

Marcus Vinícius Romero Marques

**AVALIAÇÃO SANITÁRIA DE CRACÍDEOS E TINAMÍDEOS MANTIDOS
EM CATIVEIRO NO ESTADO DE MINAS GERAIS.**

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
2010

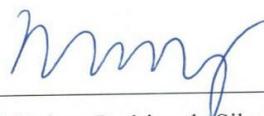
M357a Marques, Marcus Vinícius Romero, 1984-
Avaliação sanitária de cracídeos e tinamídeos mantidos em cativeiro no estado de Minas Gerais /
Marcus Vinícius Romero Marques. – 2010.
82 p. : il.

Orientador: Nelson Rodrigo da Silva Martins
Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Minas Gerais, Escola de Veterinária
Inclui bibliografia

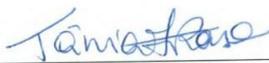
1. Ave – Doenças – Teses. 2. Ave – Parasito – Teses. 3. Enterobactérias – Identificação –
Teses. I. Martins, Nelson Rodrigo da Silva. II. Universidade Federal de Minas Gerais. Escola de
Veterinária. III. Título.

CDD – 636.686 089 6

Dissertação defendida e aprovada em 04 de fevereiro de 2010, pela Comissão
Examinadora constituída por:



Prof. Nelson Rodrigo da Silva Martins
(Orientador)



Profª. Tânia de Freitas Raso



Prof. José Sérgio de Resende

DEDICATÓRIA

Esta dissertação é dedicada a minha mãe Cristina pela paciência e compreensão, e aos meus orientadores acadêmicos e pessoais Nelson e José Sérgio por confiarem em mim e nos meus sonhos.

AGRADECIMENTOS

Agradeço à Deus, Santa Edwiges, Santo Expedito e Nossa Senhora da Aparecida por iluminarem e protegerem minha jornada, e permitir que tudo fosse possível.

À minha mãe Cristina pela paciência, preocupação e por estar ao meu lado em todos os momentos importantes da minha vida.

À minha irmã Ingrid, companheira e amiga, por dar mais um vida a nossa família, meu sobrinho Felipe.

Aos meus orientadores Nelson Rodrigo da Silva Martins e José Sérgio de Resende, mais do que orientadores acadêmicos, são como pais e exemplos a serem seguidos, muito obrigado pela oportunidade, e por acreditarem nos meus sonhos e pesquisas com aves selvagens.

À professora Tânia de Freitas Raso pelo incentivo na pesquisa com aves selvagens desde a graduação e pelo exemplo de profissional na área de animais selvagens.

À ABRAVAS (Associação Brasileira de Veterinários de Animais Selvagens) pelo reconhecimento e valorização deste trabalho com os prêmios ABRAVAS 2009 a minha pessoa e Jovem Pesquisador ABRAVAS 2009 ao Francisco.

Aos cracídeos e tinamídeos avaliados neste experimento, temos que preocupar muito com estas aves, elas são muito importantes para a conservação e biodiversidade.

Aos amigos especiais do Setor de Doenças das Aves: Francisco (Chiquinho) por ser meu braço direito e esquerdo neste projeto, valeu filho; Danielle (Dani) pela ajuda imprescindível e única em todas as etapas do projeto; Rodrigo e Mariana a dupla dinâmica; Alessandra pelo auxílio e paciência; Daniel pela ajuda e facilitar os acessos; Renata Luci pelo exemplo de dedicação e força; a Carol e Emily pela amizade e convivência.

Ao Cláudio “Baiano” Públio, por cuidar do nosso Setor, pela amizade, pelos conselhos e dividir os momentos de alegria e tristeza do GALO.

Ao grande André “Hofer” por me ensinar e ajudar a cultivar e identificar enterobactérias, por aprender o seu “dialeto”, pelos diplodocos, “manera monera”, pelas fotografias, conversas e conselhos sem quadros clínicos.

Aos meus grandes amigos Rogerio Donatti e Plínio Mantovani pelo companheirismo, compreensão e paciência comigo.

À paciente Renata Peixoto, à professora Fabíola de Oliveira Paes Leme e ao Cobas Mira por me ajudarem a realizar a bioquímica sérica das aves avaliadas no experimento.

Aos criadores Roberto Azeredo (CRAX-Brasil), Moacir Carvalho Dias (CCCPC) por desenvolverem um trabalho de referência com cracídeos e tinamídeos no mundo, por pensarem nas aves e nas gerações futuras, e pela oportunidade de realizar as pesquisas em seus criatórios.

Ao criador Júlio Cesar Gontijo do criatório Shamal, pelo exemplo de dedicação e preocupação na conservação de psittacíformes e outras aves.

Ao médico veterinário Rafael Resende pelo apoio em PETI e à CEMIG por permitir as coletas na estação ambiental.

À Vale Verde Alambique e Parque Ecológico, na figura de Rogerio Donatti, por permitir as coletas nos tinamídeos.

À Fundação Zoobotânica de Belo Horizonte, na figura do médico veterinário Herlandes Tinoco, por permitir as coletas de materiais nos cracídeos da instituição.

Ao pesquisador Michel Valim pela identificação dos malófagos e conselhos para futuras coletas de ectoparasitos.

Ao médico veterinário Rafael Motta pelo auxílio nas coletas e avaliações hematológicas.

Ao Laboratório LAUDO - Laboratório Avícola de Uberlândia, na pessoa de Márcio Botrel, pela ajuda nos testes soroaglutinação lenta em tubos para Pulorose e teste de inibição da hemaglutinação para *Mycoplasma gallisepticum* e *Mycoplasma synoviae*.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de mestrado e apoio financeiro.

À todas as pessoas que de alguma forma participaram deste trabalho, muito obrigado. Sem vocês este trabalho não seria possível, considerem esta dissertação de todos vocês!

MUITO OBRIGADO!

“TUDO O QUE VALE A PENA SER FEITO, VALE A PENA SER BEM FEITO”

Confúcio

SUMÁRIO

	RESUMO.....	12
	ABSTRACT.....	12
1	INTRODUÇÃO.....	13
2	REVISÃO DE LITERATURA.....	13
2.1	Cracídeos	13
2.2	Plano de Ação para a Conservação do mutum do sudeste (<i>Crax blumenbachii</i>).....	16
2.3	Tinamídeos.....	16
2.4	Criação de aves selvagens em cativeiro.....	19
2.5	Micoplasmoses.....	19
2.6	Salmoneloses	21
2.7	Enterobactérias.....	22
2.8	Doença de Gumboro.....	23
2.9	Doença de Newcastle.....	24
2.10	Parasitas em cracídeos e tinamídeos.....	25
3	MATERIAL E MÉTODOS.....	27
3.1	Locais de execução do projeto.....	27
3.2	Animais.....	28
3.3	Contenção das aves.....	31
3.4	Amostras de sangue e swabs cloacais.....	32
3.5	Soroaglutinação rápida em placa (SAR) para <i>M. gallisepticum</i> e <i>S. pullorum/gallinarum</i>	33
3.6	Testes de inibição da hemaglutinação para <i>Mycoplasma gallisepticum</i> e <i>Mycoplasma synoviae</i>	33
3.7	Soroaglutinação lenta em tubos (SAL) para Pulrose.....	34
3.8	ELISA para doença de Gumboro.....	34
3.9	Teste de inibição da hemaglutinação para doença de Newcastle.....	34
3.10	Cultivo bacteriano para <i>Salmonella pullorum</i> , <i>Salmonella gallinarum</i> e outras enterobactérias.....	35
3.11	Identificação de ectoparasitos.....	37

3.12	Exames coproparasitológicos.....	37
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	37
4.1	Soroaglutinação rápida em placa (SAR) para <i>M. gallisepticum</i> e <i>S. pullorum/gallinarum</i>	37
4.2	Testes de inibição da hemaglutinação para <i>Mycoplasma gallisepticum</i> e <i>Mycoplasma synoviae</i>	40
4.3	Soroaglutinação lenta em tubos (SAL) para Pulorose.....	40
4.4	ELISA para doença de Gumboro.....	40
4.5	Teste de inibição da hemaglutinação para doença de Newcastle.....	42
4.6	Cultivo bacteriano para <i>Salmonella pullorum</i> , <i>Salmonella gallinarum</i> e outras enterobactérias.....	44
4.7	Identificação de ectoparasitos.....	48
4.8	Exames coproparasitológicos.....	56
4.9	Outras afecções encontradas em cracídeos e tinamídeos.....	63
4.9.1	Traumas.....	63
4.9.2	Megabacteriose.....	66
4.9.3	Aspergilose pulmonar e impactação gástrica em inhambu chororó.....	67
4.9.4	Leucose aviária em mutum do sudeste.....	67
4.9.5	Panofalmitite e opacidade da córnea e do cristalino.....	71
5	CONCLUSÕES.....	72
6	PERSPECTIVAS.....	73
7	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	73
8	ANEXOS.....	80

LISTA DE TABELAS

Tabela 1	Espécies de cracídeos que ocorrem no Brasil.....	15
Tabela 2	Espécies de tinamídeos que ocorrem no Brasil.....	18
Tabela 3	Número amostral de cracídeos avaliados no presente estudo.....	29
Tabela 4	Número amostral de tinamídeos avaliados no presente estudo.....	30
Tabela 5	Resultados da soroglutinação rápida em placa para <i>M. gallisepticum</i> e <i>S. pullorum/S. gallinarum</i> em cracídeos mantidos em cativeiro em Minas Gerais (2008 a 2009).....	38
Tabela 6	Resultados da soroglutinação rápida em placa para <i>M. gallisepticum</i> e <i>S. pullorum/S. gallinarum</i> em tinamídeos mantidos em cativeiro em Minas Gerais (2008 a 2009).....	39
Tabela 7	Títulos de anticorpos anti-IBDV (ELISA*) em soros de cracídeos e tinamídeos mantidos em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).....	41
Tabela 8	Títulos de anticorpos IH* anti-APMV-1 em cracídeos mantidos em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).....	43
Tabela 9	Comparação das percentagens de aves com títulos de anticorpos inibidores da hemaglutinação para o APMV-1 em diferentes trabalhos com aves selvagens.....	44
Tabela 10	Isolamento de enterobactérias de <i>swab</i> cloacal nos cracídeos e tinamídeos mantidos em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).....	45
Tabela 11	Isolamento de enterobactérias de <i>swab</i> cloacal nos cracídeos mantidos em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).....	46
Tabela 12	Isolamento de enterobactérias de <i>swab</i> cloacal nos tinamídeos mantidos em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).....	47
Tabela 13	Ocorrência de endoparasitos em cracídeos e tinamídeos mantidos em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).....	57
Tabela 14	Endoparasitos encontrados nos cracídeos e tinamídeos mantidos em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).....	57
Tabela 15	Percentagens de cracídeos parasitados por espécie de endoparasito encontrado, em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).....	57

Tabela 16	Comparação do endoparasitismo em cracídeos cativos em diferentes estudos.....	59
Tabela 17	Morfometria comparada dos oocistos esporulados de <i>Eimeria. rhynchoti</i> entre os estudos com perdizes (<i>R. rufescens</i>) no Brasil.....	60
Tabela 18	Percentagens de tinamídeos parasitados por espécie de endoparasito encontrado, em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).....	62
Tabela 19	Valores médios de hemogramas de cracídeos.....	67

LISTA DE FIGURAS

Figura 1	A. Macho de mutum do sudeste (<i>C. blumenbachii</i>); B. Macho de mutum de penacho (<i>C. fasciolata</i>); C. Exemplar de jacutinga (<i>A. jacutinga</i>); D. Jacuaçu (<i>P. obscura</i>) de vida livre.....	29
Figura 2	Exemplar de Perdiz (<i>R. rufescens</i>); B. Inhambu chororó (<i>C. parvirostris</i>); C. Macuco (<i>T. solitarius</i>); D. Jaó (<i>C. undulatus</i>).....	31
Figura 3	Swab cloacal coletado de um macuco (<i>T. solitarius</i>).....	32
Figura 4	Coleta de sangue em uma jacutinga (<i>A. jacutinga</i>).....	32
Figura 5	Tabela de leitura e interpretação do meio Rugai modificado por Pessôa e Silva com as principais enterobactérias isoladas (Fonte: MBiolog Diagnósticos).....	36
Figura 6	<i>Megninia</i> spp. na pena de um mutum de penacho (<i>C. fasciolata</i>).....	49
Figura 7	<i>Megninia</i> spp. visualizado a microscopia óptica em 400X.....	49
Figura 8	<i>Strongylocotes lipogonus</i> na pena de uma perdiz (<i>R. rufescens</i>).....	50
Figura 9	Macho de <i>Strongylocotes lipogonus</i> oriundo de perdiz (<i>R. rufescens</i>) (100X).....	51
Figura 10	Fêmea de <i>Strongylocotes lipogonus</i> oriunda de perdiz (<i>R. rufescens</i>) (100X).....	51
Figura 11	Macho de <i>Heptapsogaster latithorax</i> oriundo de perdiz (<i>R. rufescens</i>) (100X).....	52
Figura 12	Fêmea de <i>Heptapsogaster latithorax</i> oriunda de perdiz (<i>R. rufescens</i>) (100X).....	52
Figura 13	Macho de <i>Heptapsogaster sexpunctatu</i> oriundo de perdiz (<i>R. rufescens</i>) (100X).....	53

Figura 14	Fêmea de <i>Heptapsogaster sexpunctatu</i> oriunda de perdiz (<i>R. rufescens</i>) (100X).....	53
Figura 15	Macho de <i>Heptapsogaster sexsetosus</i> oriundo de perdiz (<i>R. rufescens</i>) (100X).....	54
Figura 16	Fêmea de <i>Heptapsogaster sexsetosus</i> oriunda de perdiz (<i>R. rufescens</i>) (100X).....	54
Figura 17	Macho de <i>Heptapsogaster rotundatus</i> oriundo de perdiz (<i>R. rufescens</i>) (100X).....	55
Figura 18	Fêmea de <i>Heptapsogaster rotundatus</i> oriunda de perdiz (<i>R. rufescens</i>) (100X).....	55
Figura 19	A. Oocisto não esporulado de coccídeo visualizado nas excretas de mutum do sudeste (<i>C. blumenbachii</i>); B. Ovo de <i>Capillaria</i> spp. nas excretas de mutum do sudeste (<i>C. blumenbachii</i>); C. Ovo de <i>Strongyloides</i> spp. nas excretas de mutum de penacho (<i>C. fasciolata</i>); D. Ovos de <i>Ascaridia</i> spp. nas excretas de jacutinga (<i>A. jacutinga</i>), visualização em microscopia óptica (400X).....	58
Figura 20	Oocisto esporulado de <i>Eimeria rhynchoi</i> oriundo de perdiz (<i>R. rufescens</i>) (400X).....	61
Figura 21	Exame radiográfico e necropsia de um jacuaçu (<i>P. obscura</i>) com fratura completa metafisária oblíqua tarsometársica no membro esquerdo.....	64
Figura 22	Necropsia e exame radiográfico de jacuaçu (<i>P. obscura</i>) com fratura múltipla de tibiotarso com duas linhas de fratura dividindo o osso em três terços.....	64
Figura 23	A. Perdiz (<i>R. rufescens</i>) com fratura de rinoteca. B. Perdiz com fratura exposta no ramo da mandíbula. C. Perdiz com lesão ocular. Figura D. Inhambuçu (<i>C. obsoletus</i>) com lesão ocular grave contaminada. E. Inhambu chororó (<i>C. parvirostris</i>) com lesão anquilosante na pata esquerda. F. Inhambu chororó uma lesão lacerada na pata direita.....	65
Figura 24	<i>Macrorhabdus ornithogaster</i> visualizada em impressão da mucosa de proventrículo de jaó (<i>C. undulatus</i>) (400X).....	66
Figura 25	A. Mutum do sudeste (<i>C. blumenbachii</i>) apático, em decúbito esternal. B. Esfregaço sanguíneo com hemácias hipocrômicas, e predominância de linfócitos isomórficos....	69
Figura 26	A. Nódulo na região do pescoço da ave. B. Fígado com coloração acastanhada com focos enegrecidos e esbranquiçados, aumentado de volume. C. Medula óssea muito pálida e aumentada de volume. D. Coração aumentado de volume, com epicárdio esbranquiçado e irregular. E. Histopatologia o fígado com infiltrado de células neoplásicas linfocíticas isomórficas por entre cordões de hepatócitos.....	70
Figura 27	Panofalmita e opacidade da córnea e do cristalino observados em mutum de penacho (A), mutum do sudeste (B), jacutinga (C) e perdiz (D).....	71

RESUMO

Os cracídeos pertencem à ordem Galliformes e habitam as zonas tropicais e subtropicais das Américas. Os tinamídeos pertencem à ordem Tinamiformes e são endêmicos do neotrópico. Foram avaliadas 225 aves, sendo 130 cracídeos e 95 tinamídeos, mantidas em cativeiro no estado de Minas Gerais, Brasil, com a finalidade de verificar o estado sanitário dos grupos e o possível contato destes com agentes etiológicos de doenças controladas na avicultura, como *Mycoplasma gallisepticum*, *Salmonella pullorum*, *Salmonella gallinarum*, Paramyxovírus aviário tipo 1 (APMV-1, vírus da doença de Newcastle) e vírus da doença de Gumboro (IBDV), além do perfil de enterobactérias, a ocorrência de ecto e endoparasitoses, e de outras afecções. Na prova de soroglutinação rápida em placa (SAR), embora 20,4% das aves avaliadas tenham sido reagentes para *M. gallisepticum*, nenhuma foi confirmada por inibição da hemaglutinação (IH). Na prova de SAR para *S. pullorum* e *S. gallinarum*, 27,5% das aves foram reagentes, porém não houve confirmação por cultivo bacteriano. No ELISA para a doença de Gumboro, foram detectados anticorpos específicos ao IBDV em 4,8% das aves. No teste de IH, 8,8% das aves apresentaram títulos significativos de anticorpos inibidores da hemaglutinação anti-APMV-1. A *Escherichia coli* foi a enterobactéria mais isolada (45,3%) em cultivo bacteriano por *swab* cloacal. Das aves avaliadas, 46,6% apresentaram ectoparasitismo e 37,3% endoparasitismo. Diversos tipos de traumas foram encontrados em cracídeos e tinamídeos cativos. O conhecimento do perfil sanitário das aves selvagens criadas em cativeiro é importante para estabelecer medidas preventivas, tratamentos mais eficazes e para a elaboração de protocolos sanitários.

Palavras chave: cracídeos, tinamídeos, sanidade, cativeiro.

ABSTRACT

Cracids are birds of Order Galliformes and inhabit the tropical and subtropical regions of the Americas. Tinamids are birds of Order Tinamiformes and endemic in the neotropic. Two hundred and twenty five (225) birds, being 130 cracids and 95 tinamids, maintained in captivity in the State of Minas Gerais, Brazil, were studied, aiming to the evaluation for etiologies of diseases controlled in the poultry industry. Mycoplasma gallisepticum, Salmonella pullorum, Salmonella gallinarum, avian Paramyxovirus type 1 (APMV-1, Newcastle disease virus) and infectious bursal disease virus (IBDV) were investigated. In addition, the cloacal profiles for Enterobacteriaceae, the occurrence of ecto and endoparasites and other affections were determined. At plate serum agglutination test (SAT) for antibodies to M. gallisepticum (Mg) or Salmonella gallinarum/S. pullorum (Sg/Sp), were detected 20.4% or 27.5%, respectively, as reactive, although none were confirmed by the haemagglutination-inhibition (HI) for Mg or culture (Sg/Sp). By ELISA for antibodies to IBDV, 4.8% of birds were reactive. HI for antibodies to APMV-1, resulted in 8.8% of birds showing significant titers. Escherichia coli was the most frequently isolated enterobacterium, obtained from 45.3% of birds. Ectoparasitism was observed in 46.6% and endoparasitism in 37.3% and several types of injuries were noted affecting the birds. The knowledge of etiologies and the continuously updated information regarding the health status may enable planning for more effective preventive measures for maintaining captive cracids e tinamids.

Key words: cracids, tinamids, sanitary, captivity.

1. INTRODUÇÃO

A família Cracidae (mutuns, jacus, jacutingas e aracuãs) pertence à ordem Galliformes (Classe Aves) e seus representantes habitam as zonas tropicais e subtropicais das Américas. Os cracídeos são as aves mais ameaçadas de extinção das Américas. No Brasil, o desmatamento e a caça indiscriminada reduziram as populações de cracídeos, como a jacutinga (*Aburria jacutinga*), o mutum do sudeste (*Crax blumenbachii*) e o mutum do nordeste (*Pauxi mitu*), considerado extinto na natureza. Além destas atividades, outros fatores que ameaçam estas aves são o tráfico de animais, a introdução de fauna exótica e a ocorrência de doenças.

A ordem Tinamiformes possui uma família, a Tinamidae, representada pelos inhambus, perdizes, codornas, macucos, e são aves endêmicas do neotrópico. As maiores ameaças aos tinamídeos são a caça e a perda de habitat. Das espécies brasileiras, três estão ameaçadas de extinção, a codorna mineira (*Nothura minor*), o jaó do sul (*Crypturellus noctivagus*) e o inhambu carapé (*Taoniscus nanus*).

No Brasil, apesar da grande biodiversidade, pouco se sabe sobre os potenciais patógenos da fauna brasileira e o impacto que estes causam nas espécies mantidas em cativeiro. A determinação da ocorrência dos patógenos, especialmente os infecciosos, nas populações de animais selvagens cativos é um trabalho urgente em função da ameaça de extinção de diversas espécies mantidas em cativeiro. A vigilância epidemiológica e a biossegurança de aves selvagens deve ser uma preocupação sanitária constante, pela possibilidade da

perda de espécies importantes para conservação.

O monitoramento dos plantéis de aves selvagens em reprodução deve atender às recomendações do Programa Nacional de Sanidade Avícola (PNSA), para assegurar a adoção das medidas de biossegurança tanto à avicultura industrial quanto à conservação da avifauna. O conhecimento do perfil sanitário das aves criadas em cativeiro é importante para estabelecer medidas preventivas, tratamentos mais eficazes e para a elaboração de protocolos sanitários para criação e reintrodução de aves selvagens.

Neste trabalho foram realizados estudos em cracídeos e tinamídeos mantidos em cativeiro no estado de Minas Gerais, com a finalidade de verificar o estado sanitário dos grupos e o possível contato destes com agentes etiológicos de doenças que ocorrem na avicultura, como *Mycoplasma gallisepticum*, *Salmonella pullorum* e *Salmonella gallinarum*, Paramyxovirus aviário tipo 1 (APMV-1, vírus da Doença de Newcastle), vírus da doença de Gumboro (IBDV), além de pesquisar o perfil de enterobactérias, a ocorrência de ecto e endoparasitoses, e de outras possíveis afecções que podem acometer estas aves.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Cracídeos

Os cracídeos pertencem à família Cracidae e à ordem Galliformes (Classe Aves). Habitam, principalmente, as zonas tropicais e subtropicais das Américas, ocorrendo do sul do Texas até o norte da Argentina. Os

cracídeos estão distribuídos em 11 gêneros, 50 espécies e cerca de 60 subespécies (Del Hoyo, 1994). São de hábitos arborícolas e formam pequenos grupos, em geral um casal e seus filhotes (Delacour e Amadon, 1973). No Brasil, segundo a Lista das aves do Brasil do Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos (Lista, 2009), ocorrem 22 espécies de cracídeos listadas na Tabela 1.

Os cracídeos são as aves mais ameaçadas de extinção das Américas, com aproximadamente metade dos jacus e dos mutuns considerados vulneráveis ou ameaçados de extinção (IUCN, 1995). No Brasil, as espécies consideradas ameaçadas de extinção são: *C. blumenbachii*, *C. fasciolata pinima*, *A. jacutinga*, *P. jacucaca*, *P. ochrogaster*, *P. superciliaris alagoensis* e o *P. mitu*, considerado extinto na natureza (Silveira e Straube, 2008).

As espécies brasileiras podem ser reconhecidas em quatro biótipos distintos: mutuns, jacus, jacutingas e aracuãs. Os mutuns são representados pelos maiores indivíduos da família (80 - 90 cm). Eles vêm ao solo mais frequentemente do que os demais cracídeos. Os jacus e jacutingas são animais de tamanho médio (50 - 70 cm) e raramente vêm ao chão. Muitas espécies de jacus e jacutingas apresentam a garganta nua e uma barbela desenvolvida. A barbela tem coloração púrpura ou azul dependendo da espécie. Os aracuãs são os menores indivíduos do grupo (40 - 50 cm). Apresentam plumagem de coloração parda. Não apresentam intumescências no bico ou barbela na garganta, mas a garganta é nua e colorida (Delacour e Amadon, 1973).

Os cracídeos têm uma alimentação bastante diversificada, incluindo frutos, bagas, sementes, folhas, brotos, pequenos invertebrados (lagartas, larvas de insetos, cupins, formigas, aranhas, moluscos) e até pequenos anfíbios (Sick, 2001).

São aves que atraem a atenção da comunidade científica por serem representantes típicos das florestas neotropicais e por atuarem na dispersão de sementes nas florestas (Evêncio Neto, 2007). Os cracídeos são muito sensíveis às perturbações ambientais causadas pelo homem. Eles podem ser usados como indicadores biológicos da qualidade do ambiente, no auxílio de programas de manejo e conservação de áreas tropicais intactas, e áreas de proteção ambiental (Strahl e Grajal, 1991).

No Brasil, o desmatamento e a caça indiscriminada reduziram drasticamente as populações de várias espécies de cracídeos, como o jacuaçu (*P. obscura*), a jacutinga (*A. jacutinga*), o mutum do sudeste (*C. blumenbachii*) e o mutum do nordeste (*P. mitu*), considerado extinto na natureza. Todos os cracídeos são muito procurados como aves de caça, especialmente os mutuns e jacus, muito vulneráveis a esta atividade, mesmo quando praticada com baixa intensidade (Silva e Strahl, 1991; Robinson e Bennett, 2000; Peres, 2000 a, b). Além desta atividade, outros fatores que ameaçam os cracídeos são o tráfico de animais, a introdução de fauna exóticas e a ocorrência de doenças, em especial aquelas nas quais patógenos adaptados aos animais domésticos atingem a fauna (Catão-Dias, 2003).

Tabela 1. Espécies de cracídeos que ocorrem no Brasil.

Nome científico	Nome em português
<i>Ortalis canicollis</i>	aracuã-do-pantanal
<i>Ortalis guttata</i>	aracuã
<i>Ortalis motmot</i>	aracuã-pequeno
<i>Ortalis superciliaris</i>	aracuã-de-sobrancelhas
<i>Penelope marail</i>	jacumirim
<i>Penelope superciliaris</i>	jacupemba
<i>Penelope jacquacu</i>	jacu-de-spix
<i>Penelope obscura</i>	jacuaçu
<i>Penelope pileata</i>	jacupiranga
<i>Penelope ochrogaster</i>	jacu-de-barriga-castanha
<i>Penelope jacucaca</i>	jacucaca
<i>Aburria cumanensis</i>	jacutinga-de-garganta-azul
<i>Aburria cujubi</i>	cujubi
<i>Aburria jacutinga</i>	jacutinga
<i>Nothocrax urumutum</i>	urumutum
<i>Pauxi tomentosa</i>	mutum-do-norte
<i>Pauxi tuberosa</i>	mutum-cavalo
<i>Pauxi mitu</i>	mutum-do-nordeste
<i>Crax alector</i>	mutum-poranga
<i>Crax globulosa</i>	mutum-de-fava
<i>Crax fasciolata</i>	mutum-de-penacho
<i>Crax blumenbachii</i>	mutum-de-bico-vermelho

Fonte: Lista das aves do Brasil – 2009 (Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos)

2.2 Plano de Ação para a Conservação do mutum do sudeste (*Crax blumenbachii*)

O Plano de Ação para a Conservação do mutum do sudeste (*C. blumenbachii*) (Plano, 2004) apresenta um levantamento de informações sobre a biologia e a criação em cativeiro do mutum do sudeste, e propõe uma série de ações e medidas a serem adotadas para a conservação desta espécie. No Apêndice “Reprodução em cativeiro e protocolos de reintrodução” relata-se que a ocorrência de doenças em cracídeos é baixa, mesmo em condições de cativeiro. Os problemas estão quase sempre relacionados aos sistemas respiratório e digestivo das aves. Há maior incidência durante os períodos úmidos e nas aves jovens. O bom desempenho sanitário pode ser atribuído à resistência natural destas aves e às condições favoráveis de alojamento, higiene, bem estar, nutrição e manejo.

Os procedimentos de seleção, de preparo e cuidados adotados para os grupos destinados a reintrodução são descritos no referido apêndice. Com a finalidade de verificar o estado geral e imunológico dos grupos, e o possível contato destes com agentes etiológicos de doenças que ocorrem na avicultura, são realizados exames sanitários. Devem ser coletadas fezes frescas em placas de Petri, penas caídas naturalmente (colocadas em sacos de polietileno vedados) e, aproximadamente, 3 ml de sangue da veia axilar ou braquial. O material deve ser adequadamente acondicionado e levado ao laboratório, para os seguintes exames:

- nas fezes: microscopia direta, flutuação e microscopia;
- nas penas: pesquisa e identificação de ectoparasitas;

- no soro sanguíneo: soroglutinação rápida em placa para *M. gallisepticum* e *S. pullorum*; inibição da hemaglutinação para o vírus da doença de Newcastle; soroneutralização em cultivo celular para o vírus da doença de Gumboro.

2.3 Tinamídeos

Os tinamídeos pertencem à ordem Tinamiformes, a qual é representada por uma única família, a Tinamidae. A maioria das suas espécies é conhecida como: codornas, inhambus, macucos e perdizes (Sick, 2001). Das espécies brasileiras, três estão ameaçadas de extinção: a codorna mineira (*Nothura minor*), o jaó do sul (*Crypturellus noctivagus*) e o inhambu carapé (*Taoniscus nanus*) (Silveira e Straube, 2008).

São aves de aparência galinácea, endêmicas do neotrópico, ocorrendo do México à Patagônia. Os tinamídeos ocupam praticamente todos os ambientes terrestres existentes na América do Sul, sendo encontrados desde os desertos andinos, a mais de 5.300 m acima do nível do mar, onde vive a espécie *Tinamotis pentlandii*, até a mata atlântica, ao nível do mar, onde vive o macuco (*T. solitarius*) (Cabot, 1992). São mais abundantes e diversificados na região amazônica, onde se concentra a maioria das espécies dos gêneros *Tinamus* e *Crypturellus* (Sick, 2001). Os tinamiformes possuem a cabeça pequena, o bico curto, a cauda curta e rudimentar, a musculatura peitoral bem desenvolvida e as penas curtas e robustas. Praticamente não possuem dimorfismo sexual, com exceção de algumas espécies do gênero *Crypturellus*. Seus representantes são adaptados à vida terrestre. Dificilmente voam e quando o fazem saem em linha reta e por distâncias pequenas (Sick, 2001).

Alimentam-se predominantemente de sementes. Diferentemente da maioria das aves, a incubação e o trato dos filhotes são tarefas exclusivas dos machos. Outra constante é a dominância do sexo feminino e a monogamia. A postura de ovos ocorre em depressões naturais ou cavidades, e o período reprodutivo pode ocorrer mais de uma vez por ano (Sick, 2001). No Brasil, segundo a Lista das aves do Brasil do Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos (Lista, 2009), ocorrem 23 espécies de tinamídeos listadas na Tabela 2.

Os tinamídeos possuem um histórico de caça extensiva ao longo dos séculos. O desmatamento age como uma pressão externa, que leva a extinções locais de algumas espécies da família. De um modo geral, pouco se sabe sobre o manejo e medicina dos tinamídeos. A literatura estrangeira é deficiente em trabalhos sobre estas aves, possivelmente por serem animais restritos ao neotrópico, e relativamente incomuns nas instituições estrangeiras. A formação de grupos de estudos ou de comitês voltados para a troca de conhecimento é extremamente desejável (Dislich, 2007).

Tabela 2. Espécies de tinamídeos que ocorrem no Brasil.

Nome científico	Nome popular
<i>Tinamus tao</i>	azulona
<i>Tinamus solitarius</i>	macuco
<i>Tinamus major</i>	inhambu-de-cabeça-vermelha
<i>Tinamus guttatus</i>	inhambu-galinha
<i>Crypturellus cinereus</i>	inhambu-preto
<i>Crypturellus soui</i>	tururim
<i>Crypturellus obsoletus</i>	inhambuguaçu
<i>Crypturellus undulatus</i>	jaó
<i>Crypturellus strigulosus</i>	inhambu-relógio
<i>Crypturellus duidae</i>	inhambu-de-pé-cinza
<i>Crypturellus erythropus</i>	inhambu-de-perna-vermelha
<i>Crypturellus noctivagus</i>	jaó-do-sul
<i>Crypturellus atrocapillus</i>	inhambu-de-coroa-preta
<i>Crypturellus variegatus</i>	inhambu-anhangá
<i>Crypturellus brevirostris</i>	inhambu-carijó
<i>Crypturellus bartletti</i>	inhambu-anhangáí
<i>Crypturellus parvirostris</i>	inhambu-chororó
<i>Crypturellus tataupa</i>	inhambu-chintã
<i>Rhynchotus rufescens</i>	perdiz
<i>Nothura boraquira</i>	codorna-do-nordeste
<i>Nothura minor</i>	codorna-mineira
<i>Nothura maculosa</i>	codorna-amarela
<i>Taoniscus nanus</i>	inhambu-carapé

Fonte: Lista das aves do Brasil – 2009 (Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos)

2.4 Criação de aves selvagens em cativeiro

A propagação em cativeiro representa um componente muitas vezes imprescindível para a sobrevivência de uma determinada espécie animal, sendo que para algumas, como a ararinha azul (*Cyanopsitta spixii*) e o mutum do nordeste (*P. mitu*), trata-se da última fronteira antes da extinção (Catão-Dias, 2008). Como a maioria da população cativa está nas mãos de mantenedores privados, há uma demanda de infraestrutura e recursos materiais e humanos por parte destes, para manter seus plantéis, realizar pesquisas e colaborar com os programas de conservação (Catão-Dias, 2008). A maioria dos criatórios de animais selvagens ainda não possui adequado monitoramento sanitário e assistência médica veterinária.

No Brasil, apesar da grande biodiversidade, pouco se sabe sobre os potenciais patógenos da fauna. A determinação da incidência e da distribuição dos patógenos, especialmente os infecciosos, nas populações selvagens cativas e de vida livre é uma tarefa urgente e prioritária. Sem esse conhecimento, trabalhos conservacionistas importantes correm o risco de fracassarem, pela morte de animais cativos, translocados e/ou reintroduzidos, pela possibilidade de induzirem desastres ecológicos e por meio da introdução de patógenos em habitats anteriormente isentos (Catão-Dias, 2008). A soltura de animais seja através da translocação de espécimes de uma população natural para outra, da introdução de animais nascidos em cativeiro em uma população natural, ou do retorno de animais reabilitados em cativeiro à natureza, implica em algum nível de risco de transmissão de patógenos (Seal e Armstrong, 2000). Aliado a estes fatores se encontra a importância de um programa de controle sanitário

evitando-se a disseminação de uma doença em criatórios e outros tipos de aglomerações.

Um importante fator para preservação dos cracídeos é a reprodução em cativeiro, pois estas aves se reproduzem bem, podendo ser futuramente restabelecidas populações viáveis na natureza. O desenvolvimento de programas de reprodução em cativeiro, envolvendo o setor público e privado, é fundamental. Associado à criação em cativeiro, deve-se priorizar a preservação dos ambientes naturais de ocorrência destas aves, como estratégia de conservação da biodiversidade (Evêncio Neto, 2007).

2.5 Micoplasmoses

Os micoplasmas têm formato cocóide, cocobacilar ou plemórficos, medem 200 - 300 nm, são Gram negativos, mas se coram pelo Giemsa ou outros corantes similares. As micoplasmoses são doenças de grande importância para as aves por resultarem em perda da produtividade e aumento da mortalidade. As principais micoplasmoses em aves são causadas por *Mycoplasma gallisepticum* (MG), *Mycoplasma synoviae* (MS) e *Mycoplasma meleagridis* (MM). O MG, MS e MM estão entre os principais agentes infecto-contagiosos na avicultura industrial. São de transmissão vertical e horizontal, sendo responsáveis por doença respiratória crônica, sinusite, aerossaculite, salpingite, infertilidade, baixa eclodibilidade, mortalidade embrionária e artrite nas aves domésticas (Kleven, 2003).

As normas do Plano Nacional de Sanidade Avícola (PNSA) definem as medidas de monitoramento de micoplasmose em estabelecimentos avícolas de controle

permanente ou dos eventuais integrantes do comércio internacional de aves destinadas à reprodução e produção de ovos férteis. Para a habilitação do comércio internacional e adequação ao PNSA, o estabelecimento avícola deverá estar certificado como livre de MG, MS e MM; conforme estabelecido nas normas técnicas para o controle e a certificação de núcleos e estabelecimentos avícolas para a micoplasmose aviária (Brasil, 2001).

Os programas de controle e erradicação de MG, que têm sido adotados no Brasil e no exterior, são baseados na detecção de anticorpos para os agentes, pelos testes de triagem sorológica e pelo isolamento em bacteriologia confirmatória. A confirmação do diagnóstico laboratorial pelo isolamento em rotina torna-se difícil pela demora de uma a três semanas para o cultivo e a caracterização do agente. Embora a sorologia rápida em placa (SAR) seja o método de triagem de eleição, há discrepâncias entre os resultados obtidos pela SAR e demais métodos confirmatórios, devido à ocorrência de falso-positivos e pela possibilidade de reação cruzada (Nascimento, 1994).

De acordo com o PNSA, os estabelecimentos de controle permanente (elite, bisavós, avós e matrizes), devem manter a avaliação periódica a cada três meses, até a eliminação do lote, de aves reprodutoras (galinhas e perus), com início às 12 (doze) semanas de idade, por SAR, de no mínimo de trezentas amostras de soros individuais para MG e cem amostras para MS, por seleção isonômica e aleatória de todos os galpões. Os soros reagentes são retestados por inibição da hemaglutinação (IH) ou ensaio imunoenzimático (ELISA - *Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay*). As provas sorológicas propostas para a triagem

e confirmação apresentam, entretanto, a ocorrência de reações cruzadas inespecíficas. A reação em cadeia da polimerase (PCR) tem a vantagem de se pesquisar diretamente a presença de micoplasmas, pela amplificação e detecção do seu genoma, sendo um teste que pode ser utilizado para a confirmação dos resultados sorológicos. Para o atendimento das exigências do PNSA, as aves reagentes para SAR devem ser submetidas ao diagnóstico definitivo por cultivo do agente ou PCR. Para aves ornamentais ou silvestres em reprodução, serão adotados os mesmos critérios utilizados para matrizes (Brasil, 2001).

No Arkansas, Estados Unidos da América (EUA), em 44 amostras para sorologia de perus selvagens (*Meleagris gallopavo silvestris*) não foram detectados anticorpos contra MG e MS (Hopkins et al., 1990). Perus selvagens capturados na Califórnia, EUA, apresentaram baixa prevalência de anticorpos na SAR para MG (8 - 10%) e média para MM (33%) (Charlton, 2000). Uma grande variação (0 - 87%) de prevalência de anticorpos contra MG, MM, e MS foi descrita em populações de perus selvagens de 6 estados dos EUA (Fritz et al., 1992). Pássaros (n = 1.058) foram capturados na Geórgia, EUA, nas proximidades de granjas de aves de produção e em locais de alimentação de pássaros. As aves foram testadas por SAR para MG, e as reagentes na SAR foram submetidas para a confirmação por PCR. Foram reagentes para MG por SAR, 19,1% de 671 pássaros capturados nas proximidades das granjas, e 11,6% de 387 pássaros capturados em locais de alimentação. Três tentilhões (*Carpodacus mexicanus*) capturados nas proximidades das granjas foram positivos para MG por PCR (Luttrell et al., 2001).

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 para as granjas da avicultura comercial (Luttrell et al., 2001). As micoplasmoses podem representar importante impacto sanitário e econômico para as criações de aves selvagens.

2.6 Salmoneloses

O gênero *Salmonella* pertence à família Enterobacteriaceae. São bactérias de distribuição cosmopolita, podendo ser encontradas no solo, água, vegetais, alimentos e no trato gastrointestinal dos animais. Estima-se que foram isolados mais de 2400 sorovarietades, baseado na composição antigênica. Um sorotipo é determinado pela combinação dos seus antígenos O (somático), Vi (capsular ou de virulência) e H (flagelar) (Gast, 2003).

A principal via de transmissão da salmonelose é a fecal-oral, pelo contato direto com animais infectados, pela ingestão de água e alimentos contaminados e pelo contato com superfícies e fômites contaminados. Alguns animais podem ser portadores e eliminar o agente no meio ambiente sem manifestação clínica da doença, agindo como disseminadores da *Salmonella* spp. (Gast, 2003).

Integrantes do gênero *Salmonella* spp. podem ser importantes patógenos para aves domésticas e selvagens. A manifestação clínica da salmonelose é caracterizada por apatia, anorexia, desidratação, enterocolite aguda com diarreia, podendo ocorrer

bacteremia, meningite com sintomatologia nervosa, enterite necrótica e morte súbita. Os fatores que contribuem para a gravidade e para a ocorrência da doença são: estresse, imunossupressão, dose infectante, via de transmissão, espécie e idade acometida, doenças concomitantes, sorotipo de *Salmonella* spp. envolvido e etc. (Friend e Franson, 1999).

A cultura bacteriológica é considerada a metodologia padrão para o diagnóstico da salmonelose (Brasil, 2003). Outros métodos utilizados para o diagnóstico da salmonelose são a PCR e a SAR.

De acordo com o PNSA, para conformidade ao comércio nacional e internacional e à transferência, no âmbito nacional, de seus produtos, o núcleo ou estabelecimento avícola de reprodução deverá estar certificado como livre de *S. gallinarum* e *S. pullorum*, e livre ou controlado para *S. enteritidis* e *S. typhimurium*. As provas utilizadas no monitoramento e diagnóstico laboratorial são: SAR - teste de pulrose (com sangue total ou soro); soroaglutinação lenta em tubos (SAL) ou microaglutinação e diagnóstico bacteriológico (Brasil, 2003).

Cracídeos reagentes para *Salmonella* spp. foram relatados no Parque Zoológico de Houston (Texas - EUA), porém não se conseguiu isolar o agente em cultura bacteriológica. (Tocidlowski, 2007).

No Brasil, foi relatada a morte de araras azuis (*Anodorhynchus hyacinthinus*) apreendidas por *S. typhimurium* (Menão et al., 2000). No estado de São Paulo, em uma amostragem de 200 aves selvagens por *swabs* cloacais e cultivo bacteriano,

Salmonella spp. não foi detectada em nenhuma das amostras (Lopes, 2008).

Na Noruega, foi diagnosticada *S. typhimurium* em Passeriformes associada a altas taxas de mortalidade (Refsum et al., 2002 e 2003). Nos EUA, um estudo sobre mortalidade de aves selvagens no período de 1985 - 2004, revelou que a salmonelose foi uma importante causa de mortalidade (21,5%) de várias espécies de aves, principalmente, Passeriformes (Hall e Saito, 2008). *S. typhimurium* foi isolada de 19 amostras de 328 *swabs* cloacais coletados de aves de vida livre no Japão (Kobayashi et al., 2007).

Anticorpos contra *Salmonella* spp. foram detectados em perus selvagens (*Meleagris gallopavo silvestris*) nos EUA (Hensley e Cain, 1979). No Arkansas, EUA, em uma avaliação de 44 amostras para sorologia de perus selvagens, não foram detectados anticorpos contra *Salmonella* spp. (Hopkins et al., 1990).

De acordo com o PNSA “para aves ornamentais ou silvestres em reprodução, serão adotados os mesmos critérios utilizados para matrizes”. Todas as salmonelas isoladas deverão, obrigatoriamente, ser enviadas ao laboratório oficial e de referência de salmonelas aviárias para serem investigadas sob os aspectos epidemiológicos e microbiológicos (Brasil, 2003).

2.7 Enterobactérias

A Enterobacteriaceae é a maior e mais heterogênea família de bactérias Gram negativas de importância médica veterinária. São bacilos Gram negativos, não esporulados, com motilidade variável, oxidase negativos, e que crescem em meios básicos (caldo peptona), meios ricos (ágar sangue, ágar chocolate), meios seletivos (Mac Conkey). São anaeróbios facultativos (crescem em aerobiose e anaerobiose), fermentam a glicose com ou sem produção de gás, são catalase positivos, e reduzem nitrato a nitrito. As enterobactérias são as mais frequentemente isoladas de amostras biológicas e estão amplamente distribuídas na natureza e no trato intestinal dos seres humanos e animais. A maioria das enterobactérias é encontrada no trato gastrointestinal de espécies do reino animal, na água, no solo e nos vegetais. Algumas também são consideradas enteropatógenos por causarem infecções gastrointestinais. As enterobactérias mais comumente isoladas são *Escherichia coli*, *Klebsiella* spp., *Enterobacter* spp., *Citrobacter* spp., *Salmonella* spp., *Proteus* spp. dentre outras (Koneman et al., 2001).

O conhecimento da microbiota intestinal de animais selvagens é de grande importância para verificar a ocorrência de agentes causadores de doenças entéricas (Gilliver et al., 1999).

A *E. coli* é, comumente, isolada do trato digestório de aves sob condições normais (Barnes et al., 2003). *E. coli* foi a bactéria mais isolada em diferentes espécies de aves silvestres no Reino Unido (D’alio et al., 1996).

Santos (2008), em uma amostragem de 51 *swabs* cloacais de cracídeos, obteve 93 isolados bacterianos, sendo que a *E. coli* foi a bactéria mais prevalente (38,7%), seguida do gênero *Staphylococcus* spp. O autor afirma em seu trabalho que também realizou a pesquisa de *Salmonella* spp., porém não conseguiu isolar a mesma.

2.8 Doença de Gumboro

A doença de Gumboro (DG) ou doença infecciosa bursal (IBD) é causada pelo vírus da IBD (IBDV). O IBDV contém RNA de fita dupla (ds-RNA), não envelopado e está classificado na família Birnaviridae, gênero *Avibirnavirus* (Lukert e Saif, 2003). A proteína VP2 do IBDV está relacionada com a indução de anticorpos neutralizantes. Anticorpos específicos para VP2 permitem a diferenciação dos sorotipos e subtipos virais. O sorotipo 1 é patogênico para galinhas e têm sido isolado de patos e perus sem causar doença clínica. O sorotipo 2 é normalmente encontrado em perus, mas eventualmente pode infectar patos e galinhas, é apatogênico e não causa imunossupressão em nenhuma das espécies citadas (Lukert e Saif, 2003). O período de incubação da DG é de dois a três dias. Quando a doença ocorre na forma aguda observa-se prostração, diarreia aquosa e penas arrepiadas. Normalmente a mortalidade se inicia a partir do terceiro dia de infecção e, depois de atingir seu pico, cai rapidamente. As aves que resistem à fase aguda se recuperam depois de 5 a 7 dias (Van der Berg et al., 2004). Os testes geralmente utilizados para o diagnóstico da DG são a histopatologia, a detecção de RNA viral por RT-PCR (reação de transcriptase reversa, seguida de reação em cadeia da polimerase) e a detecção de anticorpos por soroneutralização viral e ELISA (Lukert e Saif, 2003).

A forma subclínica da DG é responsável por grandes perdas econômicas na avicultura, pela perda da capacidade de adequada resposta imune à vacinação e aumento da susceptibilidade aos patógenos oportunistas. As aves não desenvolvem imunidade protetora contra infecções virais, tais como doença de Newcastle (Allan et al., 1972; Giambrone et al., 1976), doença de Marek (Giambrone et al., 1976) e bronquite infecciosa das galinhas, e tornam-se susceptíveis às infecções secundárias por bactérias. A doença clássica ocorre entre três e seis semanas de idade, e compreende alta mortalidade e perda de peso, severa inflamação e necrose da bolsa cloacal (BC), que precede a atrofia bursal por aproximadamente sete dias (Lukert e Saif, 2003).

No Rio Grande do Sul, 51 soros de cracídeos saudáveis mantidos em cativeiro foram testados para a pesquisa de anticorpos anti-IBDV pela técnica de soroneutralização viral, sendo que 18 (35,3%) aves apresentaram anticorpos anti-IBDV (Santos, 2008).

No Japão foi realizada uma avaliação de 739 soros de 44 espécies de aves selvagens pela técnica de soroneutralização viral para os sorotipos 1 e 2 do IBDV. Das aves testadas, 2% apresentavam títulos de anticorpos contra o sorotipo 1 do IBDV, e 4,9% apresentavam anticorpos contra o sorotipo 2 (Ogawa et al., 1998).

Na Coreia do Sul, 107 aves de vida livre, encontradas mortas, foram avaliadas para a presença de IBDV pela técnica de RT-PCR, sendo que cinco aves foram positivas (Jeon et al., 2008).

2.9 Doença de Newcastle

A doença de Newcastle (DN), pertence à lista das enfermidades infecciosas de notificação imediata da Organização Mundial de Saúde Animal - OIE, sendo seus focos de notificação compulsória. A DN causada pelo Paramyxovirus aviário tipo 1 (APMV-1), ocorre em todas as aves domésticas e em diversas espécies de aves selvagens. A doença é caracterizada por sintomatologia respiratória, digestiva, nervosa, podendo causar mortalidade elevada (Alexander, 2003). Infecções pelo APMV-1 já foram descritas em aproximadamente 241 espécies de aves e, provavelmente, todas as aves são susceptíveis à infecção, embora haja grande variação em susceptibilidade à doença clínica. As aves selvagens podem atuar como reservatórios do vírus, inclusive de estirpes patogênicas. A severidade da doença pode variar de infecções inaparentes até a morte, dependendo não só da patogenicidade do vírus, mas também das condições ambientais e dos hospedeiros (Heckert et al., 1996).

O APMV-1 dissemina-se a partir de aves susceptíveis, pessoas, equipamentos, ar, ração e até por espécies não aviárias (pequenos roedores e insetos). Durante o curso da infecção por uma estirpe velogênica do APMV-1, a maioria das aves excreta grande quantidade de vírus nas fezes, que se constituem no principal meio de disseminação do APMV-1 de ave para ave (Alexander, 2003).

O controle da DN é realizado na avicultura comercial para evitar a disseminação do vírus e eliminar a infecção de uma região após um surto. Porém, tais medidas nem sempre são suficientes, pois estirpes de APMV-1 podem surgir de fontes

desconhecidas, existindo evidências de surtos da doença em aves domésticas e isolamento do vírus patogênico de aves selvagens. 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 teste de inibição da hemaglutinação (IH) é considerado o teste padrão ouro (Miers et al., 1994) na detecção de anticorpos anti-APMV-1. Outros testes que podem ser utilizados para diagnóstico da DN são a soroneutralização viral e a RT-PCR (Alexander, 2003).

Aves selvagens do Zoológico Municipal do Rio de Janeiro e de propriedades particulares tiveram sangue coletado para detecção de anticorpos anti-APMV-1. Os soros (n = 837) foram analisados por IH, dos quais 12 foram positivos (1,43%) para o APMV-1, indicando prévio contato das aves com o vírus (Oliveira Junior et al., 2003).

Na Suíça, 3.049 *swabs* cloacais de aves selvagens foram negativos para o APMV-1 utilizando a técnica de RT-PCR (Camenisch et al., 2008). Aves aquáticas foram positivas para DN no Canadá com sintomatologia clínica, como incapacidade para voar e paralisia unilateral da asa e/ou perna (Wobeser et al., 1993). Trinta e sete falcões da espécie *Falco biarmicus abyssinicus* foram avaliados para a presença da DN pela técnica de IH, sendo que 57% (21/37) dos falcões apresentaram altos títulos de anticorpos (Okoh, 1979). Na Alemanha, 262 amostras de soros de 26 espécies de aves selvagens foram submetidas à técnica de IH, sendo que 22

amostras apresentaram altos títulos de anticorpos contra a DN (Ziedler e Hlinak, 1993). Um surto de DN com alta mortalidade foi descrito em faisões de coleira (*Phasianus colchicus*) no sudeste da Inglaterra (Aldous et al., 2007).

A DN é muito pesquisada na avicultura comercial. Entretanto, o papel das aves selvagens na transmissão e disseminação do APMV-1 no ambiente não está bem esclarecido. Este fato adquire importância quando se constata um crescente aumento da criação de aves selvagens.

2.10 Parasitos em cracídeos e tinamídeos

Uma grande diversidade de parasitos acomete aves silvestres. Muitos ectoparasitos e endoparasitos são descritos na literatura parasitando cracídeos e tinamídeos. Os malófagos são os agentes parasitários, juntamente com os ácaros plumícolas, mais comuns em aves silvestres (Freitas et al., 2002a).

No Parque Zoológico de Houston (Texas - EUA), malófagos e ácaros foram encontrados em muitos cracídeos (Tocidlowski, 2007). A autora relata que as infestações por ectoparasitos respondem bem aos parasiticidas tópicos.

Valim et al. (2005a) observou parasitismo por malófagos das espécies *Myrsidea purpurascens*, *Menacanthus chaparensis* e *Labicotes guttatus* em jacupemba, *L. guttatus* em mutum de penacho e *Oxylipeurus* spp. em jacutinga no Zoológico de São Paulo. O malófago *Myrsidea rogersi* foi descrito em mutum

de penacho (*C. fasciolata*) (Scharf e Emerson, 1984). O ácaro *Megninia ginglymura* foi encontrado em kujubi (*Pipile pipile*) (Ménier et al., 2007).

Um grande número de espécies de malófagos foram citados parasitando tinamídeos (Price et al., 2003).

Em perdizes (*R. rufescens*) foram descritas as espécies de malófagos: *Heptapsogaster rotundatus*, *H. sexpunctatus*, *H. sexsetosus*, *H. latithorax*, *Strongylocotes lipogonus* e *Menacanthus arctifasciatus*, citados por Price et al. (2003).

Em macuco (*T. solitarius*) foram descritos malófagos das espécies: *Heptapsogaster oliverioi*, *Kelloggia clayae*, *Microctenia tibialis*, *Ornicholax alienus*, *Pseudolipeurus taoi*, *Pterocotes solitarius*, *Rhopaloceras oniscus*, *Strongylocotes wernecki*, citados por Price et al. (2003).

Em inhambuagaçu (*C. obsoletus*) foram descritos malófagos das espécies: *Heptapsogaster brasiliensis*, *Heptapsogaster insperatus*, *Heptapsogaster stultus*, *Kelloggia ribeiroi*, *Megapeostus heptarthrogastriformis*, *Pectenosoma punensis*, *Pseudolipeurus longipes*, *Pseudolipeurus obsoletus*, *Rhopaloceras brevitemporalis*, *Strongylocotes complanatus* e *Strongylocotes noctivagi*, citados por Price et al. (2003).

No município de Petrópolis, Rio de Janeiro, malófagos das espécies *Strongylocotes complanatus*, *Megapeostus petersi*, *Heptapsogaster mandibularis*, *Discocorpus*

microgenitalis e *Kelloggia ribeiroi* foram encontradas em um inhambuquãçu (*C. obsoletus*) (Valim et al., 2005b).

Em jaó (*C. undulatus*) foram descritos malófagos das espécies: *Heptapsogaster latacephalus*, *Heptapsogaster temporalis*, *Heptapsogaster undulatus*, *Kelloggia undulatus*, *Megapeostus asymmetricus*, *Pectenosoma yapurae*, *Psychonella emersoni*, *Pseudolipeurus macrogenitalis*, *Pseudolipeurus hirsutus*, *Pterocotes undulatus*, *Rhopalocerus undulatus* e *Strongylocotes limai*, citados por Price et al. (2003).

Em inhambu chororó (*C. parvirostris*) foram descritos os malófagos: *Kelloggia mendax*, *Pectenosoma subparva*, *Pseudolipeurus plumbeus*, *Rhopalocerus pennaticeps* e *Strongylocotes orbicularis*, citados por Price et al. (2003).

Em inhambu chintã (*C. tataupa*) foram descritos os malófagos: *Discocorpus microgenitalis*, *Kelloggia genitilis*, *Kelloggia mendax*, *Heptapsogaster mandibularis*, *Megaginus tataupensis*, *Megapeostus petersi*, *Pectenosoma parva*, *Pseudolipeurus plumbeus*, *Rhopalocerus pennaticeps* e *Strongylocotes glabrous*, citados por Price et al. (2003).

Amostragens rotineiras de malófagos e ácaros de aves apreendidas ou cativas poderão fornecer melhor entendimento sobre a diversidade da fauna dos ectoparasitos no Brasil, em função da dificuldade de obtenção desse material na natureza (Valim et al., 2005a).

As infecções por endoparasitos são comuns em aves e ocorrem, principalmente, em condições de cativeiro e com alta densidade populacional. As helmintoses tornam-se importantes para as criações cativas, pois favorecem surtos com elevada mortalidade, devido à superpopulação, estresse, ausência de quarentena e nutrição inadequada das aves (Mapeli et al., 2003). O parasitismo por helmintos e protozoários pode causar desde infecções subclínicas até a morte da ave (Freitas et al., 2002b).

O hábito dos cracídeos e tinamídeos de nutrir-se de pequenos artrópodes e moluscos expõe essas aves às infecções helmínticas, principalmente, àquelas causadas por parasitos que utilizam invertebrados como hospedeiros intermediários (Mapeli et al., 2003).

Em cracídeos cativos, em Pernambuco, foi encontrada uma prevalência de 50,9% de helmintos e protozoários, como *Capillaria* spp., *Ascaridia* spp., *Trichostrongylus* spp., *Strongyloides* spp., Spiruroidea, *Entamoeba coli* e coccídeos (Freitas et al., 2002b). Helmintos e protozoários como *Strongyloides* spp., *Ascaridia* spp., *Capillaria* spp., ovos da família Strongyloidea e cistos de *Entamoeba coli* foram encontrados em cracídeos mantidos também em cativeiro em Pernambuco (Cunha et al., 2008).

Um baixo número de infecções por endoparasitos é relatado no Parque Zoológico de Houston (Texas - EUA), os endoparasitos encontrados foram ascarídeos, *Capillaria* spp., *Strongylus* spp., *Strongyloides* spp., *Dispharynx* spp., *Heterakis* spp. e coccídeos (Tocidlowski, 2007). A autora relata que as infestações

por endoparasitos respondem bem aos anti-helmínticos.

Eimeria mutum foi descrita em mutum de penacho (*C. fasciolata*) por Grecchi (1939).

E. rhynchoti foi descrita parasitando perdizes (*R. rufescens*) por Reis e Nobrega (1936) e redescrita por Freitas et al. (2006). Na primeira descrição de eimeriose em perdizes por Reis e Nóbrega (1936), ao examinarem as excretas de cinco perdizes em São Paulo, encontraram a infecção natural por uma nova espécie de coccídeo, nomeando-a de *E. rhynchoti*. Freitas et al. (2006) descreveram um surto de *E. rhynchoti* em perdizes cativas de São Paulo. Os animais acometidos, principalmente os mais jovens, apresentavam sinais de apatia e diarreia com fezes fétidas.

Em necropsia de 15 perdizes (*R. rufescens*) criadas em cativeiro em São Paulo, encontrou-se helmintos, distribuídos em duas espécies de nematódeos: *Subulura olympioi*, *Capillaria penidoi* e uma de trematódeo, a *Paratanaisia confusa* com prevalências de 26%, 100% e 33%, respectivamente (Mapeli et al., 2003).

Capillaria rudolphii e *Capillaria crypturi* foram diagnosticadas no trato gastrointestinal de macucos (Freitas, 1934). Helmintos colhidos dos sistemas digestórios e sacos aéreos de 15 jaós (*C. undulatus*) adultos e de vida livre, no Mato Grosso do Sul, entre os anos de 1991 e 1996, foram estudados. Nessas aves, foram encontrados helmintos distribuídos em nove espécies: *Ornithostrongylus almeidai*, *Strongyloides oswaldoi*, *Subulura strongylina*, *Heterakis alata*, *Heterakis*

valvata, *Odontoterakis multidentata*, *Tetracheilonema quadrilabiatum*, *Cyrnea apterycis* e *Procyrnea buckleyi* (Mapeli, 2005). *Eimeria crypturelli* foi descrita em tururim (*Crypturellus soui*) na região amazônica (Lainson, 1994). Em inhambu chororó (*C. parvirostris*) de vida livre, após a necropsia identificaram-se seis espécies de helmintos: *Subulura olympioi*, *S. strongylina*, *Strongyloides avium*, *Lutzinema lutzii*, *Heterakis gallinarum* e *Procyrnea crypturi* n. sp. (Mapeli, 2005).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Locais de execução do projeto

As amostras de sangue e *swabs* cloacais de cracídeos e tinamídeos foram coletadas em criatórios, zoológico e centros de triagens de animais silvestres (CETAS) cadastrados no IBAMA de Minas Gerais. Os locais de coleta foram (nome do criatório/município):

- CETAS – IBAMA – Belo Horizonte;
- CRAX - Sociedade de Pesquisa da Fauna Silvestre – Contagem;
- Criatório Científico e Cultural de Poços de Caldas (CCCPC) – Poços de Caldas;
- Criatório Conservacionista Shamal – Ribeirão das Neves;
- Estação Ambiental de PETI – São Gonçalo do Rio Abaixo;
- Fundação Zoobotânica de Belo Horizonte – Belo Horizonte;
- Vale Verde Alambique e Parque Ecológico (FVV) – Betim.

As amostras foram processadas no Setor de Doenças das Aves e no Laboratório de Bacteriologia - Ictiossanidade, pertencentes ao Departamento de Medicina Veterinária Preventiva da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG); no Laboratório de Ectoparasitos do Departamento de Parasitologia do Instituto de Ciências Biológicas da UFMG; no Laudo Laboratório Avícola de Uberlândia, Minas Gerais.

O projeto foi aprovado no Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO) do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade com os protocolos 17291-2 e 18816-1 (ver anexos).

O período de coleta das amostras biológicas foi de setembro de 2008 a agosto de 2009. As coletas sempre foram realizadas durante o período da manhã, entre oito horas da manhã ao meio dia. O período de processamento das amostras foi de setembro de 2008 a dezembro de 2009.

3.2 Animais

Cento e trinta (n=130) cracídeos de cativeiro foram avaliados, e estão apresentados na Tabela 3.

Noventa e cinco (n=95) tinamídeos cativos foram avaliados e estão apresentados na Tabela 4.

As aves ficavam em recintos coletivos ou em casais nos locais de criação.

O projeto foi aprovado no Comitê de Ética e Experimentação Animal (CETEA/UFMG) registrado no protocolo 20/2009 (ver anexo).

Tabela 3. Número amostral de cracídeos avaliados no presente estudo.

Cracídeos	Nome científico	Nome comum	Número de aves
	<i>Aburria jacutinga</i>	Jacutinga (Figura 1C)	42 (32,3%)
	<i>Crax blumenbachii</i>	Mutum do sudeste (Figura 1A)	54 (41,5%)
	<i>Crax fasciolata</i>	Mutum de penacho (Figura 1B)	28 (21,6%)
	<i>Penelope obscura</i>	Jacuaçu (Figura 1D)	6 (4,6%)
Total			130 (100%)



Figura 1. A. Macho de mutum do sudeste (*C. blumenbachii*); B. Macho de mutum de penacho (*C. fasciolata*); C. Exemplar de jacutinga (*A. jacutinga*); D. Jacuaçu (*P. obscura*) de vida livre.

Tabela 4. Número amostral de tinamídeos avaliados no presente estudo.

Tinamídeos	Nome científico	Nome comum	Número de aves
	<i>Crypturellus obsoletus</i>	Inhambuguaçu	3 (3,1%)
	<i>Crypturellus parvirostris</i>	Inhambu chororó (Figura 2B)	20 (21,1%)
	<i>Crypturellus tataupa</i>	Inhambu chintã	2 (2,1%)
	<i>Crypturellus undulatus</i>	Jaó (Figura 2D)	10 (10,5%)
	<i>Rhynchotus rufescens</i>	Perdiz (Figura 2A)	40 (42,1%)
	<i>Tinamus solitarius</i>	Macuco (Figura 2C)	20 (21,1%)
Total			95 (100%)



Figura 2. A. Exemplo de Perdiz (*R. rufescens*); B. Inhambu chororó (*C. parvirostris*); C. Macuco (*T. solitarius*); D. Jaó (*C. undulatus*).

3.3 Contenção das aves

As aves foram contidas fisicamente com o auxílio de um puçá de pano pelo tratador, veterinário ou proprietário do criatório, sem o uso de contenção química.

3.4 Amostras de sangue e swabs cloacais

Swabs cloacais das aves foram coletados com hastes flexíveis estéreis e acondicionados em meio água peptonada tamponada (APT) a 1% para cultivo bacteriano (Figura 3).

Amostras de sangue de 3 - 5 mL de cracídeos e de 1 - 3 mL de tinamídeos foram coletadas após a limpeza com álcool 70°GL do local de punção na veia braquial, com seringas estéreis descartáveis (Figura 4). No local da punção foi feita compressão com algodão e/ou tratamento com pó hemostático. O sangue coletado foi mantido em refrigeração (4°C/12 horas) e foi centrifugado (2000g/10 minutos) para separação do soro, o qual foi aliqüotado em *eppendorfs* e armazenado sob refrigeração e/ou congelado para posterior análise.



Figura 3. Swab cloacal coletado de um macuco (*T. solitarius*).



Figura 4. Coleta de sangue em uma jacutinga (*A. jacutinga*).

3.5 Soroaglutinação rápida em placa (SAR) para *M. gallisepticum* e *S. pullorum*/*S. gallinarum*

Os soros dos cracídeos e tinamídeos foram testados individualmente com antígenos coloridos comerciais para *M. gallisepticum* (MYCO-GALLI TESTE – Biovet®), *S. pullorum* e *S. gallinarum* (PULOR TESTE – Biovet®) autorizados pelo MAPA (Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento).

Os testes foram realizados de acordo com o PNSA (Brasil, 2001 e 2003). Os antígenos foram conservados entre 2°C e 8°C. Soros conhecidos não reagentes e reagentes de referência para *M. gallisepticum* e *S. pullorum* foram utilizados para o controle do teste. Os soros não hemolisados dos cracídeos e tinamídeos a serem testados foram centrifugados (2000g/10 minutos) e refrigerados. 50 microlitros (µL) de soro foram utilizados. Os antígenos e os soros foram retirados do refrigerador e mantidos a 25°C por cerca de 10 minutos, antes do início da prova. Uma placa de vidro subdividida em quadrados de 2,5 x 2,5 cm, com 50 quadrados foi utilizada para realizar o teste. O exame foi realizado em ambiente fechado, em local com o mínimo de poeira em suspensão para não prejudicar a visualização da reação. A temperatura para a realização da prova foi de 25°C em ambiente fechado com ar condicionado. A mistura soro com antígeno foi feita em proporção aproximada de 1:1, ou seja, 50 µL de soro para 50 µL de antígeno. 50 µL de soro da ave foram colocados em um quadrado e após agitar o frasco do antígeno (a agitação do antígeno durante o uso, foi cuidadosa e contínua), depositava-se uma gota no centro de cada quadrado da placa de vidro, mantendo o frasco conta-gota na posição vertical, sem tocar o soro da ave testada. Misturava-se com auxílio de uma

ponteira de plástico o soro e o antígeno testados, com movimentos circulares de 2 cm aproximadamente. Movimentos de rotação suaves foram realizados para facilitar a leitura da prova. Dentre um minuto a dois minutos, após a homogeneização do soro e antígeno testados, iniciava-se a formação de grumos bem característicos de cor azul, rodeados por espaços claros, indicando a ave sendo reagente. No caso da ave não ser reagente, a reação permanecia uniforme e transparente, sem grumos, durante 2 minutos. Não foi realizada a leitura após 2 minutos. Uma pequena proporção de reações de difícil leitura e/ou interpretação ocorreu. Nestes casos os testes foram repetidos para uma interpretação correta e segura. No caso de uma fina granulação pouco visível, esta reação foi considerada negativa.

Os soros reagentes no teste de SAR foram submetidos a outras provas, mais específicas, como a inibição da hemaglutinação para *M. gallisepticum* e *M. synoviae* e soroaglutinação lenta em tubo e cultivo bacteriano para *S. pullorum*/*S. gallinarum*.

3.6 Testes de inibição da hemaglutinação para *Mycoplasma gallisepticum* e *Mycoplasma synoviae*

Todos os soros reagentes na SAR foram submetidos à prova de inibição da hemaglutinação (IH) para detecção de anticorpos contra *M. gallisepticum* e *M. synoviae*. Os testes foram realizados de acordo com o PNSA (Brasil, 2001). O antígeno utilizado nessa prova e no IH foi produzido pelo laboratório LAUDO em Uberlândia, Minas Gerais, a partir de isolados padrões de *M. gallisepticum* e *M. synoviae*. O título de anticorpos foi considerado onde ocorreu a maior diluição

capaz de inibir completamente a hemaglutinação. Em cada prova foram utilizados soros controles positivos e negativos.

3.7 Soroaglutinação lenta em tubo (SAL) para Pulorose

Soroaglutinação lenta é um teste sorológico onde se faz reagir a amostra de soro sanguíneo diluída a 1:25 e o antígeno na concentração adequada. Os testes foram realizados de acordo com o PNSA (Brasil, 2003). O volume da mistura foi de aproximadamente 1 mL e a reação foi feita dentro de tubo de ensaio a 37°C. A leitura foi realizada após 16 - 24 horas. A finalidade do teste é detectar a presença de aglutininas específicas contra *S. pullorum* e *S. gallinarum* no soro sanguíneo das aves. No caso de positividade, ocorreu aglutinação dos antígenos, formando aglomerados visíveis a olho nu. No caso de a amostra ser negativa a mistura permaneceu inalterada. Este teste apresenta maior especificidade do que o de SAR para Pulorose, pois com antígeno e soro mais diluídos detectam-se anticorpos com maior avidéz e, portanto, com maior especificidade.

3.8 ELISA para doença de Gumboro

Foi utilizado o kit de ELISA comercial IDEXX FlockChek® IBD para a detecção de anticorpos anti-IBDV. Este teste é designado a medir o nível de anticorpos anti-IBD no soro de aves. A metodologia do teste foi realizada de acordo com as instruções do fabricante. As amostras de soro com titulações menores ou iguais a 396 foram consideradas negativas. Titulações maiores que 396 foram consideradas positivas e indicam vacinação ou outra exposição ao IBDV.

3.9 Teste de inibição da hemaglutinação para doença de Newcastle

O teste de IH foi realizado de acordo com o PNSA (Brasil, 2002). Para o teste de inibição da hemaglutinação (IH) a estirpe La Sota do APMV-1 (New Vacin La Sota – Biovet®) foi utilizada após a inativação por β -propiolactona. Foram utilizadas microplacas (fundo em “u”) de 96 orifícios e hemácias frescas de galinhas adultas sadias (SPF), coletadas com seringas estéreis e com anticoagulante citrato de sódio a 4,5% e lavadas três vezes em PBS (pH 7,2). A suspensão viral utilizada na técnica de IH foi titulada pelo teste da hemaglutinação (HA) imediatamente antes da execução da prova e calculada a diluição que continha 4 unidades hemaglutinantes (UHA). Os soros testados foram diluídos previamente em PBS nas placas de 96 orifícios (50 μ L/orifício) nas diluições de 1:2 a 1:4096. As amostras de soro foram testadas em duplicata. 50 μ L de uma suspensão do vírus contendo 4 UHA foram adicionados a cada diluição do soro. Após uma hora de incubação à temperatura ambiente (25°C), foram adicionados 50 μ L 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 4 UHA. 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. A ave foi considerada negativa onde não houve a formação de botão, ocorreu a hemaglutinação. A ave foi considerada positiva onde houve a formação de botão, não ocorreu a hemaglutinação.

3.10 Cultivo bacteriano para *Salmonella pullorum*, *Salmonella gallinarum* e outras enterobactérias

Os swabs cloacais coletados das aves foram submetidos à recuperação de enterobactérias em meio água peptonada tamponada a 1% (APT). Após incubação a 37°C em estufa bacteriológica por 24 horas, foi adicionado 1 mL deste caldo em 10 mL do meio caldo seletivo (seletivo para *S. pullorum* e *S. gallinarum*) selenito cistina (S-C). O S-C foi mantido a 42°C em estufa bacteriológica por 24 horas. O caldo S-C, após a incubação, foi semeado em meio sólido ágar Mac Conkey (MC) e *Salmonella-Shigella* (SS), com uma alça bacteriológica de platina com haste circular de 5 mm de diâmetro. As placas contendo os meios sólidos foram incubadas a 37°C em estufa bacteriológica por 24 horas. As colônias isoladas foram inoculadas em tubos contendo o meio Rugai modificado por Pessoa e Silva (1972). Após incubação do meio a 37°C em estufa bacteriológica por 18 horas foram analisadas as propriedades de produção de indol na tampa de algodão, LTD (produção de L-triptofano-desaminase) e utilização da sacarose no bisel. No corpo, fermentação da glicose, produção de gás, produção de H₂S e produção de urease. Abaixo do anel de Vascar, a descarboxilação da lisina e da motilidade. A interpretação do meio Rugai modificado por Pessoa e Silva era realizada com o auxílio de uma tabela de leitura e interpretação do meio (Figura 5) com as principais enterobactérias isoladas. Outras provas bioquímicas foram utilizadas como meios TSI (Tríplice Açúcar Ferro), SIM (*Sulphide Indole Motility*), OF (oxidativa/fermentativa), os quais foram incubados em estufa bacteriológica a 37°C por 24 horas para identificação bioquímica. As provas da oxidase, catalase e Gram foram realizadas após o cultivo em estufa bacteriológica a 37°C por 24 horas da

bactéria isolada em meio MH (Mueller Hinton).

As bactérias isoladas foram inoculadas e mantidas em meio Lignières à temperatura ambiente (25°C). As bactérias, que fossem bioquimicamente caracterizadas como *Salmonella* spp., seriam submetidas à prova de detecção do antígeno somático (O) e flagelar (H), mediante uso de anti-soros específicos, no Laboratório de Enterobactérias da Fundação Oswaldo Cruz (FIOCRUZ-RJ), laboratório de referência para sorotipagem.

3.11 Identificação de ectoparasitos

A técnica para a coleta dos ectoparasitos foi a coleta manual sobre as aves contidas e inspecionadas. Após a coleta manual, os espécimes de ectoparasitos foram acondicionados em frascos de vidro contendo álcool a 70°GL, por ave, para posterior preparação de lâminas permanentes. Os ectoparasitos foram visualizados em lupa e em microscopia óptica para a identificação no Laboratório de Ectoparasitos, Departamento de Parasitologia do Instituto de Ciências Biológicas da UFMG, pelo pesquisador Michel Paiva Valim. O processo de montagem das lâminas dos malófagos seguiu a metodologia de Palma (1978), que consiste na maceração do material pelo hidróxido de potássio (10%), com posterior neutralização do mesmo em ácido acético (10%), seguido da desidratação do material em série alcoólica (etanol 80°, 90° e 100° GL), passando pela diafanização em creosoto de Faia e culminando com a montagem da lâmina em bálsamo do Canadá. Foi realizada a visualização de estruturas dos ectoparasitos para identificação por meio de microscopia óptica.

A nomenclatura dos malófagos, e as associações da relação parasito/hospedeiro, foi feita conforme Price et al. (2003). A identificação da espécie foi realizada de acordo com Carriker (1936).

Ácaros plumícolas foram clarificados em meio de Vitzthum e montados entre lâmina e lamínula em meio de Hoyer segundo metodologia proposta por Fletchmann (1975). A identificação genérica foi realizada seguindo as chaves dicotômicas em Gaud e Atyeo (1996).

3.12 Exames coproparasitológicos

Foram coletadas excretas de indivíduos ou *pools* de viveiros coletivos em frascos plásticos estéreis. As excretas foram armazenadas em refrigeração até o momento da realização dos exames. Foram utilizados os métodos de microscopia direta a fresco em preparação úmida (solução fisiológica) de lâmina e lamínula (Hoffmann, 1987), e o método parasitológico de flutuação em solução de cloreto de sódio (densidade 1,20) com formação de menisco no frasco e sobreposição de uma lâmina durante 15-20 minutos e posterior observação em microscopia óptica.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Soroaglutinação rápida em placa (SAR) para *M. gallisepticum* e *S. pullorum/S. gallinarum*

Considerando todas as espécies avaliadas à prova de SAR, 20,4% (46/225) das aves foram reagentes para *M. gallisepticum*, e 27,5% (62/225) foram reagentes para *S. pullorum/S. gallinarum*

Dos cracídeos avaliados, 32,3% (42/130) foram reagentes para *M. gallisepticum*, e 26,9% (35/130) reagentes para *S. pullorum/S. gallinarum*. Entre os mutuns do sudeste (*C. blumenbachii*), 44,4% (24/54) das aves foram reagentes, e 37% (20/54) para *S. pullorum/S. gallinarum*. Nos mutuns de penacho (*C. fasciolata*), 60,7% (17/28) foram reagentes para *M. gallisepticum*, e 50% (14/28) reagentes para *S. pullorum/S. gallinarum*. Uma (2,3%) jacutinga (*A. jacutinga*) (1/42) foi reagente para *M. gallisepticum* e uma (2,3%) para *S.*

pullorum/S. gallinarum. Nenhum (0/6) jacuaçu (*P. obscura*) foi reagente para *M. gallisepticum* e para *S. pullorum/S. gallinarum* na prova de SAR (Tabela 5).

parvirostris), inhambuçu (*C. obsoletus*), e inhambu chintãs (*C. tataupa*) não foram reagentes para *M. gallisepticum* e *S. pullorum/S. gallinarum* (Tabela 6).

Dos tinamídeos avaliados, 4,2% (4/95) foram reagentes para *M. gallisepticum*, e 28,4% (27/95) reagentes para *S. pullorum/S. gallinarum*. As avaliações das perdizes (*R. rufescens*) indicaram 7,5% (3/40) de aves reagentes para *M. gallisepticum* e 55% (22/40) reagentes para *S. pullorum/S. gallinarum*. Um (5% - 1/20) macuco (*T. solitarius*) foi reagente para *M. gallisepticum* e 25% (5/20) foram reagentes para *S. pullorum/S. gallinarum*. Jaós (*C. undulatus*), inhambu chororós (*C.*

A percentagem de aves reagentes (20,4%) para *M. gallisepticum* no presente estudo foi similar aos resultados encontrados por Luttrell et al. (2001) na Geórgia, EUA, que observaram 19,1% de aves reagentes na técnica de SAR. Fritz et al. (1992) estudaram populações de perus selvagens de 6 estados dos EUA, e observaram maior percentagem (28% - 200/724) de aves reagentes para *M. gallisepticum* do que no presente estudo.

Tabela 5. Resultados da sorologia rápida em placa para *M. gallisepticum* e *S. pullorum/S. gallinarum* em cracídeos mantidos em cativeiro em Minas Gerais (2008 a 2009).

Nome popular	Nome científico	<i>M. gallisepticum</i>	<i>S. pullorum</i> e <i>S. gallinarum</i>
Jacuaçu	<i>P. obscura</i>	0% (0/6)	0% (0/6)
Jacutinga	<i>A. jacutinga</i>	2,3% (1/42)	2,3% (1/42)
Mutum de penacho	<i>C. fasciolata</i>	60,7% (17/28)	50% (14/28)
Mutum do sudeste	<i>C. blumenbachii</i>	44,4% (24/54)	37% (20/54)
Total		32,3% (42/130)	26,9% (35/130)

Tabela 6. Resultados da soroglutinação rápida em placa para *M. gallisepticum* e *S. pullorum/S. gallinarum* em tinamídeos mantidos em cativeiro em Minas Gerais (2008 a 2009).

Nome comum	Nome científico	<i>M. gallisepticum</i>	<i>S. pullorum</i> e <i>S. gallinarum</i>
Inhambu chintã	<i>C. tataupa</i>	0% (0/2)	0% (0/2)
Inhambu chororó	<i>C. parvirostris</i>	0% (0/20)	0% (0/20)
Inhambuguaçu	<i>C. obsoletus</i>	0% (0/3)	0% (0/3)
Jaó	<i>C. undulatus</i>	0% (0/10)	0% (0/10)
Macuco	<i>T. solitarius</i>	5% (1/20)	25% (5/20)
Perdiz	<i>R. rufescens</i>	7,5% (3/40)	55% (22/40)
Total		4,2% (4/95)	28,4% (27/95)

Os índices de reatividade para *M. gallisepticum* encontrados neste estudo foram maiores que os relatados por Charlton (2000) em perus selvagens (*Meleagris gallopavo silvestris*), capturados na Califórnia, EUA. Os perus apresentaram baixa reatividade (8 - 10%) ao teste de SAR em placa para *M. gallisepticum*.

Cracídeos reagentes para *Salmonella* spp., também foram detectados (Tocidowski, 2007) no Parque Zoológico de Houston (Texas - EUA), similarmente ao presente estudo.

Os jacuaçus, jaós, inhambus chororós, inhambuguaçus e inhambus chintãs não foram reagentes para *M. gallisepticum* e *Salmonella gallinarum/S. pullorum*, resultado similar ao obtido por Hopkins et

al. (1990), no Arkansas, EUA, em avaliação sorológica de perus selvagens.

Como provas confirmatórias na demonstração de contato prévio ou infecção por *M. gallisepticum*, *S. pullorum/S. gallinarum* em testes de triagem, foram realizadas a IH para *M. gallisepticum* e *M. synoviae*, a avaliação em soroglutinação lenta em tubos para Pulorose e o isolamento e caracterização bacteriana para *S. pullorum/S. gallinarum*.

4.2 Testes de inibição da hemaglutinação para *Mycoplasma gallisepticum* e *Mycoplasma synoviae*

46 soros de aves, sendo 42 de cracídeos e quatro de tinamídeos, reagentes na prova de SAR para *M. gallisepticum*, foram submetidos ao teste de IH para *M. gallisepticum* e *M. synoviae*. Nenhum soro apresentou títulos de anticorpos contra *M. gallisepticum* e *M. synoviae* na prova de IH. Tendo em vista a maior especificidade do IH, as aves foram consideradas negativas.

Os resultados encontrados no presente trabalho foram similares aos encontrados por Hoffman et al. (1997), em uma avaliação de 119 soros de perus selvagens e 31 galinhas de fundo de quintal, que conviviam em um rancho no Colorado (EUA). Os soros foram testados para *M. gallisepticum* e *M. synoviae* na prova de SAR, onde encontram 43% de aves reagentes, entretanto nos testes de IH foram todos negativos para *M. gallisepticum* e *M. synoviae*. Outros autores também encontraram valores muito baixos de reatividade sorológica ao *M. gallisepticum* e *M. synoviae* na IH. Fritz et al. (1992) na prova de SAR para *M. gallisepticum* obtiveram 27,6% (200/724) de perus selvagens reagentes, entretanto apenas 3% (20/664) das aves foram positivas para *M. gallisepticum* e 2,2% (9/403) para *M. synoviae* no teste de IH.

4.3 Soroaglutinação lenta em tubos (SAL) para pulorose

62 soros de aves, sendo 35 soros de cracídeos e 27 soros de tinamídeos, reagentes na prova de SAR para *S. pullorum/S. gallinarum* foram submetidos ao teste de soroaglutinação lenta em tubos (SAL) para pulorose. Apenas um mutum do sudeste (*C. blumenbachii*) apresentou reatividade confirmada por SAL, com a precipitação do complexo antígeno-anticorpo e transparência da suspensão.

4.4 ELISA para doença de Gumboro

Foram detectados anticorpos anti-IBDV em 4,8% (11/225) das aves, sendo 9,4% (9/95) dos tinamídeos, 30% (6/20) dos macucos (*T. solitarius*) e 7,5% (3/40) das perdizes (*R. rufescens*), e 1,5% (2/130) dos cracídeos, sendo 33,3% (2/6) dos jacuaços (*P. obscura*), apresentaram titulações significativas (maiores que 396, Tabela 7) e foram considerados positivos à exposição ao IBDV.

Tabela 7. Títulos de anticorpos anti-IBDV (ELISA*) em soros de cracídeos e tinamídeos mantidos em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).

Nome comum	Nome científico	Título (ELISA)
Jacuaçu	<i>P. obscura</i>	628
Jacuaçu	<i>P. obscura</i>	4667
Macuco	<i>T. solitarius</i>	881
Macuco	<i>T. solitarius</i>	901
Macuco	<i>T. solitarius</i>	796
Macuco	<i>T. solitarius</i>	429
Macuco	<i>T. solitarius</i>	440
Macuco	<i>T. solitarius</i>	470
Perdiz	<i>R. rufescens</i>	4313
Perdiz	<i>R. rufescens</i>	1509
Perdiz	<i>R. rufescens</i>	809
Galinha doméstica	<i>Gallus gallus domesticus</i> Controle positivo	773
Galinha doméstica	<i>Gallus gallus domesticus</i> Controle negativo	126

*Teste de ELISA kit comercial IDEXX® FlockCheck IBD.

Neste estudo apenas 1,5% (2/130) dos cracídeos (dois jacuaçus) foram considerados positivos. A literatura nacional e internacional sobre a pesquisa de anticorpos anti-IBDV em cracídeos e tinamídeos é escassa. Santos (2008) obteve 35,3% (18/51) de cracídeos positivos para o IBDV pela técnica de soroneutralização viral. Os cracídeos eram saudáveis e mantidos em cativeiro, no Rio Grande do Sul. O autor relata as seguintes espécies de cracídeos que apresentaram

anticorpos para IBDV: aracuã (*O. guttata*), jacupemba (*P. superciliaris*), jacuaçu (*P. obscura*), jacutinga (*A. jacutinga*), jacupara (*Pipile pipile*), mutum cavalo (*P. tuberosa*), mutum pinima (*C. fasciolata pinima*), mutum de penacho (*C. fasciolata*) e mutum do sudeste (*C. blumenbachii*). Em contraste, as espécies mutum de penacho, mutum do sudeste e jacutinga não apresentaram títulos significativos ao ELISA para anticorpos anti-IBDV neste estudo.

Apesar do uso de técnicas diferentes, os valores de aves com títulos significativos de anticorpos anti-IBDV (4,8%) foram similares aos obtidos no Japão por Ogawa et al. (1998), que realizaram uma avaliação em aves selvagens (espécies diferentes) pela técnica de soroneutralização viral para os sorotipos 1 e 2 do IBDV. Os autores diagnosticaram 2% das aves com títulos significativos de anticorpos anti-IBDV para o sorotipo 1 do IBDV, e 4,9% para o sorotipo 2.

A presença de títulos significativos de anticorpos anti-IBDV no soro das aves examinadas pode significar que estas são susceptíveis à infecção e capazes de gerar uma resposta imune detectável. Entre as fontes potenciais de IBDV para cracídeos e tinamídeos estão aves industriais e seus resíduos, especialmente as galinhas ou frangos de corte vacinados com vacinas vivas contra IBDV. É importante destacar que o kit comercial utilizado neste trabalho é produzido para a detecção de imunoglobulinas de galinhas, as quais possuem pequenas diferenças antigênicas entre as diversas espécies de aves, que podem resultar em menor sensibilidade para a detecção de IgG de cracídeos e tinamídeos.

4.5 Teste de inibição da hemaglutinação para doença de Newcastle

20 soros de cracídeos (Tabela 8), sendo oito de mutuns de penacho (*C. fasciolata*) e 12 de mutuns do sudeste (*C. blumenbachii*) apresentaram títulos de anticorpos inibidores da hemaglutinação (IH) para o APMV-1. Este valor representa 15,3% (20/130) dos cracídeos e 8,8% (20/225) do total de aves avaliadas neste estudo com títulos que variaram entre 16 e 1.024. As

amostras foram provenientes de um plantel de cracídeos que, embora não vacinados, eram mantidos em cativeiro em recintos coletivos com anseriformes que podem ser reservatórios naturais do vírus da doença de Newcastle (Wobeser et al., 1993). Os tinamídeos não apresentaram títulos de IH anti-APMV-1.

Há escassos estudos sobre a avaliação sorológica de cracídeos e tinamídeos para APMV-1.

No presente estudo obteve-se uma maior ocorrência de aves com títulos significativos de anticorpos inibidores da hemaglutinação (8,8%) para o APMV-1 da doença de Newcastle, quando comparada aos resultados de Oliveira Junior et al. (2003), que avaliaram pelo IH 837 soros de aves domésticas e silvestres cativas do Zoológico Municipal do Rio de Janeiro e de propriedades particulares, encontrando, 1,4% de aves com títulos significativos de anticorpos inibidores da hemaglutinação para o APMV-1.

Resultado similar (8,3%) ao encontrado neste trabalho (8,8%) foram obtidos por Ziedler e Hlinak (1993) utilizando IH ao estudarem 262 soros de 26 espécies de aves selvagens na Alemanha (Tabela 9).

Tabela 8. Títulos de anticorpos IH* anti-APMV-1 em cracídeos mantidos em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).

Nome comum	Nome científico	Títulos (IH)
Mutum do sudeste	<i>C. blumenbachii</i>	32
Mutum do sudeste	<i>C. blumenbachii</i>	32
Mutum do sudeste	<i>C. blumenbachii</i>	32
Mutum do sudeste	<i>C. blumenbachii</i>	16
Mutum do sudeste	<i>C. blumenbachii</i>	16
Mutum do sudeste	<i>C. blumenbachii</i>	16
Mutum do sudeste	<i>C. blumenbachii</i>	32
Mutum do sudeste	<i>C. blumenbachii</i>	16
Mutum do sudeste	<i>C. blumenbachii</i>	16
Mutum do sudeste	<i>C. blumenbachii</i>	1024
Mutum do sudeste	<i>C. blumenbachii</i>	64
Mutum do sudeste	<i>C. blumenbachii</i>	32
Mutum de penacho	<i>C. fasciolata</i>	256
Mutum de penacho	<i>C. fasciolata</i>	32
Mutum de penacho	<i>C. fasciolata</i>	1024
Mutum de penacho	<i>C. fasciolata</i>	128
Mutum de penacho	<i>C. fasciolata</i>	32
Mutum de penacho	<i>C. fasciolata</i>	256
Mutum de penacho	<i>C. fasciolata</i>	256
Mutum de penacho	<i>C. fasciolata</i>	64
Galinha doméstica	<i>Gallus gallus domesticus</i> Controle Positivo	512
Galinha doméstica	<i>Gallus gallus domesticus</i> Controle Negativo	Sem titulação

*Teste de inibição da hemaglutinação.

Tabela 9. Comparação das percentagens de aves com títulos de anticorpos inibidores da hemaglutinação para o APMV-1 em diferentes trabalhos com aves selvagens.

Autores	Oliveira Junior et al. 2003	Ziedler e Hlinak, 1993	Presente estudo
Percentagem de aves positivas para Doença de Newcastle	1,4% (12/837)	8,3% (22/262)	8,8% (20/225)

4.6 Cultivo bacteriano para *Salmonella pullorum*, *Salmonella gallinarum* e outras enterobactérias

No cultivo bacteriano não foram isoladas *S. pullorum* e *S. gallinarum* de nenhuma das 225 aves avaliadas neste estudo, a exemplo do que foi relatado por (Tocidlowski, 2007) e Lopes (2008) visando o isolamento de *Salmonella* spp. A frequência de *Salmonella* spp. em aves selvagens de cativeiro é relativamente baixa, quando comparada a mamíferos e répteis (Gopee et al., 2000).

Outros trabalhos demonstraram o isolamento de *Salmonella* spp. e o impacto da salmonelose em aves selvagens, principalmente, em passeriformes, como descrito por Refsum et al. (2002 e 2003), Hall e Saito (2008).

Tendo em vista que os projetos de reintrodução para cracídeos e tinamídeos, devem atender às normas sanitárias previstas no PNSA, a negatividade para *Salmonella* spp. é importante para a viabilização e continuidade das ações de reintrodução de aves mantidas por alguns

criatórios examinados. A liberação de aves saudáveis na natureza fica assegurada, evitando-se o risco à conservação destas e outras espécies da fauna nos locais de soltura.

Foram obtidos 397 isolados de enterobactérias das aves avaliadas neste estudo, sendo 318 identificadas e 79 não identificadas. Em muitos casos foram obtidos múltiplos isolados por ave. Entre os cracídeos, foram isoladas 182 enterobactérias identificadas e 40 isolados não identificados. Entre os tinamídeos, foram 136 isolados identificados e 39 não identificados.

Entre os mutuns do sudeste (*C. blumenbachii*) foram obtidos 80 isolados de enterobactérias identificados e 15 não identificados; em mutuns de penacho (*C. fasciolata*) foram 35 isolados identificados e 17 não; em jacutingas (*A. jacutinga*) foram 59 isolados identificados e oito não; e em jacuaçus (*P. obscura*) foram oito isolados de enterobactérias identificados.

Entre os macucos (*T. solitarius*) foram 32 enterobactérias isoladas e identificadas; de inhambuçu (*C. obsoletus*), foram quatro isolados identificados e apenas um não; em inhambu chintã (*C. tataupa*), três isolados identificados; nos jaós (*C. undulatus*) foram nove isolados identificados e quatro não;

em inhambu chororós (*C. parvirostris*) foram 34 isolados identificados e 11 não; e nas perdizes (*R. rufescens*), foram 54 isolados identificados e 23 não. Os isolados bacterianos estão apresentados nas tabelas 10, 11 e 12.

Tabela 10. Isolamento de enterobactérias de *swab* cloacal nos cracídeos e tinamídeos mantidos em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).

Enterobactérias isoladas	Aves avaliadas		
	Cracídeos	Tinamídeos	Total
<i>Escherichia coli</i>	58,5% (130/222)	28,5% (50/175)	45,3% (180/397)
<i>Proteus mirabilis</i>	13,9% (31/222)	8,5% (15/175)	11,5% (46/397)
<i>Citrobacter spp.</i>	2,7% (6/222)	7,4% (13/175)	4,7% (19/397)
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	0,9% (2/222)	8,5% (15/175)	4,2% (17/397)
<i>Klebsiella spp.</i>	1,3% (3/222)	6,2% (11/175)	3,5% (14/397)
<i>Enterobacter spp.</i>	1,8% (4/222)	5,7% (10/175)	3,5% (14/397)
<i>Proteus vulgaris</i>	0,9% (2/222)	2,8% (5/175)	1,7% (7/397)
<i>Proteus (H₂S -)</i>	-	4% (7/175)	1,7% (7/397)
<i>Edwardsiella tarda</i>	0,9% (2/222)	2,2% (4/175)	1,5% (6/397)
<i>Pseudomonas spp.</i>	-	2,8% (5/175)	1,2% (5/397)
<i>Alcaligenes spp.</i>	0,4% (1/222)	0,5% (1/175)	0,5% (2/397)
<i>Serratia spp.</i>	0,4% (1/222)	-	0,2% (1/397)
Enterobactérias não identificadas	18% (40/222)	22,2 (39/175)	19,8% (79/397)

Nota: (-) Não houve isolamento.

Tabela 11. Isolamento de enterobactérias de *swab* cloacal nos cracídeos mantidos em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).

Enterobactérias isoladas	Cracídeos avaliados			
	<i>C. blumenbachii</i>	<i>C. fasciolata</i>	<i>A. jacutinga</i>	<i>P. obscura</i>
<i>Escherichia coli</i>	48,4% (46/95)	48% (25/52)	79,1% (53/67)	75% (6/8)
<i>Proteus mirabilis</i>	25,2% (24/95)	13,4% (7/52)	-	-
<i>Citrobacter spp.</i>	2,1% (2/95)	-	4,5% (3/67)	12,5% (1/8)
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	2,1% (2/95)	-	-	-
<i>Enterobacter spp.</i>	1% (1/95)	-	3% (2/67)	12,5% (1/8)
<i>Klebsiella spp.</i>	1% (1/95)	3,8% (2/52)	-	-
<i>Proteus vulgaris</i>	1% (1/95)	-	1,5% (1/67)	-
<i>Edwardsiella tarda</i>	1% (1/95)	1,9% (1/52)	-	-
<i>Alcaligenes spp.</i>	1% (1/95)	-	-	-
<i>Serratia spp.</i>	1% (1/95)	-	-	-
Enterobactérias não identificadas	15,7% (15/95)	32,6% (17/52)	11,9% (8/67)	-

Nota: (-) Não houve isolamento.

Tabela 12. Isolamento de enterobactérias de *swab* cloacal nos tinamídeos mantidos em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).

Enterobactérias isoladas	Tinamídeos avaliados					
	1	2	3	4	5	6
<i>Escherichia coli</i>	40% (2/5)	11,1% (5/45)	-	38,4% (5/13)	22% (17/77)	65,6% (21/32)
<i>Proteus mirabilis</i>	-	11,1% (5/45)	-	-	1,2% (1/77)	28,1% (9/32)
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-	8,8% (4/45)	-	-	14,2% (11/77)	-
<i>Citrobacter spp.</i>	20% (1/5)	11,1% (5/45)	66,6% (2/3)	7,6% (1/13)	6,4% (5/77)	-
<i>Klebsiella spp.</i>	20% (1/5)	8,8% (4/45)	-	15,3% (2/13)	3,8% (3/77)	3,1% (1/32)
<i>Enterobacter spp.</i>	-	4,4% (2/45)	-	-	9% (7/77)	-
<i>Proteus (H₂S -)</i>	-	8,8% (4/45)	-	-	3,9% (3/77)	-
<i>Pseudomonas spp.</i>	-	-	-	7,6% (1/13)	5,1% (4/77)	-
<i>Proteus vulgaris</i>	-	6,6% (3/45)	-	-	2,5% (2/77)	-
<i>Edwardsiella tarda</i>	-	2,2% (1/45)	33,3% (1/3)	-	1,3% (1/77)	3,1% (1/32)
<i>Alcaligenes spp.</i>	-	2,2% (1/45)	-	-	-	-
Enterobactérias não identificadas	20% (1/5)	24,5% (11/45)	-	30,7% (4/13)	29,8% (23/77)	-

Legenda. 1 - *C. obsoletus*; 2 - *C. parvirostris*; 3 - *C. tataupa*; 4 - *C. undulatus*; 5 - *R. rufescens*; 6 - *T. solitarius*.

Nota: (-) Não houve isolamento.

As bactérias isoladas com suas respectivas percentagens de isolamentos nas aves avaliadas foram: *Escherichia coli* 45,3% (180/397), *Proteus mirabilis* 11,5% (46/397), *Citrobacter* spp. 4,7% (19/397), *Pseudomonas aeruginosa* 4,2% (17/397), *Klebsiella* spp. 3,5% (14/397), *Enterobacter* spp. 3,5% (14/397), *Proteus vulgaris* 1,7% (7/397), *Proteus* (H₂S -) 1,7% (7/397), *Edwardsiella tarda* 1,5% (6/397), *Pseudomonas* spp. 1,2% (5/397), *Alcaligenes* spp. 0,5% (2/397) e *Serratia* spp. 0,2% (1/397). As enterobactérias não identificadas 19,8% (79/397) neste estudo foram isoladas e serão caracterizadas por sistema automatizado Vitek® (bioMérieux).

E. coli foi a enterobactéria mais frequentemente isolada em todas as espécies avaliadas, com exceção do inhambu chintã (*C. tataupa*). Assim como ocorreu no presente estudo, *E. coli* também foi a bactéria mais isolada em diferentes espécies de aves silvestres no Reino Unido (D'aloia et al., 1996). A *E. coli* é comumente isolada no trato digestório de aves sob condições normais (Barnes et al., 2003).

Os resultados de maior isolamento de *E. coli* (45,3%) do total de aves amostradas no presente estudo são similares aos resultados obtidos por Hidasi (2010). A autora também obteve maior isolamento de *E. coli* (33,87%) em um total de 508 isolados bacterianos de excretas colhidas de 300 psitacídeos provenientes de apreensão do tráfico. A autora relata, também, a ocorrência de outras enterobactérias, inclusive daquelas isoladas neste trabalho, como: *Enterobacter* spp., *Klebsiella* spp., *Citrobacter* spp., *Proteus vulgaris* e *Serratia* spp.

Neste estudo, o maior isolamento de *E. coli* (58,5%) em cracídeos foi similar aos resultados encontrados por Santos (2008), que de uma amostragem de 51 swabs cloacais de cracídeos obteve 93 isolados bacterianos, sendo que a *E. coli* (38,7%) foi a bactéria mais isolada, seguida do gênero *Staphylococcus* spp. O autor relata em seu trabalho que também pesquisou *Salmonella* spp., sem sucesso.

O conhecimento da microbiota intestinal de animais silvestres é de grande importância para verificar a ocorrência de agentes causadores de doenças entéricas (Gilliver et al., 1999), além de conhecer o perfil de enterobactérias presentes nestes animais.

4.7 Identificação de ectoparasitos

Dos cracídeos e tinamídeos avaliados, 46,6% (105/225) apresentaram ectoparasitos, sendo 50% (65/130) dos cracídeos e 42,1% (40/95) dos tinamídeos, pela técnica de inspeção e coleta manual dos ectoparasitos.

Em três mutuns do sudeste (*C. blumenbachii*) foram encontrados malófagos do gênero *Menacanthus* spp. e, em 21, ácaros do gênero *Megninia* spp. Em 13 mutuns de penacho (*C. fasciolata*), 27 jacutingas (*A. jacutinga*) e um jacuaçu (*P. obscura*) foram encontrados ácaros. Os mutuns de penacho e jacuaçu apresentavam parasitismo por *Megninia* spp (Figura 6 e 7). Onze jacutingas apresentavam parasitismo por *Megninia* spp. e por *Ornithonyssus* spp., e dezesseis por *Megninia* spp. Como neste trabalho, apesar da não identificação da espécie, *Megninia ginglymura* já foi descrito em kujubi (*Pipile pipile*) por Ménier et al. (2007).

No presente trabalho malófagos foram encontrados apenas em mutuns do sudeste, entretanto os cracídeos podem ser parasitados por outras espécies de malófagos: *Amyrsidea purpurascens*, *Menacanthus chaparensis* e *Labicotes guttatus* em jacupemba (*Penelope superciliaris*), *Labicotes. guttatus* em mutum de penacho e *Oxylipeurus* spp. em

jacutinga (Valim et al., 2005a). A espécie de malófago *Amyrsidea rogersi* também foi descrita em mutum de penacho (*C. fasciolata*) (Scharf e Emerson, 1984). No Parque Zoológico de Houston (Texas - EUA), malófagos e ácaros também foram encontrados em cracídeos (Tocidlowski, 2007).



Figura 6. *Megninia* spp. na pena de um mutum de penacho (*C. fasciolata*).



Figura 7. *Megninia* spp. visualizado a microscopia óptica em 400X.

A espécie *Strongylocotes lipogonus* (Figura 8, 9 e 10) foi encontrada em todas as quarenta perdizes (*R. rufescens*) avaliadas, porém, em quatorze perdizes, mais quatro espécies de malófagos: *Heptapsogaster latithorax* (Figura 11 e 12), *H. sexpunctatus* (Figura 13 e 14), *H. sexsetosus* (Figura 15 e 16) e *H. rotundatus* (Figura 17 e 18) foram encontradas. Todos estes malófagos já foram citados como parasitos de perdizes (Price et al., 2003). O malófago *Menacanthus arctifasciatus* também já foi citado em perdiz (*R. rufescens*) por Price et al. (2003), mas não foi detectado neste estudo. A infestação de várias espécies de malófagos em um mesmo tinamídeo também foi descrita em um inhambuquaçu (*C. obsoletus*) junto com a presença de doze espécies de malófagos,

e em inhambu de cabeça vermelha (*T. major*) junto com quinze espécies de malófagos, mostrando ser algo comum entre os tinamídeos a grande diversidade desses insetos, o que não acontece em outros grupos de aves (Clay, 1945). No município de Petrópolis, Rio de Janeiro, Valim et al. (2005b) descreveram também o parasitismo de malófagos das espécies *Strongylocotes complantus*, *Megapeostus petersi*, *Heptapsogaster mandibularis*, *Discocorpus microgenitalis* e *Kelloggia ribeiroi* em apenas um inhambuquaçu (*C. obsoletus*). *Megninia* spp. foi encontrada em quatorze perdizes. Os malófagos, juntamente com ácaros plumícolas, são os agentes parasitários mais comuns em aves silvestres (Freitas et al., 2002a).



Figura 8. *Strongylocotes lipogonus* na pena de uma perdiz (*R. rufescens*).



Figura 9. Macho de *Strongylocotes lipogonus* oriundo de perdiz (*R. rufescens*) (100X).



Figura 10. Fêmea de *Strongylocotes lipogonus* oriunda de perdiz (*R. rufescens*) (100X).



Figura 11. Macho de *Heptapsogaster latithorax* oriundo de perdiz (*R. rufescens*) (100X).



Figura 12. Fêmea de *Heptapsogaster latithorax* oriunda de perdiz (*R. rufescens*) (100X).



Figura 13. Macho de *Heptapsogaster sexpunctatu* oriundo de perdiz (*R. rufescens*) (100X).



Figura 14. Fêmea de *Heptapsogaster sexpunctatu* oriunda de perdiz (*R. rufescens*) (100X).



Figura 15. Macho de *Heptapsogaster sexsetosus* oriundo de perdiz (*R. rufescens*) (100X).



Figura 16. Fêmea de *Heptapsogaster sexsetosus* oriunda de perdiz (*R. rufescens*) (100X).



Figura 17. Macho de *Heptapsogaster rotundatus* oriundo de perdiz (*R. rufescens*) (100X).



Figura 18. Fêmea de *Heptapsogaster rotundatus* oriunda de perdiz (*R. rufescens*) (100X).

Não foram encontrados ectoparasitos nas outras espécies de tinamídeos avaliados neste estudo, contudo um grande número de espécies de malófagos já foi descrito como parasitos de tinamídeos (Price et al., 2003).

As metodologias de inspeção visual e exame clínico realizadas nas aves do presente estudo podem não ter detectado corretamente a presença de ectoparasitos. É necessária a aplicação de um pesticida, como Fipronil, dentre outros, na ave, e mantê-la em uma gaiola forrada com uma folha branca em uma bandeja coletora durante 15 - 20 minutos e coletar os ectoparasitos que caem da ave, para uma melhor avaliação.

Amostragens rotineiras de malófagos e ácaros em aves apreendidas ou cativas poderão favorecer o conhecimento da diversidade dos ectoparasitos no Brasil, em função da dificuldade de captura de material na natureza (Valim et al., 2005a).

4.8 Exames coproparasitológicos

No exame coproparasitológico de flutuação e de microscopia direta em preparação úmida (solução fisiológica) de lâmina e lamínula observou-se uma ocorrência de endoparasitismo de 37,3% (84/225) no total das aves avaliadas, sendo 16,1% (21/130) em cracídeos e 66,3% (63/95) em tinamídeos (Tabela 13). Em alguns casos, havia parasitismo por mais de uma espécie de endoparasito.

Em 24% (54/225) das aves avaliadas foram encontrados ovos de *Capillaria* spp.. Em 17,7% (40/225), sendo todas elas perdizes (*R. rufescens*), foram encontrados oocistos de *Eimeria ryncothi*. Ovos de *Strongyloides* spp. foram encontrados em 16% (36/225) das aves deste estudo. Em 4,8% (11/225) foram encontrados ovos de *Ascaridia* spp. Cistos de *Blastocystis* spp. foram encontrados nas excretas de 1,3% (3/225) das aves, e oocistos de coccídeos não esporulados foram encontrados em 1,3% (3/225) das aves (Tabela 14).

Nas excretas de dois mutuns do sudeste (*C. blumenbachii*) foram encontrados oocistos de *Coccidia* não esporulados (Figura 19A) e ovos de *Capillaria* spp. (Figura 19B). Em três mutuns de penacho (*C. fasciolata*) foram encontrados ovos de *Strongyloides* spp. (Figura 19C). Nas excretas de dez jacutingas (*A. jacutinga*) foram encontrados ovos de *Ascaridia* spp. (Figura 19D), *Capillaria* spp. e *Strongyloides* spp.; em três jacutingas, foram encontrados ovos de *Strongyloides* spp. e, em duas jacutingas, cistos de *Blastocystis* spp. Em um jacuaçu (*P. obscura*) foi encontrado *Blastocystis* spp. (Tabela 15).

Tabela 13. Ocorrência de endoparasitos em cracídeos e tinamídeos mantidos em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).

Ocorrência de endoparasitos	Cracídeos	Tinamídeos	Total das aves avaliadas
Percentagem de infecção	16,1% (21/130)	66,3% (63/95)	37,3% (84/225)

Tabela 14. Endoparasitos encontrados nos cracídeos e tinamídeos mantidos em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).

Endoparasito	Percentagem de aves parasitadas
<i>Capillaria</i> spp.	24% (54/225)
<i>Eimeria rhynchoti</i>	17,7% (40/225)
<i>Strongyloides</i> spp.	16% (36/225)
<i>Ascaridia</i> spp.	4,8% (11/225)
<i>Blastocystis</i> spp.	1,3% (3/225)
Oocisto de coccídeos	1,3% (3/225)

Tabela 15. Percentagens de cracídeos parasitados por espécie de endoparasito encontrado, em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).

Endoparasito	Percentagem de cracídeos parasitados
<i>Strongyloides</i> spp.	12,3% (16/130)
<i>Capillaria</i> spp.	9,2% (12/130)
<i>Ascaridia</i> spp.	7,6% (10/130)
<i>Blastocystis</i> spp.	2,3% (3/130)
Oocisto de coccídeos	1,5% (2/130)

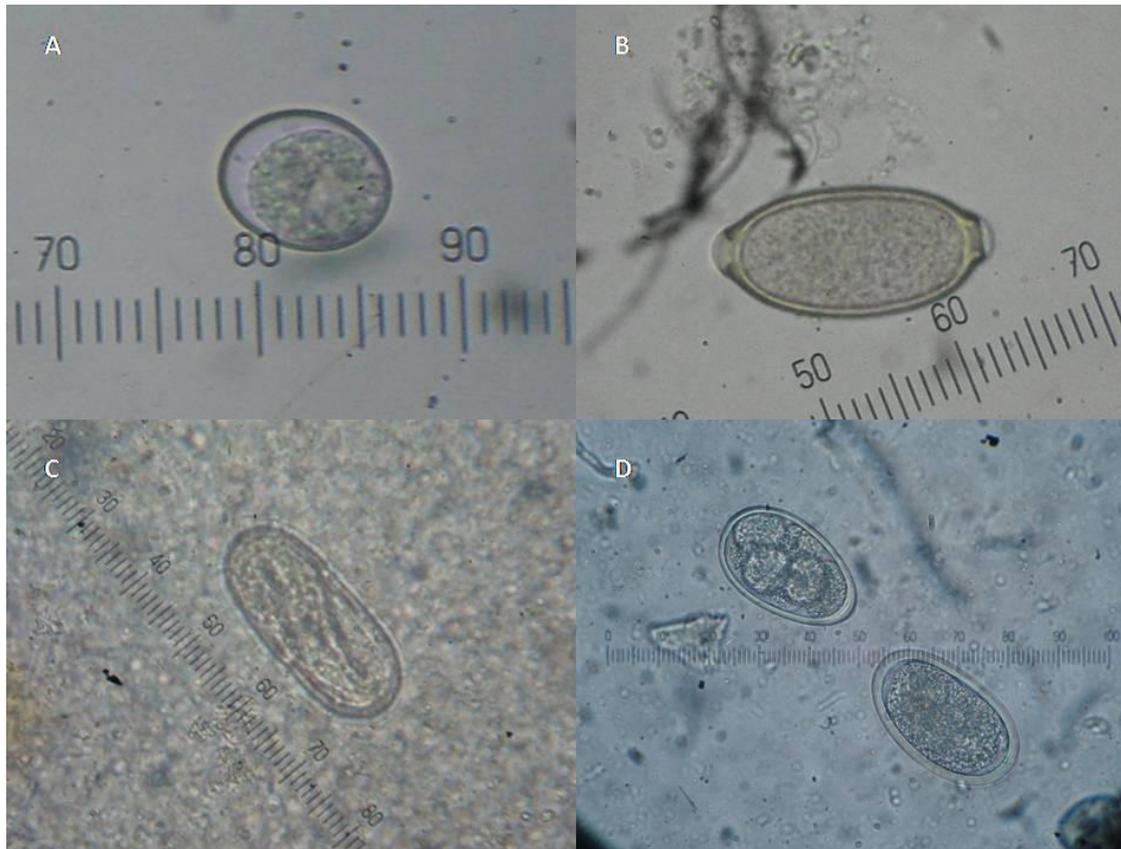


Figura 19. A. Oocisto não esporulado de coccídeo visualizado nas excretas de mutum do sudeste (*C. blumenbachii*); B. Ovo de *Capillaria* spp. nas excretas de mutum do sudeste (*C. blumenbachii*); C. Ovo de *Strongyloides* spp. nas excretas de mutum de penacho (*C. fasciolata*); D. Ovos de *Ascaridia* spp. nas excretas de jacutinga (*A. jacutinga*), visualização em microscopia óptica (400X).

Diferentemente dos resultados deste estudo, cracídeos cativos do estado de Pernambuco tiveram 50,9% de parasitismo por helmintos e protozoários, como *Capillaria* spp., *Ascaridia* spp., *Trichostrongylus* spp., *Dispharynx* spp., *Strongyloides* spp., Spiruroidea, *Entamoeba coli* e coccídeos (Freitas et al., 2002), e, em outro trabalho

no mesmo estado (Cunha et al., 2008), 36,9% cracídeos cativos apresentaram parasitismo por helmintos e protozoários, como *Strongyloides* spp., *Ascaridia* spp., *Capillaria* spp., ovos da família Strongyloidea e cistos de *Entamoeba coli* (Tabela 16).

Tabela 16. Comparação do endoparasitismo em cracídeos cativos em diferentes estudos.

Autores	FREITAS et al. 2002b	CUNHA et al. 2008	Presente estudo
Endoparasitismo em cracídeos	50,9%	36,9%	16,1%

O maior parasitismo nos dois estudos em cracídeos citados anteriormente foi devido à realização de exames seriados, aumentando as chances de se encontrar ovos, oocistos e cisto de parasitos nas excretas, e uma possível ausência de vermifugação das aves estudadas. É importante ressaltar que no presente estudo foi feita apenas uma coleta de amostra, e os cracídeos foram vermifugados preventivamente, dentro de um programa de vermifugação periódica nos criatórios, inclusive a utilização de ração com produtos anti-coccidianos, reduzindo-se assim as possibilidades de encontrar ovos, oocistos e cistos nas excretas. Similarmente, Tociłowski (2007) relatou um índice baixo de infecções por endoparasitos em cracídeos, no Parque Zoológico de Houston (Texas - EUA), sendo os endoparasitos encontrados ascarídeos, *Capillaria* spp. (Trichuroidea), *Strongylus* spp., *Strongyloides* spp., *Heterakis* spp. e coccídeos. A autora relatou que as infestações por endoparasitos responderam bem aos anti-helmínticos.

No presente estudo foram encontrados oocistos não esporulados de coccídeo em dois mutuns do sudeste (*C. blumenbachi*) e, após tratamento com dicromato de potássio ($K_2Cr_2O_7$), não foi possível obter esporulação que permitisse a identificação da espécie de coccídeo envolvido, sendo que na literatura *Eimeria mutum* foi descrita em mutum de penacho (*C. fasciolata*) por Grecchi (1939).

Nos *pools* de excretas de perdizes (*R. rufescens*) foram identificados ovos de *Capillaria* spp. e oocistos não esporulados de coccídeo. A maioria das perdizes apresentava diarreia de coloração vermelha escura e odor fétido. Este parasitismo nas perdizes está provavelmente associado com o confinamento das aves em piso de terra e grama, criando boas condições para sobrevivência de ovos, oocistos e formas larvares dos parasitos e de seus hospedeiros intermediários. As excretas coletadas foram armazenadas em dicromato de potássio ($K_2Cr_2O_7$) para esporulação, sendo observados, após 48 horas em microscopia óptica, oocistos típicos de *Eimeria* spp. Foram realizadas as mensurações de 25 oocistos esporulados de acordo com as técnicas de Duszynski e Wilber (1997) para a identificação de Eimeriidae. Os oocistos foram esféricos a elípticos com dimensões 23,01 X 21,21 (20,4 - 25,5 X 17,85 - 22,95) μm , relação comprimento/largura de 1,08, e não apresentavam micrópila, capuz polar e resíduo de oocisto. A parede do oocisto foi dupla com largura de 2,36 (2,04 - 2,55) μm . Os esporocistos foram elipsóides a alongados com 15,09 X 9,48 (12,75 - 17,85 X 7,65 - 12,75) μm , com relação comprimento/largura de 1,59 e presença de corpo de stidea e substidea.

Os esporocistos apresentavam dois esporozoítos e resíduo de esporocisto constituído de pequenas granulações esféricas. Os esporozoítos foram contrários e possuíam corpos refrateis de fácil visualização. As medidas (Tabela 17) e características descritas foram compatíveis com a *Eimeria rhynchoti* (Figura 20), descrita por Reis e Nobrega (1936) e redescrita por Freitas et al. (2006) em perdizes (*R. rufescens*), sendo que os animais acometidos, principalmente os mais jovens, apresentavam sinais de apatia e diarreia com fezes fétidas, concordando com os achados de diarreia escura e fétida encontrados nas perdizes do presente estudo.

Tabela 17. Morfometria comparada dos oocistos esporulados de *Eimeria rhynchoti* entre os estudos com perdizes (*R. rufescens*) no Brasil.

Autores	Oocisto	Esporocisto	Parede do oocisto
Reis e Nobrega (1936)	19,3 – 29,7 X 17,0 – 25,5 μm	13,7 X 7,9 μm	-
Freitas et al. (2006)	23,01 X 21,0 μm	15,03 X 8,08 μm	2,2 μm
Presente estudo	23,01 X 21,21 μm	15,09 X 9,48 μm	2,36 μm



Figura 20. Oocisto esporulado de *Eimeria rhynchoti* oriundo de perdiz (*R. rufescens*) (400X).

Em necropsia de 15 perdizes (*R. rufescens*) criadas em cativeiro na cidade de Jaboticabal, São Paulo, Mapeli et al. (2003) constataram uma presença maior de helmintos do que no presente estudo, com duas espécies de nematódeos, *Subulura olympioi*, *Capillaria penidoi* e uma de trematódeo, a *Paratanaisia confusa*, com prevalências de 26%, 100% e 33%, respectivamente.

Nas excretas de todos os macucos (*T. solitarius*) foram identificados ovos de *Strongyloides* spp. *Strongyloides oswaldoi* foi descrito em jaós (*C. undulatus*),

oriundos de vida livre da região de Mato Grosso do Sul (Mapeli et al., 2005). Ovos de *Capillaria* spp. foram encontrados nas excretas de dois jaós. *Capillaria rudolphii* e *Capillaria crypturi* foram diagnosticadas no trato gastrointestinal de macucos (Freitas, 1934). Mapeli et al. (2005) coletaram helmintos dos sistemas digestórios e sacos aéreos de 15 jaós adultos e de vida livre encontrando uma quantidade maior de helmintos do que no presente estudo, sendo distribuídos em nove espécies: *Ornithostrongylus almeidai*, *Strongyloides oswaldoi*, *Subulura strongylina*, *Heterakis alata*, *Heterakis valvata*, *Odontoterakis multidentata*, *Tetracheilonema quadrilabiatum*, *Cyrnea apterycis* e *Procyrnea buckleyi*. Oocistos não

esporulados de coccídeo e ovos de *Ascaridia* spp. foram encontrados nas fezes de um inhambu chororó (*C. parvirostris*), sendo que *Eimeria crypturelli* já foi descrita em tururim (*C. soui*) na região amazônica por Lainson (1994). Em um inhambu chororó (*C. parvirostris*) de vida livre, foram identificados um maior número de helmintos: *Subulura olympioi*,

S. strongylina, *Strongyloides avium*, *Lutzinema lutzi*, *Heterakis gallinarum* e *Procyrnea crypturi* n. sp (Mapeli et al., 2005). Em inhambu chintã (*C. tataupa*) e inhambu guaçu (*C. obsoletus*) não foram encontrados endoparasitos. Na Tabela 18 são apresentadas as percentagens de tinamídeos parasitados por espécie de endoparasito encontrado.

Tabela 18. Percentagens de tinamídeos parasitados por espécie de endoparasito encontrado, em cativeiro no estado de Minas Gerais (2008 a 2009).

Endoparasito	Percentagem de tinamídeos parasitados
<i>Capillaria</i> spp.	44,2% (42/95)
<i>Eimeria rhynchoti</i>	42,1% (40/95)
<i>Strongyloides</i> spp.	21% (20/95)
<i>Ascaridia</i> spp.	1% (1/95)
Oocistos de coccídeos	1% (1/95)

O parasitismo por helmintos e protozoários pode causar desde infecções subclínicas até a morte da ave (Freitas et al., 2002b). À necropsia, neste estudo, um mutum do sudeste (*C. blumenbachii*) tinha capilarirose intensa; em uma perdiz (*R. rufescens*) foram encontrados ovos de *Capillaria* spp. e oocistos de *Eimeria rhynchoti*, no raspado de conteúdo intestinal. As alças duodenais estavam hemorrágicas e espessadas, lesões que podem ser provocadas pelos parasitos descritos e condizentes com as lesões descritas por Mapeli et al. (2003) em perdizes (*R. rufescens*); um jaó (*C. undulatus*) apresentou alto parasitismo por *Capillaria* spp.; e um inhambu chororó (*C. parvirostris*) tinha oocistos não esporulados de coccídeo e ovos de *Ascaridia* spp no conteúdo intestinal.

As infecções por endoparasitos são comuns em aves e ocorrem, principalmente, em condições de cativeiro e com alta densidade populacional. As helmintoses tornam-se importantes para as criações cativas, pois possibilitam surtos com elevada mortalidade, devido à superpopulação, ao estresse, à ausência de quarentena e nutrição inadequada das aves (Mapeli et al., 2003).

4.9 Outras afecções encontradas em cracídeos e tinamídeos

4.9.1 Traumas

Foram realizados exames radiográficos de dois jacuaçu (*P. obscura*) com fraturas nos membros inferiores.

Em um jacuaçu observou-se fratura completa metafisária oblíqua tarsometársica no membro esquerdo (Figura 21), e no membro direito fratura completa cominutiva tarsometatársica, sugestivas de trauma de alta energia cinética.

No outro jacuaçu observou-se fratura múltipla de tibiotalarso com duas linhas de fratura dividindo o osso em três terços, a linha de fratura proximal era helicoidal e a linha de fratura distal cominutiva, sugestivas também de trauma de alto impacto cinético (Figura 22).

Os dois jacuaçu que apresentavam fraturas vieram a óbito e as necropsias foram realizadas. As aves apresentavam fraturas expostas e morreram devido, provavelmente, a um processo septicêmico.

Quatro perdizes (*R. rufescens*) apresentaram fratura de rinoteca (Figura 23A), uma perdiz apresentou fratura exposta no ramo da mandíbula (Figura 23B), três perdizes possuíam lesões oculares, decorrentes de trauma (Figura 23C). Um macho de inhambuçu (*C. obsoletus*) apresentou lesão ocular grave com indicativos de infecção (exsudato) (Figura 23D), devido à briga com a fêmea.

Um inhambu chororó (*C. parvirostris*) apresentou lesão anquilosante na pata esquerda (Figura 23E) e outro inhambu chororó uma lesão lacerada na pata direita (Figura 23F).

Os tinamídeos são bastante propensos a lesões decorrentes de traumas mecânicos devido seu comportamento explosivo de fuga e, também, pela pouca habilidade de voo, com colisões comuns em paredes, muros, cercas, poleiros, troncos e outras estruturas. O voo é um comportamento de defesa reservado para situações extremas e que na maioria das vezes acaba sendo desastroso (Dislich, 2007).

Os traumas ocorrem com muita frequência em tinamídeos e podem variar muito em intensidade, desde pequenos cortes e escoriações até fraturas, concussões e mortes instantâneas. Agressões intra e interespecíficas são relativamente comuns em tinamídeos, especialmente próximas da época de reprodução. Os tinamídeos agredidos sofrem, normalmente, lesões na região parietal, occipital, cervical e na região do uropígio (Dislich, 2007).

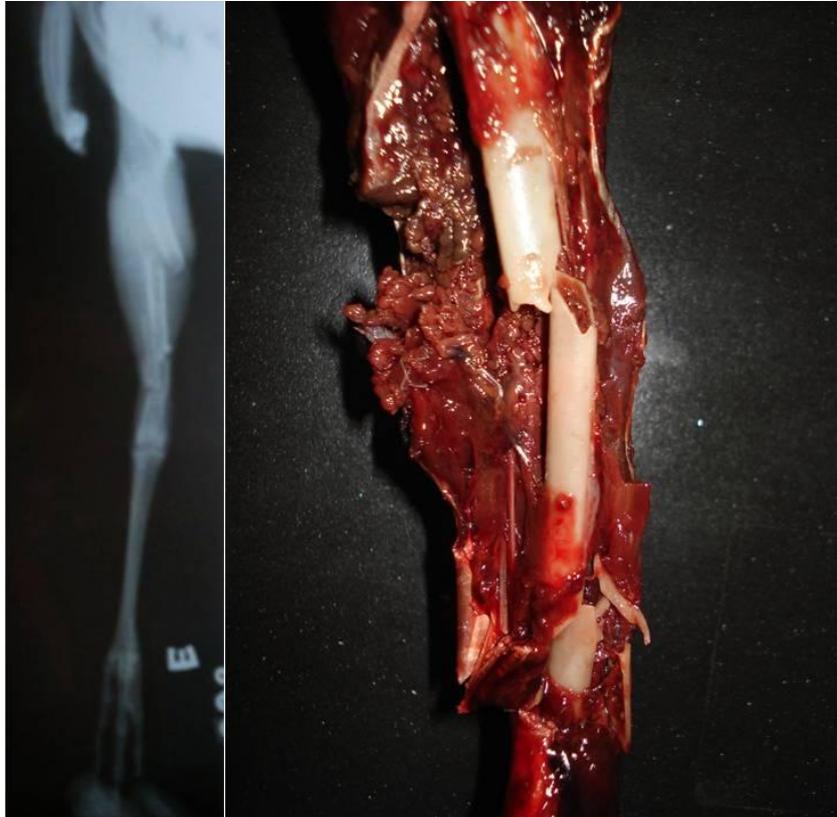


Figura 21. Exame radiográfico e necropsia de um jacuçu (*P. obscura*) com fratura completa metafisária oblíqua tarsometársica no membro esquerdo.



Figura 22. Necropsia e exame radiográfico de jacuçu (*P. obscura*) com fratura múltipla de tibiotarso com duas linhas de fratura dividindo o osso em três terços.



Figura 23. A. Perdiz (*R. rufescens*) com fratura de rinoteca. B. Perdiz com fratura exposta no ramo da mandíbula. C. Perdiz com lesão ocular. Figura D. Inhambuguaçu (*C. obsoletus*) com lesão ocular grave contaminada. E. Inhambu chororó (*C. parvirostris*) com lesão anquilosante na pata esquerda. F. Inhambu chororó uma lesão lacerada na pata direita.

As afecções traumáticas são as injúrias musculoesqueléticas mais encontradas em aves (Quesenberry, 1997; Roush, 1984). Traumas no sistema musculoesquelético comumente resultam em fraturas e luxações, além de injúrias a músculos, tegumento (pele e penas) (Roush, 1984). Outros traumas podem causar injúrias aos olhos e cavidade oral. As causas são várias, como: colisões com veículos em movimento, brigas entre animais, autotraumatismo e relutância à contenção (Ritchie, 1994). As fraturas são as anormalidades musculoesqueléticas mais comuns (Evans, 1996), sendo as de ossos longos das asas e dos membros pélvicos as maiores causas de atendimento às aves (Mccartney, 1994). Fraturas de bico são muito comuns, particularmente nas espécies dotadas de bico grande e longo (Ritchie, 1994).

4.9.2 Megabacteriose

Em um jacuaçu (*P. obscura*) foi diagnosticada a presença de *Macrorhabdus ornithogaster* no proventrículo e moela, sem lesões erosivas ou ulcerativas associadas. A levedura foi visualizada em impressões de mucosa do proventrículo, e moela em lâminas observadas à microscopia óptica. Na necropsia de um jaó (*C. undulatus*) foi encontrada, em impressões de proventrículo em lâminas visualizadas a microscopia óptica, a levedura *M. ornithogaster* (Figura 24). Megabacteriose também foi diagnosticada em diversas espécies de aves, incluindo Galliformes, em Minas Gerais associada à doença crônica caquetizante, e úlceras no proventrículo e na moela (Martins et al., 2006). É importante ressaltar que estes são os primeiros relatos da ocorrência de *M. ornithogaster* em jacuaçu e em jaó.

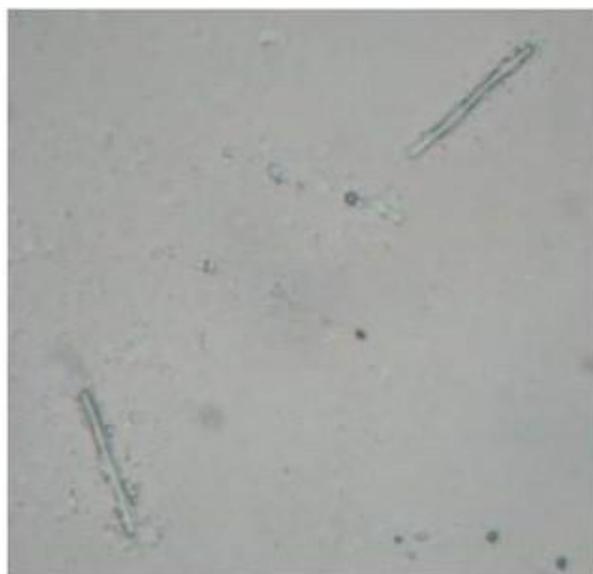


Figura 24. *Macrorhabdus ornithogaster* visualizada em impressão da mucosa de proventrículo de jaó (*C. undulatus*) (400X).

4.9.3 Aspergilose pulmonar e impactação gástrica em inhambu chororó

Dois inhambus chororós (*C. parvirostris*) vieram a óbito. Um apresentava impactação gástrica com presença acentuada de pedras na moela. Aves perturbadas ou frustradas, ou ainda sem fornecimento de alimentação, tendem a ingerir materiais estranhos, que podem se acumular no papo, proventrículo e moela, levando a quadros de impactação (Huchzermeyer, 2000). A outra ave apresentava lesão pulmonar que, à microscopia, apontou hifas características de *Aspergillus* spp.

4.9.4 Leucose aviária em mutum do sudeste

Um mutum do sudeste (*C. blumenbachii*) foi submetido à avaliação clínica. A ave estava apática, em decúbito esternal, (Figura 25A) com penas arrepiadas, dispnéia, mucosas ocular, oral e cloacal hipocoradas, distensão abdominal e diarreia. Foi realizado hemograma completo da ave. Os valores do hemograma da ave e a comparação com outras espécies de cracídeos estão apresentados na tabela a seguir (Tabela 19):

Tabela 19. Valores médios de hemogramas de cracídeos.

Parâmetros	<i>C. fasciolata</i> (Teare, 2002)	<i>C. globulosa</i> (Teare, 2002)	<i>C. blumenbachii</i> avaliado
Hemoglobina (g/dl)	13,6	15,3	2,1
Hematócrito (%)	36,8	43,4	9
Hemácias (/mm ³)	2.720.000	3.170.000	620.000
Leucócitos (/mm ³)	10.020	21.120	1.053.000
Linfócitos (/mm ³)	4.009	13.720	1.053.000
Heterófilos (/mm ³)	2.790	4.999	0
Monócitos (/mm ³)	841	1.281	0
Basófilos (/mm ³)	775	912	0

Os valores de hemoglobina, hematócrito e de contagem de hemácias do mutum do sudeste avaliado foram muito inferiores aos descritos na literatura para outras espécies de cracídeos, e, os valores de contagem de células da linhagem branca e de linfócitos, foram muito superiores aos valores descritos na literatura.

O mutum do sudeste avaliado apresentou anemia associada à leucocitose com linfocitose. As hemácias apresentavam-se hipocrômicas, não foram observados trombócitos e havia predominância de linfócitos isomórficos (Figura 25B). A realização do hemograma auxilia no diagnóstico da leucose. Os animais afetados

apresentam acentuada leucocitose com linfocitose (Campbell, 1986), achados compatíveis com o mutum do sudeste avaliado.

A ave veio a óbito dois dias após seu exame clínico. Os achados de necropsia foram:

- Coração aumentado de volume, com epicárdio esbranquiçado e irregular (Figura 26D);
- Pulmões com áreas de palidez;
- Opacidade de sacos aéreos;
- Presença de nódulos de coloração branca, com 1-2 cm de diâmetro, de consistência firme à palpação na cavidade celomática próximos ao coração, pulmão, tireóide, moela, intestinos, fígado, rins, costelas e na região do pescoço (Figura 26A);
- Fígado com coloração acastanhada com focos enegrecidos e esbranquiçados, aumentado de volume e friável (Figura 26B);
- Baço pálido e aumentado de volume;
- Alças intestinais espessas, aumentadas de volume e congestionadas, com presença de ovos de *Capillaria* sp. e oocistos não esporulados de coccídeos no conteúdo intestinal visualizado à microscopia óptica.
- Rins aumentados de volume e pálidos;
- Medula óssea muito pálida e aumentada de volume (Figura 26C);

Histologicamente foi observada grande quantidade de linfócitos neoplásicos no baço, coração, rim e fígado (figura 26E). Esses linfócitos apresentavam-se com núcleos arredondados com cromatina densa e limites citoplasmáticos indistintos. O

pleomorfismo foi discreto com moderado índice mitótico sendo algumas figuras de mitose atípicas. Os nódulos encontrados na cavidade celomática foram constituídos por linfócitos neoplásicos com características semelhantes às células encontradas nos órgãos. A medula óssea apresentava grande quantidade de linfócitos neoplásicos, sendo que as células de outras linhagens foram praticamente inexistentes.

Com base nos achados clínicos e anatomopatológicos foi firmado o diagnóstico de leucose aviária do tipo linfóide.

Em galinhas com leucose linfóide, o fígado geralmente apresenta-se aumentado, com infiltração por linfoblastos isomórficos demonstráveis por histopatologia. As células neoplásicas são morfológicamente classificadas como linfócitos grandes ou linfoblastos (Payne, 1996). Todos estes achados são compatíveis aos encontrados no mutum avaliado.

Em aves silvestres, casos de leucose linfóide já foram descritos nos galiformes, nos columbiformes, nos psitacíformes, nos ciconiiformes, nos passeriformes entre outras ordens (Nobel, 1972; Palmer e Stauber, 1981; Wadsworth et al., 1981; Loupal, 1984).

No Parque Zoológico de Houston (Texas - EUA), Tociłowski (2007) relata, também, em diversos cracídeos necropsiados, lesões indicativas de leucose linfóide, linfoma e reticuloendoteliose.



Figura 25. A. Mutum do sudeste (*C. blumenbachii*) apático, em decúbito esternal. B. Esfregaço sanguíneo com hemácias hipocrômicas, e predominância de linfócitos isomórficos.

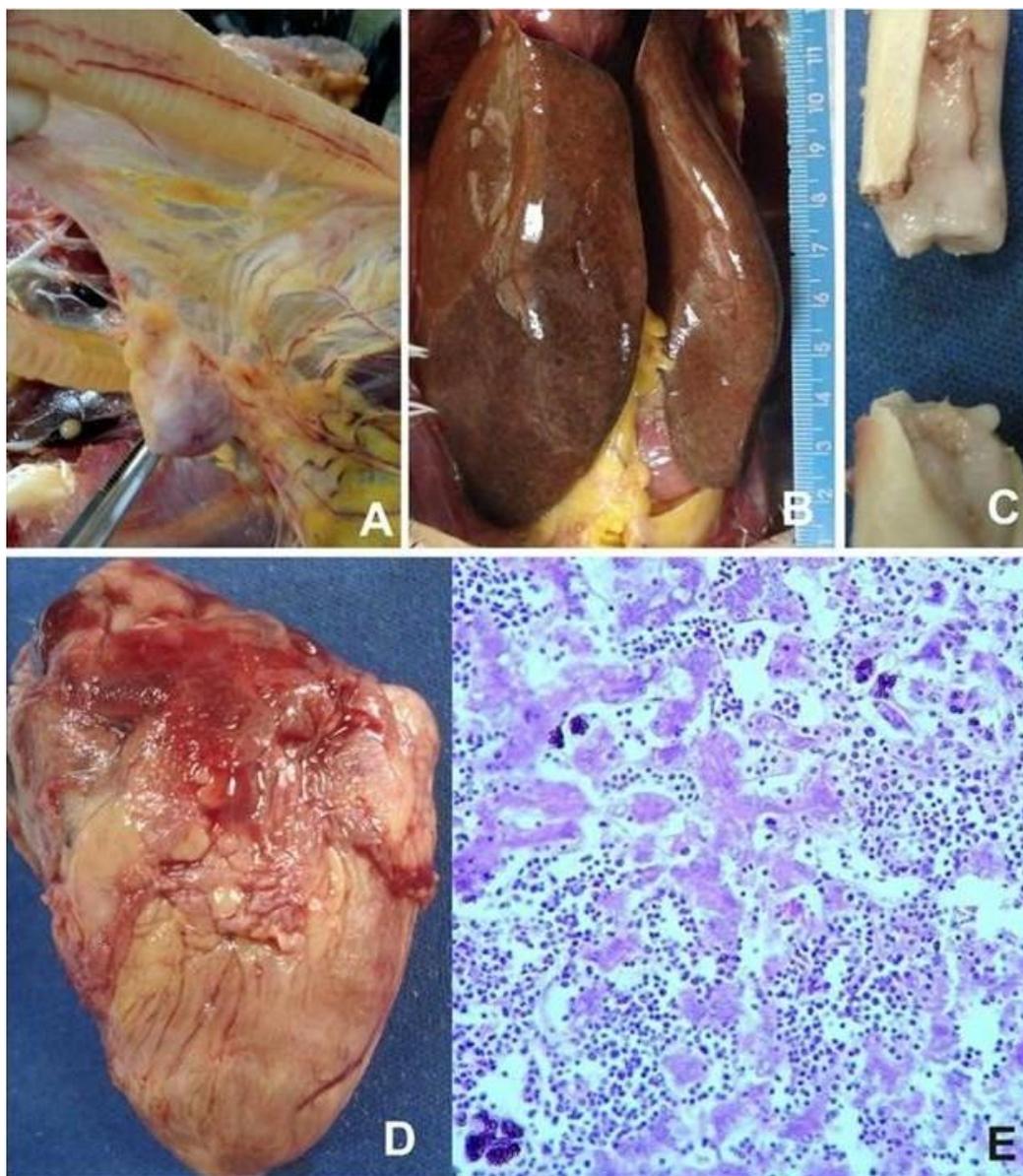


Figura 26. A. Nódulo na região do pescoço da ave. B. Fígado com coloração acastanhada com focos enegrecidos e esbranquiçados, aumentado de volume. C. Medula óssea muito pálida e aumentada de volume. D. Coração aumentado de volume, com epicárdio esbranquiçado e irregular. E. Histopatologia o fígado com infiltrado de células neoplásicas linfocíticas isomórficas por entre cordões de hepatócitos.

4.9.5 Panoftalmite e opacidade da córnea e do cristalino

Dois mutuns de penacho (*C. fasciolata*) (Figura 27A), dois mutuns do sudeste (*C. blumenbachii*) (Figura 27B), uma jacutinga (*A. jacutinga*) (Figura 27C) e uma perdiz (*R. rufescens*) (Figura 27D) apresentaram panoftalmite e opacidade de córnea e do cristalino unilateral. Um mutun de penacho apresentou panoftalmite e opacidade de córnea bilateral.

As causas mais comuns de panoftalmite em aves são septicemias, particularmente nas primeiras semanas de vida, por bactérias como *Salmonella* spp., *Pseudomonas* spp. e *E. coli* e fungos como *Aspergillus* spp. A colisepticemia ocorre mais frequentemente em aves jovens, por exemplo, em galinhas com 4 a 9 semanas de idade. A porta de entrada mais frequente da *E. coli* é o trato respiratório superior, ocorrendo a colonização respiratória superficial e profunda, com multiplicação na traquéia, e disseminação para os sacos aéreos e tecidos adjacentes. As principais lesões são traqueíte, aerossaculite, pericardite e perihepatite. As aves que sobrevivem ao quadro colisepticêmico podem apresentar salpingite, panoftalmite, meningoencefalite, celulite, osteomielite e sinovite, esplenomegalia, fígado com coloração esverdeada e descolorido e congestão do tecido muscular (Barnes et al., 2003).

Tendo em vista a diversidade de espécies afetadas por afecções oculares, torna-se relevante e necessário o planejamento de mais estudos em nosso laboratório, com vistas à determinação da etiopatogenia, para serem postuladas e estabelecidas as medidas corretas de prevenção.



Figura 27. Panoftalmite e opacidade da córnea e do cristalino observados em mutun de penacho (A), mutun do sudeste (B), jacutinga (C) e perdiz (D).

5. CONCLUSÕES

Entre os cracídeos, alguns indivíduos de um único criatório apresentaram altos títulos de anticorpos IH anti-APMV-1, resultado sugestivo de exposição ao vírus.

Alguns cracídeos e tinamídeos de três criatórios foram positivos à detecção de anticorpos anti-IBDV por ELISA, sugerindo exposição prévia ao vírus.

Apesar de haver reatividade significativa dos cracídeos e tinamídeos ao teste de triagem (SAR) para Puloose, não foi confirmada a infecção por cultivo bacteriano e, apenas um cracídeo (mutum do sudeste – *C. blumenbachii*), foi confirmado como positivo na soroaclutinação lenta em tubo. À sorologia de triagem (SAR) para o *Mycoplasma gallisepticum*, ocorreu reatividade significativa nos cracídeos, mas não nos tinamídeos, e ao teste confirmatório (IH) nenhuma ave foi positiva. As diferenças de resultados entre os testes de triagem e os testes confirmatórios sugerem a necessidade de cuidados na interpretação e a confirmação por testes mais específicos.

Escherichia coli foi a enterobactéria com maior número de isolados em todas as aves avaliadas nos criatórios. A criação intensificada de aves silvestres exige o suprimento de água de bebida potável clorada. As estirpes isoladas necessitam caracterização quanto à patogenicidade.

Traumas na região da cabeça e membros pélvicos (de escoriações a fraturas) foram as afecções mais encontradas em cracídeos e tinamídeos cativos, indicando que modificações no manejo e na infra-estrutura dos criatórios precisam ser estudadas e implementadas.

Uma diversidade de ecto e endoparasitos foram detectados nos cracídeos e tinamídeos mantidos em cativeiro, destacando-se o parasitismo por *Eimeria rhynchoti* e *Strongylocotes lipogonus* em perdizes (*R. rufescens*), sugerindo para a monitoração sanitária periódica de parasitos.

Relata-se doença tumoral linfóide, com base nos achados anatomopatológicos compatíveis com leucose linfóide, em um mutum do sudeste (*C. blumenbachii*), indicando a necessidade de pesquisar esta enfermidade nos criadouros.

Foi detectada, pela primeira vez, a infecção gástrica por *Macrorhabdus ornithogaster* em jaó (*C. undulatus*) e jacuaçu (*P. obscura*). Considerando que em outras espécies aviárias, a megabacteriose é um problema grave e com alta mortalidade, recomenda-se a monitoração dos plantéis para esta levedura.

Com base no que foi observado em alguns criatórios, sugere-se evitar a criação de espécies diferentes em locais próximos (por exemplo, criações próximas de cracídeos e galinhas de subsistência) e a promiscuidade de aves no mesmo recinto (como a criação de cracídeos e anseriformes), visando a biossegurança da criação de espécies em risco de extinção e importantes para conservação.

Recomenda-se também o monitoramento sanitário permanente, coordenado por um médico veterinário capacitado, para estabelecer medidas preventivas, tratamentos mais eficazes e a elaboração de protocolos sanitários para criação de aves selvagens.

6. PERSPECTIVAS

Os resultados obtidos neste trabalho servem como uma base para futuras pesquisas na sanidade de cracídeos e tinamídeos. Os materiais biológicos disponibilizados permitirão estudos continuados das populações aqui descritas. Técnicas moleculares como PCR deverão ser utilizadas para diagnóstico confirmatório e caracterização genética (sequenciamento) dos agentes envolvidos. Tendo em vista a diversidade de condições detectadas, a monitoração sanitária dos plantéis de cracídeos e tinamídeos faz-se necessária ser permanente, para evitar perda de aves importantes para conservação da biodiversidade.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALDOUS, E. W.; MANVELL, R. J.; COX, W. J. Outbreak of Newcastle disease in pheasants (*Phasianus colchicus*) in south-east England in July 2005. *Vet. Rec.*, v. 160, n. 14, p. 482 - 484, 2007.
- ALEXANDER, D. J. Newcastle Disease, Other Avian Paramyxoviruses, and Pneumovirus Infections. In: SAIF, Y. M. (Ed.). *Diseases of poultry*. 11.ed. Ames: Iowa State University Press, 2003. p. 63 - 92.
- ALLAN, W. H.; FARAGHER, J. T.; CULLEN, G. A. Immunosuppression by the infectious bursal agent in chickens immunised against Newcastle disease. *Vet. Rec.*, v. 90, n. 18, p. 511 - 512, 1972.
- BARNES, H. J.; VAILLANCOURT J. P.; GROSS, W. B. Collibacillosis. In: SAIF, Y. M. (Ed.). *Diseases of poultry*. 11.ed. Ames: Iowa State University Press, 2003. p. 631 - 656.
- 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. melleagridis*). 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.
- BRASIL. Instrução Normativa SDA Nº. 78, de 03 de novembro de 2003 Anexo Normas Técnicas para Controle e Certificação de Núcleos e Estabelecimentos Avícolas como livres de *Salmonella gallinarum* e *Salmonella pullorum* e livres ou controlados para *Salmonella enteritidis* e *Salmonella typhimurium*. Diário Oficial da União, Brasília, DF, p. 3, 5 nov. 2003. Seção 1. 9 p.
- CABOT, J. Order Tinamiformes. In: DEL HOYO, J., ELLIOT, A.; SARGATAL, J. (Eds.). *Handbook of the birds of the world. Ostrich to ducks*. Barcelona: Lynx Editions, 1992. v. 1. p. 111 - 138.
- CAMENISCH, G.; BANDLI, R.; HOOP, R. Monitoring of wild birds for Newcastle Disease Virus in Switzerland Using Real Time RT-PCR. *J. Wildl. Dis.*, v. 44, n. 3, p. 772 - 776, 2008.
- CAMPBELL, T.W. Neoplasia. In: HARRISON, G.I.; HARRISON, L.R. (Eds.). *Clinical avian medicine and surgery*. Philadelphia: W. B. Saunders, 1986. p. 500 - 508.
- CARRIKER JR, M. A. Studies in the neotropical Mallophaga, Part I. - Lice of the Tinamous. *Proceedings of the Academy of*

- Natural Sciences of Philadelphia*. v. 88, p. 45 - 218, 1936.
- CATÃO-DIAS, J. L. Doenças e seus impactos sobre a biodiversidade. *Cienc. Cult.*, v. 55, n. 3, p. 32 - 34, 2003.
- CATÃO-DIAS, J. L. Biossegurança na manipulação de animais silvestres. *Cienc. Vet. Trop.*, v. 11, suple. 1, p. 178 - 181, 2008.
- CHARLTON, G. K. Antibodies to Selected Disease Agents in Translocated Wild Turkeys in California. *J. Wildl. Dis.*, V. 36, n. 1, p. 161 - 164, 2000.
- CLAY, T., Mallophaga from Tinamidae. *Proc. Zool. Soc. (Series B)*, v. 107, p. 133 - 159, 1937.
- CUNHA A. L. B.; MENDONÇA F. S.; OLIVEIRA R. A. et al. Prevalence of Endoparasites in Faecal Samples of Cracids Bred in Captivity at the Parque Dois Irmãos, Recife, Pernambuco, Brazil. *Acta Veterinaria Brno.*, v. 77, n. 3, p. 387 - 392, 2008.
- D'ALOIA, M. A.; BAILEY T. A.; SAMOUR J. H. et al. Bacterial flora of captive houbara (*Chlamydotis undulata*), kori (*Ardeotis kori*) and rufous-crested (*Eupodotis ruficrista*) bustards. *Avian Pathol.*, v. 25, n. 3, p. 459 - 468, 1996.
- DEL HOYO, J. Family Cracidae. In: DEL HOYO J.; ELLIOT A.; SARGATAL J. (Eds.). *Handbook of the birds of the world. New World Vultures to Guinea fowl*. Barcelona: Lynx Editions, 1994. v. 2. p. 310 - 364.
- DELACOUR, J.; AMADON D. *Curasows and related birds*. New York: American Museum of Natural History. 1973. 476 p.
- DISLICH M. Tinamiformes (Macuco, Inhambu, Perdiz). In: CUBAS Z. S.; SILVA J. C. R.; CATÃO-DIAS J. L. (Eds.). *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. São Paulo: Roca, 2007. p. 158 - 168.
- DORETTO JÚNIOR, L. *Caracterização antigênica e epizootiológica de estirpes do vírus da doença de Newcastle isoladas no Brasil*. 2003. 65f. Tese (Doutorado em Medicina Veterinária) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.
- DUSZYNSKI, D.W.; WILBER, P.G. A guideline for the preparation of species descriptions in the Eimeriidae. *J. Parasitol.*, v. 83, n. 1, p. 333 - 336, 1997.
- EVANS, H.E. Anatomy of the budgerigar and other birds. In: ROSSKOPF JUNIOR, W.J.; WOERPEL, R.W. (Eds.). *Diseases of cage and aviary birds*. 3.ed. Baltimore: Williams & Wilkins, 1996. p. 79 - 162.
- EVÊNCIO NETO, J. Galliformes (Mutum, Jacu, Jacutinga, Aracuã, Uru). In: Cubas Z.S., Silva J.C.R., Catão-Dias J.L. (Eds.). *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. São Paulo: Roca, 2007. p. 169 - 184.
- FLECHTMANN, C. H. W. 1975. *Elementos de Acarologia*. São Paulo: Livraria Nobel S.A., 1975. 344 p.
- FREITAS, J. F. T. *Capillaria rudolphii* n. sp., parasita do intestino delgado de *Tinamus solitarius* Vieill. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, v. 28, n.2, p. 259 - 261, 1934.
- FREITAS, M. F. L.; BOTELHO, M. C. N.; LEITE A. S. et al. Ectoparasitos de aves silvestres mantidas em cativeiro no estado de Pernambuco, Brasil. *Entomol. Vect.*, v. 9, n. 1, p. 25 - 33, 2002a.
- FREITAS M. F. L.; OLIVEIRA J. B.; CAVALCANTI M. D. B. et al. Parasitos gastrointestinales de aves silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco,

- Brasil. *Parasit. Latinoam.*, v. 57, n. 1 – 2, p. 50 - 54, 2002b.
- FREITAS F. L. C.; ALMEIDA K. S.; NASCIMENTO A. et al. Um surto de coccidiose em perdizes (*Rhynchotus rufescens*), criadas em cativeiro, por *Eimeria rhynchoti* Reis e Nóbrega, 1936 (Apicomplexa: Eimeriidae). *Rev. Bras. Parasitol. Vet.*, v. 15, n. 2, p. 85 - 87, 2006.
- FRIEND, M.; FRASON, J.C. *Field Manual of Wildlife Diseases, General Field Procedures and Diseases of Birds*. Madison: USGS, 1999. 426 p.
- FRITZ, B. A.; THOMAS, C. B.; YUILL, T. M. Serological and microbial survey of *Mycoplasma gallisepticum* in wild turkeys (*Meleagris gallopavo*) from six western states. *J. Wildl. Dis.*, v. 28, n. 1, p. 10 - 20, 1992.
- GAST, R. K. *Salmonella* Infections. In: SAIF, Y. M. (Ed.). *Diseases of poultry*. 11.ed. Ames: Iowa State University Press, 2003. p. 567 - 614.
- GAUD, J.; ATYEO W. T. Feather mites of the world (Acarina, Astigmata): The supraspecific taxa. *Musée Royal de l'Afrique Centrale, Annales Sciences Zoologiques*. v. 277 (Part I) p. 1 - 193, (Part II): 1 - 436. 1996.
- GIAMBRONE, J. J.; EIDSON, C. S.; PAGE, R. K. et al. Effect of infectious bursal agent on the response of chickens to Newcastle disease and Marek's disease vaccination. *Avian Dis.*, v. 20, n. 3, p. 534 - 544, 1976.
- GILLIVER, M. A; BENNETT M.; BEGON M. et al. Enterobacteria: Antibiotic resistance found in wild rodents. *Nature*, v. 401, n. 6750, p. 233 - 234, 1999.
- GRECCHI, D. Sobre uma eimeria do mutum. *Archivos de Biologia, Sao Paulo*, v. 23, p. 43, 1939.
- HALL, J. A.; SAITO, K. E. Avian Wildlife Mortality Events Due To Salmonellosis In The United States, 1985–2004. *J. Wildl. Dis.*, v. 44, n. 3, p. 585 - 593, 2008.
- HECKERT, R. A. Ontario. Newcastle disease in cormorants. *Can. Vet. J.*, v. 34, n. 3, p. 184, 1993.
- HENSLEY, T. S.; CAIN J. R. Prevalence of certain antibodies to selected disease-causing agents in wild turkeys in Texas. *Avian Dis.*, v. 23, n. 1, p. 62 - 69, 1979.
- HIDASI, H. W. *Detecção de Enterobacteriaceae e Chlamydophila spp. em psitacídeos provenientes do centro de triagem de animais selvagens de Goiás*. 2010. 62f. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal) – Escola de Veterinária, Universidade de Goiás, Goiânia.
- HOFFMANN, R. P. *Diagnóstico de parasitismo veterinário*. Porto Alegre: Sulina, 1987. 156 p.
- HOFFMAN, R. W.; LUTTRELL, M. P.; DAVIDSON W. R., et al. Mycoplasmas in wild turkeys living in association with domestic fowl. *J. Wildl. Dis.*, v. 33, n. 3, p. 526 - 535, 1997.
- HOPKINS, B. A.; SKEELES, J. K.; HOUGHTEN, G. E. et al. A survey of infectious diseases in wild turkeys (*Meleagris gallopavo silvestris*) from Arkansas. *J. Wildl. Dis.*, v. 26, n. 4, p. 468 - 472, 1990.
- HUCHZERMEYER F.W. *Diseases of Ostriches and Other Ratites*. Onderstepoort: Agriculture Research Council, 1998. 296 p.
- KLEVEN S. H.. Mycoplasmosis. SAIF, Y. M. (Ed.). *Diseases of poultry*. 11.ed. Ames: Iowa State University Press, 2003. p. 719 - 774.

- KOBAYASHI, H.; KANAZAKI, M.; SHIMIZU, Y. et al. *Salmonella* isolates from cloacal swabs and footpads of wild birds in the immediate environment of Tokyo Bay. *J. Vet. Med. Sci.*, v. 69, n. 3, p. 309 - 311, 2007.
- KONEMAN, E. W.; ALLEN, S. D.; JANDA, W. M. et al. *Diagnóstico Microbiológico: texto e atlas colorido*. 5.ed. Rio de Janeiro: MEDSI, 2001. 1465 p.
- IUCN (International Union for Conservation of Nature) - Conservation Breeding Specialist Group. *Conservation assessment and management plan for neotropical guans, curassows and chachalacas*. Houston: CBSG, 1995. 198 p.
- JEON, W. J.; LEE, E. K.; JOH, S. J. et al. Very virulent infectious bursal disease virus isolated from wild birds in Korea: Epidemiological implications. *Virus Res.*, v. 137, n. 1, p. 153 - 156, 2008.
- LAINSON, R. Observations on some avian coccidia (Apicomplexa: Eimeriidae) in Amazonian Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, v. 89, n. 3, p. 303 - 311, 1994.
- LISTA das aves do Brasil. Versão 9/8/2009. CBRO (Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos). Disponível em <<http://www.cbro.org.br>>. Acesso em: 12 dez. 2009.
- LOPES, L. F. L. *Salmonella sp em répteis e aves silvestres no Estado de São Paulo: frequência de isolamento, caracterização dos isolados e as consequências para o manejo em cativeiro e reintrodução*. 2008. 123f. Dissertação (Mestrado em Patologia Experimental e Comparada) - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- LOUPAL, G. Leukosen bei zoo- und wildvögeln. *Avian Pathol.*, v. 13, n. 4, p. 703 - 714, 1984.
- LUKERT P. D.; SAIF Y.M. Infectious bursal disease. In: SAIF, Y. M. (Ed.). *Diseases of poultry*. 11.ed. Ames: Iowa State University Press, 2003. p. 161 - 179
- 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 Dis.*, v. 45, n. 2, p. 321 - 329, 2001.
- MACCARTNEY, W. T. Orthopaedic injuries in pigeons. *Vet. Rec.*, v. 134, n. 19, p. 305 - 307, 1994.
- MAPELI E. B.; DO NASCIMENTO A. A.; SZABÓ M. P. J. et al. Infecções naturais por helmintos em perdizes (*Rhynchotus rufescens* Temminck, 1815) de cativeiro, no município de Jaboticabal, estado de São Paulo. *Arq. Inst. Biol.*, v. 70, n. 4, p. 415 - 418, 2003.
- MAPELI E. B.; NASCIMENTO A. A.; ARANTES I. G. Infecções naturais por *Strongyloides* Grassi, 1879 em *Crypturellus undulatus* Temminck, 1815 e *Crypturellus parvirostris* Wagler, 1827 (Tinamidae) nos Estados do Mato Grosso do Sul e de São Paulo. *ARS Vet.*, v. 21, n. 4, p. 199 - 202, 2005.
- MARTINS N. R. S.; HORTA A.C.; SIQUEIRA A.M. et al. *Macrorhabdus ornithogaster* in ostrich, rhea, canary, zebra finch, free range chicken, turkey, guinea-fowl, columbia pigeon, toucan, chuckar partridge and experimental infection in chicken, japanese quail and mice. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, v. 58, n. 3, p. 291 - 298, 2006.
- MENÃO, M. C.; BOTTINO, J. A.; BIASIA, I. et al. Infecção por *Salmonella typhimurium* em Arara Azul (*Anodorhynchus hyacinthinus*). *Arq. Inst. Biol.*, v. 67, n. 1, p. 43 - 47, 2000.

- MÉNIER K., BROWN G.; COOPER J. E. *Megninia ginglymura* feather mites from a captive piping-guan (*Pipile pipile*). *Vet. Rec.*, v. 160, n. 26, p. 909 – 910, 2007.
- MIERS, L. A.; BANKOWSKI, R. A.; ZEE, Y. C. Optimizing the enzyme-linked immunosorbent assay for evaluating immunity of chickens to Newcastle disease. *Avian Dis.*, v. 27, n. 4, p. 1112 – 1125, 1994.
- NASCIMENTO, E. R. PCR versus isolamento e sorologia no diagnóstico da infecção por *Mycoplasma gallisepticum* em galinhas e perus. In: Conferência APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas; Santos, SP. Anais da Conferência APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas. Santos: 1994. p. 89 - 90.
- NOBEL, T. A. Avian leukosis (lymphoid) in an egret (*Egretta alba*). *Avian Pathol.*, v. 1, n. 1, p. 75 - 76, 1972.
- OGAWA M.; WAKUDA, T.; YAMAGUCHI, T. et al. Seroprevalence of infectious bursal disease virus in free-living wild birds in Japan. *J. Vet. Med. Sci.*, v. 60, n. 11, p. 1277 – 1279, 1998.
- OKOH, A. E. Newcastle disease in falcons. *J. Wildl. Dis.*, v. 15, n. 3, p. 479 – 480, 1979.
- OLIVEIRA, S. J. *Guia Bacteriológico Prático: Microbiologia Veterinária*. Canoas : Ulbra, 2000. 237 p.
- OLIVEIRA JUNIOR, J. G.; PORTZ, C.; LOUREIRO B. O. et al. Vírus da Doença de Newcastle em aves não vacinadas no Estado do Rio de Janeiro. *Cienc. Rural*, v. 33, n. 2, p. 381 – 383, 2003.
- PALMA, R. L. Slide-mounting of Lice: a detailed description of the Canada Balsam technique. *N. Z. Entomol.*, v. 6, n. 4, p. 432 - 436, 1978.
- PALMER, G. H.; STAUBER, E. Visceral lymphoblastic leukosis in an African grey parrot. *Vet. Med. Small Anim. Clinician*, v. 76, n. 9, p. 1355, 1981.
- PAYNE, L. N. Leukosis/Sarcoma. In: JORDAN, F. T. W.; PATTISON, M. (Eds.) *Poultry diseases*. 4.ed. London: W.B. Saunders, 1996. p. 123 - 133.
- PERES, C. A. Effects of subsistence hunting on vertebrate community structure in Amazonian forests. *Conserv. Biol.*, v. 14, n. 1, p. 240 – 253, 2000a.
- PERES, C. A. Evaluating the impact and sustainability of subsistence hunting at multiple Amazonian forest sites. In: ROBINSON J. G.; BENNETT E. L. (Eds.). *Hunting for sustainability in tropical forests*. New York: Columbia University Press, 2000b. p. 31-56.
- PESSÔA G. V. A.; SILVA E. A. M. Meios de Rugai e Lisina-Motilidade combinados em um só tubo para a identificação presuntiva de enterobactérias. *Rev. Inst. Adolfo Lutz*, v. 32, p. 97 - 100, 1972.
- PLANO de Ação para a Conservação do mutum-do-sudeste *Crax blumenbachii*. Brasília: Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis, v. 1, 2004. 64 p. (Série Espécies Ameaçadas)
- PRICE, R. D.; HELLENTHAL, R. A.; PALMA, R. L. World checklist of chewing lice with host associations and keys to families and genera. In: PRICE, R. D.; HELLENTHAL, R. A.; PALMA, R. L. et al. (Eds.). *The chewing lice: world checklist and biological overview*. Illinois: Natural History Survey Special Publication. 2003. p. 1 - 448.
- QUESENBERRY, K. Disorders of the musculoskeletal system. In: ALTMAN, R. B.; CLUBB, S. L.; DORRESTEIN, G. M.

- et al. (Eds.). *Avian medicine and surgery*. Philadelphia: W.B. Saunders Company, 1997. p. 523 - 539.
- REFSUM, T.; HANDELAND, K.; BAGGESEN, D. L. et al. Salmonellae in Avian Wildlife in Norway from 1969 to 2000. *Appl. Environ. Microbiol.*, v. 68, n. 11, p. 5595 - 5599, 2002.
- REFSUM, T.; VIKOREN, T.; HANDELAND, K. et al. Epidemiologic and pathologic aspects of *Salmonella typhimurium* infection in passerine birds in Norway. *J. Wildl. Dis.*, v. 39, n.1, p. 64 - 72, 2003.
- REIS, J.; NOBREGA, P. *Eimeria rhynchoti* n. sp., parasita do intestino de perdiz (*Rhynchotus rufescens*) do Brasil. *O Campo*, v. 7, p. 15, 1936.
- RITCHIE, B.; HARRISON, G. J.; HARRISON, L. R. *Avian medicine: principles and application*. Florida: Wingers Publishing, 1994. 1384 p.
- ROBINSON, J. G.; BENNETT, E. L. Carrying capacity limits to sustainable hunting in tropical forests. In: ROBINSON J. G.; BENNETT E. L. (Eds.). *Hunting for sustainability in tropical forests*. New York: Columbia University Press, 2000. p. 13 - 30.
- ROUSH, J. C. Ortopedia aviária. In: KIRK, R. W. (Ed.). *Atualização terapêutica veterinária*. São Paulo: Manole, 1984. p. 733 - 746.
- SANTOS, H. F. *Anticorpos contra vírus de aves em galinhas de terreiro e cracídeos. identificação e susceptibilidade a antimicrobianos da microbiota de cracídeos cativos no RS, Brasil*. 2008. 55f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Centro de Ciências Rurais, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria.
- SCHARF W. C.; EMERSON K. C. A revision of Amyrsidea, subgenus Cracimenopon (Mallophaga: Menoponidae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, v. 86, n. 4, p. 877 - 892, 1984.
- SEAL, U. S.; ARMSTRONG, D. *Comments on the Executive Summary and recommendations - Report of the Disease Risk Workshop*. Nebraska: International Union for Conservation of Nature/Conservation Specialist Group, 2000. p. 9 - 11.
- SICK H. *Ornitologia brasileira*. Rio de Janeiro: Nova Fronteira, 2001. 862 p.
- SILVA, J. L.; STRAHL S. D.. Human impact in populations of chachalacas, guans and curassows (Galliformes: Cracidae) in Venezuela. In: ROBINSON, J. G.; REDFORD K. H. (Eds.). *Neotropical wildlife use and conservation*. Chicago: University of Chicago Press, 1991. p. 37 - 52
- SILVEIRA, L. F.; STRAUBE, F. C. Aves. In: MACHADO, A. B. M., DRUMMOND G. M., PAGLIA A. P. (Eds.) *Livro vermelho da fauna brasileira ameaçada de extinção*. 1.ed. Brasília: Ministério do Meio Ambiente; Belo Horizonte: Fundação Biodiversitas, v.2, 2008. p. 378 - 679.
- STRAHL, S. D.; GRAJAL, A. Conservation of large avian frugivores and the management of Neotropical protected areas. *Oryx*, v. 25, n. 1, p. 50 - 55, 1991.
- TEARE, J. A. Reference ranges for physiological values in captive wildlife. *International Species Information System*. Cd-Rom. Minnesota: Apple Valley, 2002.
- TOCIDLOWSKI, M. E. Medical Management of Curassows. In: FOWLER M. E; MILLER R. E. (Eds.). *Zoo and Wild Animal Medicine Current Therapy*. 6.ed. St.

Louis: Saunders Elsevier, 2007. p. 186 - 190.

VALIM M. P.; TEIXEIRA R. H. F.; AMORIM M. et al. Malófagos (Phthiraptera) recolhidos de aves silvestres no Zoológico de São Paulo, SP, Brasil. *Rev. Bras. Entomol.*, v. 49, n. 4, p. 584 - 587, 2005a.

VALIM, M. P.; BECKER, C. M.; SERRA-FREIRE, N. M.. Malófagos (Heptapsogasteridae) de Tinamiformes (Aves) encontrados em um novo hospedeiro [Crypturellus obsoletus (Temminck, 1815)] em Petrópolis, Rio de Janeiro, Brasil. *Entomol. Vectores*, v. 12, n. 1, p. 133 - 136, 2005b.

VAN DER BERG, T. P.; MORALES, D.; ETERRADOSSI, N. et al. Assessment of genetic, antigenic and pathotypic criteria for the characterization of IBDV strains. *Avian Pathol.*, v. 33, n. 5, p. 470 - 476, 2004.

ZIEDLER, K.; HLINAK, A. Detection of antibodies against Newcastle disease virus in wild birds. *Berl. Munch. Tierarztl. Wochenschr.*, v. 106, n. 9, p. 302 - 305, 1993.

WADSWORTH, P. F.; JONES, D. M.; PUGSLEY, S. L. Some cases of lymphoid leukosis in captive wild birds. *Avian Pathol.*, v. 10, n. 4, p. 499 - 504, 1981.

WOBESER G.; LEIGHTON, F. A.; NORMAN, R. et al. Newcastle disease in wild water birds in western Canada, 1990. *Can. Vet. J.*, v. 34, n. 6, p. 353 - 359, 1993.

8. ANEXOS



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

CERTIFICADO

Certificamos que o **Protocolo nº 20/2009**, relativo ao projeto intitulado "**Avaliação sanitária de Cracídeos e Tinamídeos de cativeiro no Estado 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 **15/ 04/2009**.

Este certificado expira-se em **15/ 04/ 2014**.

CERTIFICATE

We hereby certify that the **Protocol nº 20/2009**, related to the project entitled "**Sanitary evaluation of captive cracids and tinamids in the state of 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 **April 15, 2009**.

This certificate expires in **April 15, 2014**.

Belo Horizonte, 22 de Abril de 2009.

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 – Fax: (31) 3499-4592
www.ufmg.br/bioetica/cetea - cetea@prpq.ufmg.br

(Mod.Cert. v1.0)



Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 17291-2	Data da Emissão: 15/01/2009 10:23	Data de Validade: 15/01/2010
Dados do titular		
Registro no Ibama: 2868640	Nome: Marcus Vinicius Romero Marques	CPF: 068.849.996-16
Título do Projeto: Avaliação sanitária de cracídeos em cativeiro no estado de Minas Gerais		
Nome da Instituição: UFMG - UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS		CNPJ: 17.217.985/0001-04

Observações, ressalvas e condicionantes

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, bioprospeção 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 constantes de listas oficiais (de abrangência nacional, estadual ou municipal) de espécies ameaçadas de extinção, sobreexploradas ou ameaçadas de sobreexploração.

Outras ressalvas

1	A quantidade recomendada de sangue a ser coletado não deve ultrapassar 1% do peso do indivíduo, quantidade suficiente para os objetivos propostos, sendo o quantitativo autorizado para diversas pesquisas no Brasil.
---	---

Equipe

#	Nome	Função	CPF	Doc. Identidade	Nacionalidade
1	Nelson Rodrigo da Silva Martins	Pesquisador/orientador	199.767.470-04	7000408002 SSP-RS	Brasileira
2	DANIEL AMBROZIO DA ROCHA VILELA	Pesquisador	972.400.586-04	M7168816 SSP-MG	

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	POÇOS DE CALDAS	MG	Criatório Científico Poços de Caldas	Fora de UC
3	SÃO GONÇALO DO RIO ABAIXO	MG	Estação Ambiental - PEPI - CEMIG	Fora de UC
4	BETIM	MG	Vale Verde Alambique e Parque Ecológico	Fora de UC
5	BELO HORIZONTE	MG	Fundação Zoológica de Belo Horizonte	Fora de UC

Atividades X Táxons

#	Atividade	Táxons
1	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Nothocrax unumutum, Crax blumenbachi, Mitu tomentosum, Penelope superciliosa, Crax rubra, Penelope pileata, Pauxi pauxi, Penelope ochrogaster, Penelope obscura, Mitu mitu, Pipile jacutinga, Penelope jacoucai, Crax alector, Penelope jacuacu, Crax globulosa, Crax fasciolata, Crax dauberloni, Pipile cumanensis, Mitu tuberosa

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

Código de autenticação: 39639651



Página 1/3



Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 18816-1	Data da Emissão: 15/01/2009 10:38	Data de Validade: 15/01/2010
Dados do titular		
Registro no Ibama: 2868540	Nome: Marcus Vinicius Romero Marques	CPF: 068.849.996-16
Título do Projeto: Avaliação Sanitária de Tinamídeos de Cativeiro no Estado de Minas Gerais		
Nome da Instituição: UFMG - UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS		CNPJ: 17.217.985/0001-04

Observações, ressalvas e condicionantes

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 da Ciência e Tecnologia.
2	Esta autorização não exige 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 contatar 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 NÃO abrangem espécies brasileiras constantes 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	DANIEL AMBROZIO DA ROCHA VILELA	Pesquisador	972.400.566-04	M7168816 SSP-MG	
2	Nelson Rodrigo da Silva Martins	Pesquisador/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 e Conservação da Fauna Silvestre	Fora de UC
2	BETIM	MG	Vale Verde Alambique e Parque Ecológico	Fora de UC
3	POÇOS DE CALDAS	MG	Criadouro Científico e Cultural de Poços de Caldas	Fora de UC
4	RIBEIRÃO DAS NEVES	MG	Criadouro Conservacionista Shamal	Fora de UC
5	BELO HORIZONTE	MG	Fundação Zoo-Botânica de Belo Horizonte	Fora de UC

Atividades X Táxons

#	Atividade	Táxons
1	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Crypturellus parvirostris, Nothura boraquira, Crypturellus variegatus, Crypturellus tataupa, Tinamus tao, Crypturellus strigulosus, Tinamus solitarius, Rhyncotus rufescens, Crypturellus obsoletus, Crypturellus noctivagus, Tinamus major, Nothura maculosa, Tinamus guttatus, Crypturellus erythropus, Crypturellus cinereus, Crypturellus undulatus

Material e métodos

1	Amostras biológicas (Aves)	Sangue, Ectoparasitas, Fezes, Animal morto ou partes (carcaça/cosciúpele)
---	----------------------------	---

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

Código de autenticação: 16111779



Página 1/3