativa nº154/2007, a coleta imprevista de material biológico ou de substrato não contemplado na autorização ou na licença permanente deverá ser anotada na mesma, em campo específico, por ocasião da coleta, devendo esta coleta imprevista ser comunicada por meio do relatório de atividades. O transporte do material biológico ou do substrato deverá ser acompanhado da autorização ou da licença permanente com a devida anotação. O material biológico coletado de forma imprevista, deverá ser destinado à instituição científica e, depositado, preferencialmente, em coleção biológica científica registrada no Cadastro Nacional de Coleções Biológicas (CCBIO).

| Taxon* | Qtde. | Tipo de amostra | Qtde. | Data |
|--------|-------|-----------------|-------|------|
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |

* Identificar o espécime no nível taxonômico possível.

Este documento (Autorização para atividades com finalidade científica) foi expedido com base na Instrução Normativa nº154/2007. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 57262788



Página 3/3