

**DIVERSIDADE DE ENDOPARASITOS PRESENTE NA COMUNIDADE DE AVES
SILVESTRES NO DISTRITO FEDERAL**

Vivian Ribeiro¹; Ludymila Barbosa Silva Guedes¹; Wallace Santos Cavalcante²; Renato Caparroz^{1*}

Instituto de Ciências Biológicas

E-mail: renatocz@yahoo.com.br, lacutaco@hotmail.com

Palavras-chave: endoparasitos, PCR, avifauna.

1 INTRODUÇÃO

Entre os vários problemas sanitários que afetam as aves silvestres, as enfermidades parasitárias estão entre as mais frequentes, podendo causar desde infecções sub-clínicas até a morte (Freitas et al. 2002). As endoparasitoses são as mais comuns principalmente em casos de alta-densidade populacional (Barnes 1986). O impacto de parasitos sobre a sobrevivência e reprodução de seus hospedeiros tem manifestações não somente na dinâmica populacional do hospedeiro, mas também na abundância relativa e na estrutura de comunidade, dispersão e diversidade genética (Scott 1988). As infecções parasitárias podem interferir no comportamento e no desenvolvimento reprodutivo das aves devido a uma nutrição inadequada, stress e por propiciar o aparecimento de infecções secundárias (Freitas et al. 2002). Os efeitos do parasitismo sobre seus hospedeiros têm sido observados em diversos experimentos em regiões temperadas (Oppliger et al. 1997, Hakkarainen et al. 1998, Marzal et al. 2005). Por exemplo, indivíduos abrigando hemoparasitos podem atrasar a reprodução (Rätti et al. 1993) ou produzir menos ovos (Korpimäki et al. 1993) e filhotes (Sundberg 1995) comparado com aqueles livres de parasitos.

Além disso, o estudo das interações entre parasitos e hospedeiros é de fundamental importância para se entender processos ecológicos, evolutivos e comportamentais, incluindo seleção sexual (Hamilton & Zuk 1982), migração (Altizer et al. 2000) e capacidade competitiva (Maksimowich & Mathis 2000). Por exemplo, indivíduos parasitados podem ser mais susceptíveis a predadores e menos hábeis para estabelecer territórios (Laferty & Morris 1996, Maksimowich & Mathis 2000).

A *Chlamydophila psittaci* é o agente etiológico da clamidiose nas aves. Um microorganismo intracelular obrigatório, altamente infeccioso, que apresenta virulência e patogenicidade dependentes da idade e da espécie de ave acometida, do estado imunológico da ave, do sorotipo envolvido, da presença de infecções concomitantes. Um grande número de

¹Laboratório de Genética e Biodiversidade, Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Goiás.

²Graduando do curso de Ciências Biológicas, Universidades Católica de Brasília.

*Orientador

animais domésticos e silvestres, inclusive o homem (Fudge 1996, Simpson 2002), tem sido parasitado por *C. psittaci*. A doença é transmitida por meio de aerossóis de exsudado respiratório ou fezes. Sinais clínicos característicos apresentados pelas aves doentes são: desidratação, dispnéia, sinusite, rinite, blefarite, conjuntivite, descarga nasal e enfraquecimento. Alterações reprodutivas como infertilidade e mortalidade embrionária são também observadas (Woldehiwet 2001). Contudo, aves infectadas podem não apresentar sinal clínico da doença, disseminando a infecção a outras aves e também ao homem (Szyfres 2003).

Coccidiose é uma doença infecciosa comum em aves e normalmente auto-restrita a área digestiva. Parasitas protozoários intracelulares do gênero *Eimeria* são os agentes patogênicos causadores dessa doença. As espécies do gênero *Eimeria* têm um ciclo de vida extremamente complexo que inclui ambos estágios, interno e externo no hospedeiro. A infecção ocorre através da ingestão de oocistos coccídios esporulados encontrados no ninho, no solo, no alimento ou na água contaminada. Após a ingestão, os protozoários passam por uma série de estágios intracelular, extracelular, assexuais e sexuais para produzir oocistos viáveis que são excretados nas fezes (Rose 1987). Após um breve período fora do hospedeiro, os oocistos se tornam novamente infectivos pelo processo de esporulação e o ciclo de vida se completa. Os impactos da coccidiose são significativos, porém, a erradicação é impraticável devido aos mecanismos protetores dos oocistos. As espécies do gênero *Eimeria* possuem uma parede exterior espessa que age como uma barreira protetora que aumenta a chance de sobrevivência sob condições adversas.

O parasito conhecido como *Giardia* sp é um microorganismo eucariota unicelular, flagelado e comumente encontrado no intestino de mamíferos (inclusive o homem), aves e anfíbios e que causa doença clínica moderada, severa ou pode ocorrer sem sinais clínicos (Machado et al. 2001). Durante seu ciclo evolutivo, há dois estágios de vida: a forma cística e a forma trofozoíta, sendo o cisto a forma infectante. Em animais jovens, causa diarreia intermitente com comprometimento da digestão e absorção de alimentos, acarretando desidratação e perda de peso, que podem levar à morte (Machado et al. 2001).

E ainda, o avanço da agricultura e da pecuária próximo às áreas naturais proporcionou um contato entre as populações humanas e de seus animais domésticos com as populações de animais silvestres nos seus habitats naturais. Este estreito contato facilitou a disseminação de agentes infecciosos e parasitários para novos hospedeiros e ambientes, estabelecendo-se assim novas relações entre hospedeiros e parasitas, e novos os nichos ecológicos na cadeia de

transmissão das doenças (Corrêa & Passos 2001). Como conseqüências dessas interações negativas podem ocorrer zoonoses com expansão epidêmica de animais suscetíveis e o aumento da sua disseminação geográfica (Barlett & Judge 1997).

A relação entre comunidades de parasitos e seus hospedeiros silvestres ainda é pobremente conhecida, particularmente, onde a taxonomia dos parasitos não é bem consolidada (Ricklefs et al. 2005, Poulin 2007). A visão de que parasitos são especializados em seus hospedeiros tem mudado nos últimos anos com estudos quantitativos de comunidades de ecto e endoparasitos de vertebrados (Ricklefs & Fallon 2002, Ricklefs et al. 2004, Poulin 2007), mostrando considerável variação na amplitude de hospedeiros utilizados por esses parasitos. Para o melhor entendimento da evolução e dinâmica das comunidades de parasito-hospedeiros é importante caracterizar sua estrutura (Ricklefs et al. 2005). Entretanto, até o presente, poucos estudos relatando as relações entre comunidades de endoparasitos e seus hospedeiros foram realizados na região tropical, sendo que nenhum estudo com esse enfoque foi realizado para a avifauna do Cerrado.

Atualmente, a biologia molecular e seus métodos de estudo vêm contribuindo de forma relevante com a Parasitologia Veterinária. O desenvolvimento de projetos genoma, a padronização e aprimoramento de métodos moleculares de diagnóstico e o desenvolvimento de vacinas são exemplos de áreas que vêm recebendo acentuado incremento tecnológico após a aplicação de conhecimentos em biologia molecular de agentes parasitários, bem como de seus hospedeiros (Pritchard & Tait 2001). Diante desse contexto, o estudo da prevalência de endoparasitos em aves silvestres poderá auxiliar na caracterização da amplitude de ocorrência de endoparasitos na avifauna do Cerrado, bem como auxiliar eventuais programas sanitários envolvendo as comunidades humanas e a avifauna da região.

2 OBJETIVO

Identificar os níveis de prevalência de diferentes endoparasitos que infectam as aves silvestres e quais grupos de aves do Distrito Federal são mais susceptíveis a infestação por endoparasitos.

3 MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 Áreas de estudo

A captura das aves para coleta de amostras para análise foi realizada em duas unidades de conservação do Distrito Federal: Estação Ecológica de Águas Emendadas (Esecae), em Planaltina, e na Área de Proteção Ambiental Gama/Cabeça-de-veado (Recor), no entorno de Brasília.

3.2 Captura das aves

Cerca de 262 aves (43 na Esecae e 219 na Recor), distribuídas em 59 espécies e pertencentes a 30 famílias diferentes, foram capturadas com auxílio de redes de neblina (12m x 2,5m x 36mm). As redes foram instaladas próximas ao chão nas duas áreas de estudo. As redes foram abertas por três a cinco dias em cada uma das etapas de coleta, no período de 6 as 18h. As redes foram vistoriadas regularmente de acordo com a frequência de captura. As aves capturadas foram marcadas com anilhas numéricas de plástico. A identificação das aves foi realizada com base no guia de campo elaborado por Sigrist (2007).

3.3 Coleta de amostras

De cada ave capturada foram coletadas três a quatro gotas de sangue por punção da veia braquial com auxílio de agulha descartável e de capilares de vidro. Os esfregaços cloacais (*swabs*) foram feitos com o auxílio de cotonetes estéreis. As amostras de sangue e os esfregaços foram depositados em microtubos contendo etanol absoluto e etanol 70%, respectivamente, e mantidos à temperatura ambiente. Amostras de fezes foram coletadas de cada ave no momento da captura ou durante o manuseio. Essas amostras foram depositadas em microtubos e armazenadas a -20°C.

Durante o trabalho de campo foram coletadas 236 amostras de sangue, 227 esfregaços cloacais e 149 amostras de fezes. Da maioria das aves, foram feitas também lâminas de esfregaço sanguíneo para identificação da presença do parasita por microscopia óptica e pelo método de coloração com Giemsa.

3.4 Extração de DNA

A extração de DNA a partir das amostras de sangue foi realizada pelo método padrão de digestão com proteinase K/SDS seguida de purificação com fenol/clorofórmio/álcool

isoamílico (25:24:1). Procedimento semelhante foi utilizado para extração de DNA a partir das amostras de esfregaço cloacal, diferindo apenas na purificação com NaCl 6M. A extração de DNA a partir de fezes foi feita com o *QIAamp DNA stool kit* (Qiagen), segundo recomendação do fabricante.

3.5 Identificação da presença do parasito via PCR

Os diferentes parasitos presentes nas aves silvestres do Distrito Federal foram identificados via amplificação de fragmento específico de DNA do genoma desses organismos via PCR utilizando iniciadores específicos descritos na literatura conforme apresentado abaixo. As condições das reações de PCR para cada fragmento foram realizadas conforme descrito nos trabalhos de descrição do marcador molecular utilizado para detecção de cada parasito.

Para determinação da temperatura ideal de hibridação dos iniciadores foram avaliados quatro temperaturas: 50°C, 53°C, 56°C e 58°C. A visualização do produto de amplificação foi feita em gel de agarose 1,5% corado com brometo de etídio. A confirmação de amplificação de fragmento do parasito foi feita por comparação do tamanho do produto de amplificação com o obtido em amostras de aves conhecidamente parasitadas ou de isolados do parasito ou pelo seqüenciamento direto dos produtos de PCR obtidos para algumas das aves positivas.

Eimeria spp.

A padronização do método de detecção deste parasito foi feita pela amplificação de um fragmento de cerca de 250 pb do gene mitocondrial citocromo C oxidase subunidade I (COI) pelo método de *nested* PCR, conforme descrito por Dolnik et al. (2009). A temperatura de hibridação com melhor resultado de amplificação foi 56°C para ambos os pares de iniciadores. Amostra de DNA de *Eimeria* cedida pelo prof. Dr. Arthur Gruber (Departamento de Parasitologia do Instituto de Ciências Biomédicas da USP, São Paulo) foi utilizada como controle positivo na padronização da PCR. Após padronização das condições de PCR, as mesmas foram utilizadas para identificação da presença do parasito nas amostras de fezes das aves capturadas.

Giardia spp.

A padronização do método de detecção deste parasito foi feita pela amplificação de um fragmento de 163 pb do gene *heat shock protein* do protozoário, conforme descrito por Kuhn

et al. (2002). A temperatura de hibridação com melhor resultado de amplificação foi 56°C. Amostras de DNA de aves infectadas com esse parasito cedidas pela Profa. Dra Érika Martins Braga (Departamento de Parasitologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Minas Gerais) foram utilizadas como controle positivo na padronização da PCR. Após padronização das condições de PCR, as mesmas foram utilizadas para identificação da presença do parasito nas amostras de fezes das aves capturadas.

Chlamydophila psittaci

A padronização do método de detecção deste parasito foi feita pela amplificação de um fragmento de cerca de 160 pb do gene MOMP (*Major Outer-Membrane Protein*) pelo método de *nested* PCR conforme descrito por Raso et al. (2006), utilizando dois pares de iniciadores descritos por Buxton et al. (1996). A temperatura de hibridação com melhor resultado de amplificação foi 60°C, para o primeiro par de iniciadores e de 52°C para o segundo par de iniciadores. Amostra de DNA de clamídia extraída a partir de vacina para gatos domésticos foi utilizada como controle positivo na padronização da PCR.

4 RESULTADOS

Enteroparasitos: Eimeria spp. e Giardia spp.

Das 149 amostras de fezes coletadas, 104 (26 espécies de 19 famílias) foram analisadas quanto à presença de *Giardia* spp e de *Eimeria* spp (Tabela 1), sendo que 94 (90,4%) delas estavam parasitadas com *Eimeria* (Tabela 1) e 91 (87,5%) com *Giardia* (Tabela 1). Dessas aves, em 81 (77,9%) foi identificada a presença de ambos os parasitos.

Hemoparasito: Chlamydophila psittaci

Para identificação deste parasito foram analisadas amostras de 191 aves distribuídas em 49 espécies, pertencentes a 19 famílias diferentes, sendo 13 indivíduos amostrados apenas para esfregaço cloacal e 69 apenas para sangue periférico. Dessas, 109 foram amostrados para as duas metodologias (Tabela 2). Das amostras diagnosticadas apenas através do esfregaço cloacal sete indivíduos (53,84%) foram positivos, enquanto das amostras diagnosticadas apenas para sangue 28 indivíduos (40,57%) apresentaram infecção por *Chlamydophila* (Figura 2). Do diagnóstico de indivíduos para as duas metodologias de amostragem, 76 (69,72%) foram positivos.

Tabela 1. Relação das espécies analisadas quanto à presença de *Giardia* e/ou *Eimeria* por meio de diagnóstico molecular de amostras de fezes coletadas em duas unidades de conservação do Distrito Federal: Área de Proteção Ambiental Gama/Cabeça-de-veado (Recor) e Estação Ecológica de Águas Emendadas (Esecae).

Família	Espécie	Recor				Esecae			
		N	Npg	Npe	Nb	N	Npg	Npe	Nb
Columbidae									
	<i>Columbina passerina</i>					1			1
	<i>Columbina talpacoti</i>					1			1
Psittacidae									
	<i>Amazona aestiva</i>	7	1	1	5				
Trochilidae									
	<i>Eupetomena macroura</i>					1			1
Picidae									
	<i>Picumnus albosquamatus</i>	2			2				
Furnariidae									
	<i>Furnarius rufus</i>					3			3
	<i>Hylocryptus rectirostris</i>	1		1					
Phylidorinae									
	<i>Phylidor dimidiatum</i>	1			1				
Dendrocolaptidae									
	<i>Sittasomus griseicapillus</i>	1			1				
	<i>Lepidocolaptes angustirostris</i>					1			1
Tyrannidae									
	<i>Elaenia mesoleuca</i>	1			1				
	<i>Elaenia spectabilis</i>	1			1				
	<i>Elaenia cristata</i>	12	1	4	7	2			2
	<i>Elaenia chiriquensis</i>	12	2	4	6	3			3
	<i>Pseudocolopteryx flaviventris</i>	1			1				
Fluvicolinae									
	<i>Lathrotriccus euleri</i>	1			1				
	<i>Myiophobus fasciatus</i>	1	1						
	<i>Arundinicola leucocephala</i>					1			1
Tyranninae									
	<i>Myiarchus tyrannulus</i>	1			1				
	<i>Tyrannus melancholicus</i>					1			1
Pipridae									
	<i>Antilophia galeata</i>	6			6				
Troglodytidae									
	<i>Thryothorus leucotis</i>	3	1		2				
Muscicapidae									
	<i>Polioptila dumicola</i>					2			2
Turdinae									
	<i>Turdus leucomelas</i>	2			2	3			3
Emberizidae									
	<i>Geothlypis aequinoctialis</i>	3			3				
Coerebinae									
	<i>Coereba flaveola</i>	2			2				

Continuação da Tabela 1.

Família	Espécie	Recor				Esecae			
		N	Npg	Npe	Nb	N	Npg	Npe	Nb
Thraupinae									
	<i>Schistochlamys melanops</i>	1			1				
	<i>Tachyphonus rufus</i>	1	1						
	<i>Thlypopsis sordida</i>	1		1					
	<i>Ramphocelus carbo</i>	1			1				
	<i>Thraupis palmarum</i>	3	1		2				
	<i>Neothraupis fasciata</i>	1			1				
	<i>Tangara cayana</i>	1	1			1			1
Vireonidae									
	<i>Cyclarhis gujanensis</i>	1			1				
Emberezinae									
	<i>Zonotrichia capensis</i>	1			1				
	<i>Volantina jacarina</i>	8	1	2	4				
	<i>Arremom flavirostris</i>	1			1				
Cardinalinae									
	<i>Saltator similis</i>	1			1	3			3
Icterinae									
	<i>Gnorimopsar chopi</i>					3			3
	Total	78	10	13	55	26			26

N – Número de indivíduos analisados; Npg - Número de indivíduos positivos para *Giardia*; Npe - Número de indivíduos positivos para *Eimeria*; Nb - Número de indivíduos positivos para ambos os parasitos.

Continuação da Tabela 2.

	Recor										Esecac									
	Esfregaço			Sangue		Esfregaço e Sangue					Esfregaço			Sangue		Esfregaço e Sangue				
	N	Ns	Np	Ns	Np	Ns	Npb	Npsw	Npbth	Ntp	N	Ns	Np	Ns	Np	Ns	Npb	Npsw	Npbth	Ntp
<i>Myiarchus tyrannulus</i>	2					2	1	1		2										
Pipridae																				
<i>Antilophia galeata</i>	11			4	1	7		2		3										
Poliopitidae																				
<i>Poliopitila dumicola</i>										0	2				2		2			2
Troglodytidae																				
<i>Thryothorus leucotis</i>	3	1	1			2			1	2										
Turdidae																				
<i>Turdus leucomelas</i>	8			4	1	4		1	2	0	3			1	1	2	1	1		3
<i>Turdus rufiventris</i>	3			1	1	2		2		3										
Vireonidae																				
<i>Cyclarhis gujanensis</i>	1			1	1					1	1				1	1				1
Coerebidae																				
<i>Coereba flaveola</i>	6	1	1	1		4			1	2	1			1	1					1
Thraupidae																				
<i>Neothraupis fasciata</i>	2	2								0										
<i>Thlypopsis sordida</i>	1			1	1					1										
<i>Schistochlamys melanopsis</i>	3			1		2	2			2										
<i>Tangara cayana</i>	3			1		2			2	2	2			1	1	1		1		2
<i>Thraupis palmarum</i>	3					3	1		2	3										
<i>Tachyphonus rufus</i>	2					2	1		1	2										
<i>Ramphocelus carbo</i>	1			1	1					1										
Emberizidae																				
<i>Saltator similis</i>	17			15	5	2			1	6	3	2	2		1					2
<i>Geothlypis aequinoctialis</i>	5			2		3			3	3										
<i>Basileuterus flaveolus</i>	1			1	1					1										
<i>Zonotrichia capensis</i>	7			5	1	2	1		1	3										
<i>Arremon flavirostris</i>	5			4		1			1	1										
<i>Volantina jacarina</i>	9			4	4	5	2		3	9										
<i>Coryphospingus cucullatus</i>	1			1						0										
Icteridae																				
<i>Gnorimopsar chopi</i>											3				3		1			1
Fringillidae																				
<i>Cyanocompsa brissonii</i>	2			1		1	1			1										
Total	150	10	4	66	26	74	14	10	25	75	41	3	3	3	3	35	4	17	6	32

N – número de indivíduos capturados; Ns – Número de amostras analisadas de cada tipo de material; Np – Número de indivíduos positivos para cada tipo de material; Npb - Número de indivíduos positivos apenas para sangue; Nps - Número de indivíduos positivos apenas para esfregaço; Npbth- Número de indivíduos positivos para ambos os tipos de coleta; Ntp – Número total de indivíduos positivos.

5 DISCUSSÃO

Os resultados mostram um amplo espectro de espécies de aves com infecção nas duas áreas estudadas. Das 32 espécies de aves estudadas para os três parasitos, 22 foram positivas para ambos. Quando analisada a porcentagem de contaminação dos três parasitos independentemente a prevalência variou entre 69% (encontrado em *Chalmydophila psittaci*) e 90% (encontrado em *Eimeria* spp).

Dos protozoários que frequentemente acometem animais e homens, *Giardia* spp. tem despertado interesse pelo seu potencial como agente de zoonose, causando em animais jovens diarreia intermitente, comprometimento na digestão e alimentação, desidratação e perda de peso, podendo levar em alguns casos à morte (Mundim et al., 2003).

A incidência de *Giardia* spp. na avifauna silvestre recebe maior atenção quanto à problemas relacionados a saúde pública. Aves de vida livre podem veicular cistos de *Giardia* atuando como transportadores mecânicos, que podem contaminar o ambiente e reservatórios de água, comprometendo a saúde humana (Al-Sallami, 1991; Upcroft 1997).

Apesar de conhecida a forma de dispersão desse protozoário é ainda de grande importância que estudos a cerca das linhagens que contaminam os diferentes grupos sejam realizados auxiliando o entendimento do fluxo dentro e entre as espécies, bem como a criação de métodos de controle desse protozoário.

Entre os protozoários que causam doenças em aves, *Eimeria* spp. é considerada a mais importante para a avicultura industrial, sendo esse protozoário o causador da coccidiose. Causa entre outros sintomas enterite e diarreia havendo um efeito sinérgico da coccidiose com outras doenças, sendo mais severos do que quando ocorre sozinha (Allen e Fetterer, 2002).

Assim como *Giardia* spp. aves de vida livre podem contaminar reservatórios de água e alimentos, podendo disseminar essa doença para fazendas produtoras de animais para corte. Uma característica peculiar para esse grupo é a autolimitação quanto à resposta imune. Em função do ciclo endógeno a resposta imune só será efetiva na segunda infecção (Kawazoe, 2000).

A ocorrência elevada do gênero *Chlamydophila* pode ser atribuída a vários fatores já que a infecção geralmente se desenvolve através da inalação do organismo em forma de aerossol ou secreções respiratórias de aves infectadas. Os fatores que propiciam a transmissão da doença podem estar relacionados ao tempo em que o filhote permanece no ninho, a forma de alimentação onde a mãe pode transmitir a bactéria para os filhotes através de regurgitação do alimento ou fezes deixadas por aves contaminadas (Wittenbrink et al., 1993; Andre, 1994).

Mortes causadas por esse tipo de infecção já foram descritas em columbiformes e passeriformes (Grimes et al., 1966; Gough & Bevan, 1983; Simpson & Bevan, 1989).

A ocorrência desse gênero pode ser explicada devido à presença de aves migratórias como *Volantina jacarina* ou *Elaenia chiriquensis*. Dessa forma, é possível que haja contaminação dessas aves em um local onde haja infecções causadas por esse gênero de parasito e propagação para outras áreas não afetadas o que poderá rapidamente contaminar outras espécies, mesmo que residentes, devido à facilidade de contaminação desse parasito. A transmissão de muitas outras espécies de micro-organismos patogênicos além de bactérias do gênero *Chlamydophila* está associada com a ocorrência de aves migratórias (Hubalek, 2004).

As aves mesmo que não apresentem sintomas, podem ser portadoras crônicas sendo essas causadoras da disseminação da doença para outros indivíduos da mesma ou de outras espécies (Raso et al., 2006). É possível que haja nos locais em que foram realizadas as coletas uma incidência ainda mais elevada do que a encontrada no trabalho. Isso pode ocorrer, pois quando as aves apresentam um elevado nível de contaminação há grandes dificuldades para se locomover dessa forma elas não são amostradas pela metodologia de captura utilizada neste trabalho.

O diagnóstico de infecção por endoparasitos pode ser importante também para seleção de indivíduos não infectados destinados à translocação de indivíduos entre áreas naturais ou do cativeiro para a natureza, redução assim a propagação da doença para outras regiões. A transmissão dessa infecção pode ocorrer também entre diferentes classes taxonômicas, sendo o contágio mais freqüente de aves para mamíferos. A contaminação pelo gênero *Chlamydophila* para humanos se dá mais facilmente entre outros mamíferos e humanos do que entre aves e humanos, dessa forma, o contágio por aves de vida livre são menos freqüentes do que por mamíferos contaminados ou aves domésticas (Song et al., 2009).

As causas desta elevada incidência ainda estão sendo investigadas, e a identificação destas poderá contribuir para compreender o impacto dessas parasitoses na avifauna local assim como, no controle sanitário da população humana do DF.

6 CONCLUSÃO

A alta prevalência de parasitos na comunidade de aves de vida livre do Distrito Federal pode ter implicações econômicas, na conservação da avifauna e na saúde pública, devendo assim suas causas ser mais bem investigadas. Maior atenção para essas enfermidades deve ser dada especialmente em áreas naturais próximas a áreas urbanas.

7 BIBLIOGRAFIA

- Allen PC, Fetterer RH 2002. Recent advances in biology of Eimeria species and diagnosis and control of infection with these coccidian parasites of poultry. *ClinMicrob Rev*; 15: 58-65.
- Al-Sallami S 1991. A possible role of crows in the spread of diarrhoeal diseases in Aden. *J Egypt Public Health Assoc* 66: 441-449.
- Altizer, SM., Oberhauser, KS. & Brower, LP. 2000. Associations between host migration and the prevalence of a protozoan parasite in natural populations of adult monarch butterflies. *Ecological Entomology*. 25: 125-139.
- Andre JP 1994. La chlamydie aviaire a` Chlamydia psittaci chez les oiseaux de cage: revue bibliographique. *Re´v. Me´d. Ve´t.* 145, 915-929.
- Barlett PC, Judge LJ 1997. The role of epidemiology in public health. *Office International des Epizooties Scientific and Technical Review* 16(2): 331-336.
- Barnes HJ 1986. Parasites. In: Harrison GJ, Harrison R (eds). *Clinical Avian Medicine and Surgery*. Philadelphia: W.B. Saunders Company, pp 472-485.
- Buxton D, Rae AG, Maley SW, Thomson KM et al. 1996. Pathogenesis of Chlamydia psittaci infection in sheep: detection of the organism in a serial study of the lymph node. *J. Comp. Pathol.* 114: 221-230.
- Corrêa SHR, Passos EC 2001. Wild animals and public health. In: Fowler ME, Cubas ZS (eds). *Biology, medicine, and surgery of South American wild animals*. Ames: Iowa University Press, pp. 493-499.
- Freitas MFL, Oliveira JB, Cavalcanti MDB, Leite AD, Magalhães VS, Oliveira RA, Sobrinho AE 2002. Parasitos gastrointestinais de aves silvestres em cativeiro em el estado de Pernambuco, Brasil. *Parasitologia Latinoamericana*, vol. 57, p. 50-54.
- Fudge AM 1996. Avian Chlamydiosis. In: Roskopf W & Woerpel R (eds). *Diseases of cage and aviary birds*. 3 ed. Baltimore: Williams & Wilkins Company, pp. 572-585.
- Gough RE, Bevan BJ 1983. Isolation and identification of Chlamydia psittaci from collared doves (*Streptopelia decaocto*). *Vet. Rec.* 112, 552.
- Grimes JE, Sullivan TD, Irons, JV 1966. Recovery of ornithosis agent from naturally infected white-winged doves. *J Wildlife Manage.* 30, 594-598.
- Hakkarainen, H, Ilmonen, P, Koivunen, V & Korpimäki, E 1998. Blood parasites and nest defense behaviour of Tengmalm's owls. *Oecologia*. 114: 574-577.
- Hamilton, WD. & Zuk, M 1982. Heritable true fitness and bright birds: a role for parasites? *Science*. 218: 384-387.
- Hubalek Z, 2004 An annotated checklist of pathogenic microorganisms associated with migratory birds. *J. Wildl. Dis.* 40, 639-659.
- Kawazoe U 2000. Cccidiose In Doença das Aves; Campinas, FACTA, p391-405.
- Korpimäki, E., Hakkarainen, H. & Bennett, G. F. 1993. Blood parasites and success of Tengmalm's owls: detrimental effects on females but not on males? *Functional Ecology*. 7: 420-426.
- Kuhn RC, Rock CM, Oshima KH 2002. Occurrence of Cryptosporidium and Giardia in wild ducks along the rio Grande river Valley in Southern New Mexico. *Applied and Environmental Microbiology*, 161-165,
- Laferty, KD. & Morris, K. 1996. Altered behavior of parasitized killifish increases susceptibility to predation by bird final hosts. *Ecology*. 77: 1390-1397
- Machado RLD et al. 2001. Evaluation of four techniques for diagnosis of Giardia lamblia in children's stool from Belém city, Para State, Brazil. *Revista da Sociedade Brasileira Medicina Tropical* 34(1): 91-93.
- Maksimowich, DS. & Mathis, A 2000. Parasitized salamanders are inferior competitors for territories and food resources. *Ethology*. 106: 319-329.

- Marzal, A., Lope, F., Navarro, C. & Moller, A. P. 2005. Malarial parasites decrease reproductive success: an experimental study in a passerine bird. *Oecologia*. 142: 541-545.
- Mundim MJS, Souza SZ, Hortêncio SM, Cury MC 2003. Frequência de *Giardia* spp. por duas técnicas de diagnóstico em fezes de cães. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.* 55(6): 770-773
- Oppliger, A., Christie, P. & Richner, H. 1997. Clutch size and malarial parasites in female great tits. *Behavioral Ecology*. 8: 148-152.
- Poulin, R. 2007. *Evolutionary Ecology of Parasites*. Princeton University Press, Princeton, New Jersey. 332 pp.
- Prichard R & Tait A. 2001. The role of molecular biology in veterinary parasitology. *Veterinary Parasitology* 98: 169-94.
- Raso TF, Seixas GHF, Guedes NMR, Pinto AA 2006. *Chlamydophila psittaci* in free-living blue-fronted Amazon parrots (*Amazona aestiva*) and hyacinth macaws (*Anodorhynchus hyacinthinus*) in the Pantanal of Mato Grosso do Sul, Brazil. *Veterinary Microbiology* 117: 235-241.
- Rätti, O, Dufva, R. & Alatalo, RV. 1993. Blood parasites and male fitness in pied flycatcher. *Oecologia*. 96: 410-414.
- Ricklefs, RE. & Fallon, SM. 2002. Diversification and host switching in avian malaria parasites. *Proceedings of the Royal Society of London*. 269: 885-892.
- Ricklefs, RE., Fallon, SM. & Bermingham, E. 2004. Evolutionary relationships, cospeciation and host switching in avian malaria parasites. *Systematic Biology*. 53: 111-119.
- Ricklefs, RE., Swanson, BL., Fallon, SM., Martinez-Abraín, A, Scheuerlein, A, Gray, J & Latta, SC. 2005. Community relationships of avian malaria parasites in southern Missouri. *Ecological Monographs*. 75: 543-559.
- Rose ME 1987. Immunity to *Eimeria* infections. *Veterinary Immunology and Immunopathology* 17: 333-343.
- Scott, ME. 1988. The impact of infection and Disease on animal populations: implications for conservation biology. *Conservation Biology*. 2: 40-56.
- Sigrist T 2007. Guia de campo: Aves do Brasil oriental. *AvisBrasilis*, São Paulo, p. 448.
- Simpson VR 2002. Wild animals as reservoirs of infectious diseases in the UK. *The Veterinary Journal* 163 (2): 128-146.
- Simpson VR, Bevan R 1989. *Chlamydia psittaci* infection in robins. *Vet. Rec.* 125, 537.
- Song L, Li Y, Liu G, et al. 2009. Genotyping of *Chlamydophila psittaci* strains derived from avian and mammalian species *J. Vet Res Commun*, 33: 577-580.
- Sundberg J 1995. Parasites, plumage coloration and reproductive success in the yellowhammer, *Emberiza citrinella*. *Oikos*. 74: 331-339.
- Upcroft JA, McDonnell PA, Gallagher AN, Chen N, Upcroft P 1997. Lethal *Giardia* from a wild-caught sulphur-crested cockatoo (*Cacatua galerita*) established in vitro chronically infects mice. *Parasitol.* 114: 407-412.
- Wittenbrink MM, Mrozek M, Bisping W 1993. Isolation of *Chlamydia psittaci* from a chicken egg: evidence of egg transmission. *J. Vet. Med. B* 40, 451-452.
- Woldehiwet Z. 2001. Avian Chlamydiosis (Psittacosis/Ornithosis). In: Jordan F, Pattison M, Alexander D, Faragher T (eds). *Poultry diseases*. 5 ed. Hardcover W. B. Saunders, pp. 194-202.