

Cátia Maria Moutinho Lourenço

**Prevalência de Parasitas Gastrointestinais em Aves de
Falcoaria e Psitacídeos no distrito de Lisboa**

Constituição do Júri:

Presidente: Professor Doutor Daniel Murta em
representação da Professora Doutora Laurentina Pedroso

Arguente: Professora Doutora Margarida Simões

Orientadora: Professora Doutora Ana Munhoz

Orientação:

Orientadora: Professora Doutora Ana Munhoz

Co-Orientador: Professor Doutor Rui Patrício

Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias

Faculdade de Medicina Veterinária

Lisboa

2015

Cátia Maria Moutinho Lourenço

**Prevalência de Parasitas Gastrointestinais em Aves de
Falcoaria e Psitacídeos no distrito de Lisboa**

Dissertação apresentada para a obtenção do Grau de Mestre em
Medicina Veterinária no curso de Mestrado Integrado em
Medicina Veterinária conferido pela Universidade Lusófona
de Humanidades e Tecnologias

Presidente: Professor Doutor Daniel Murta em representação
da Professora Doutora Laurentina Pedroso

Arguente: Professora Doutora Margarida Simões

Orientadora: Professora Doutora Ana Munhoz

Co-Orientador: Dr. Rui Filipe Galinho Patrício

Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias

Faculdade de Medicina Veterinária

Lisboa

2015

Agradecimentos

Em especial aos meus Pais e irmão, pelo apoio incondicional, pois sem eles nada teria sido possível.

Ao meu namorado Tiago pela paciência e apoio neste últimos 6 anos de curso.

Ao Dr. Hugo Lopes e Dr. Ricardo Carreiro por tudo o que me ensinaram e pela paciência.

A todos os meus amigos e colegas em especial ao Gonçalo e a Carolina pela paciência e apoio nestes anos de faculdade

A todos os meus professores pelo ensino prestado, em especial:

- Dra. Ana Araújo pelo auxílio na elaboração da dissertação
- Dr. Rui Patrício pela partilha de conhecimentos, paciência e ajuda na recolha de dados
- Dra. Inês Viegas pela ajuda na análise estatística

A Todos os animais pois sem eles nada disto faria sentido.

Resumo

As aves podem ser acometidas por vários parasitas gastrointestinais tais como os helmintes e os protozoários. Estes têm vindo a destacar-se relativamente à frequência e aos numerosos problemas sanitários que provocam nas aves, selvagens e exóticas, mantidas em cativeiro. Vários estudos têm sido efetuados nos últimos anos, acerca da prevalência de parasitas gastrointestinais em aves de rapina e psitacídeos selvagens mas poucos têm sido efetuados nestas aves mantidas em cativeiro.

Este trabalho pretende avaliar a prevalência dos parasitas gastrointestinais das aves de falcoaria e dos psitacídeos mantidos em cativeiro e a eventual necessidade de efetuar uma terapêutica preventiva e/ou curativa das parasitoses. Para tal foram realizados exames coprológicos através do método direto, método de flutuação e método de sedimentação em 121 aves, das quais 74 psitacídeos e 47 aves de falcoaria de varias espécies, idades e sexos, presentes em consultas na clínica vetolaias, oriundas de lojas, criadores e colecionadores. A presença de parasitas gastrointestinais foi observada em 4,1% dos psitacídeos e 14,9% nas aves de falcoaria.

Este estudo demonstrou que, embora a prevalência observada não tenha sido tão elevada como descrita noutros estudos realizados, as aves em cativeiro também estão predispostas às parasitoses gastrointestinais, sendo aconselhável a adoção de medidas de prevenção.

Palavras-Chaves: Parasitismo gastrointestinal, Aves de Falcoaria, Psitacídeos, medidas preventivas.

Abstract

Birds can be affected by various gastrointestinal parasites such as protozoa and helminths. These have come to stand out in relation to the frequency and the many health problems that affect wild and exotic birds kept in captivity. Several studies have been made in recent years on the prevalence of gastrointestinal parasites in birds of prey and psittacine birds but few have been performed in these animals kept in captivity.

This work intends to evaluate the situation of gastrointestinal parasites of falconry birds and psittacines in captivity and the possible need to make a preventive therapy and / or treatment of parasitic diseases. For this purpose stool tests were conducted through direct method, flotation method and sedimentation method in 121 birds, of which 74 were psittacines and 47 falconry birds of various species, ages and genders, present in consultations at the clinic vetolaias, coming from petshops, breeders and private collectors. The presence of gastrointestinal was observed parasites in 4.1% of the psittacines and 14.9% in the falconry birds.

This study showed that, although the prevalence observed was not as high as described in other studies, the captive birds are also prone to gastrointestinal parasites, it is advisable to adopt preventive measures.

Key-words: Gastrointestinal parasitism, Falconry Birds, Psittacines, preventive measures

Lista de Abreviaturas

ADN	Ácido desoxirribonucleico
ARN	Ácido ribonucleico
BID	<i>Bis in die</i> (duas vezes por dia)
ELISA	“Enzyme-Linked Immunosorbent Assay” (ensaio imuno-enzimático)
IFI	Imunofluorescência indireta
IM	Intramuscular
OPG	<i>Oocysts per gram</i> (Oocistos por grama)
PCR	“ <i>Polymerase Chain Reaction</i> ” (reacção em cadeia da polimerase)
PO	<i>Per os</i> (por via oral)
SAF	Acetato sódico formaldeído
SC	Subcutâneo
SID	<i>Semel in die</i> (uma vez por dia)
SWFH	The Souq Waqif Falcon Hospital

Índice

1-INTRODUÇÃO	9
1.1 Abordagem às aves de falcoaria	9
1.1.1 Particularidades Anatômicas e Fisiológicas	9
1.2 Abordagem aos Psitaciformes	10
1.2.1 Particularidades Anatômicas e Fisiológicas	10
1.3 Endoparasitas	11
1.3.1 Protozoários	12
1.3.1.1 Coccidiose	13
1.3.1.2 Giardiose	15
1.3.2 Helmintes	16
1.3.2.1 Nematodes	17
1.3.2.1.1 Ascarídeos	17
1.3.2.1.2 Espirurídeos	18
1.3.2.1.3 <i>Capilaria</i> spp.	19
1.3.2.2 Cestodes	20
1.3.2.3 Trematodes	21
1.4 Patogenicidade dos parasitas gastrointestinais	22
a) Coccidiose	22
b) Giardiose	23
c) Ascaridiose	24
d) Espiruridiose	25
e) Capilariose	25
f) Cestodose	26
g) Trematodose	27
1.5 Diagnóstico	28
1.5.1 Diagnóstico Laboratorial	28
1.5.1.1 Exame Direto	28
1.5.1.2 Método de Flutuação	29
1.5.1.3 Método de Sedimentação	30
1.5.1.4 Técnica de Baermann	31
1.5.1.5 Parasitologia Molecular e Imunológica	32
1.5.1.6 Outros Métodos de Diagnóstico	33
1.5.2 Diagnóstico <i>Post-Mortem</i>	34
1.6 Tratamento e Profilaxia	35

1.7 Objetivos	41
2.0 MATERIAIS E MÉTODOS	42
2.1 Desenho de estudo	42
2.2 Recolha das Amostras	42
2.3 Colheita e conservação das amostras	42
2.4 Recolha de dados	43
2.5 Técnicas laboratoriais utilizadas na análise das amostras	43
2.5.1 Exame macroscópico	43
2.5.2 Exame direto	43
2.5.3 Técnica de Flutuação de Willis	43
2.5.4 Técnica de Sedimentação Natural	44
2.6 Análise Estatística	44
3.0 RESULTADOS	44
3.1 Amostra	45
3.2 Fatores determinantes intrínsecos e extrínsecos e a sua relação com o parasitismo	48
3.2.1 Determinantes intrínsecos	48
3.2.1.1 Sexo	48
3.2.1.2 Espécie	48
3.2.1.3 Idade	49
3.2.1.4 Frequência de desparasitação	49
3.2.2 Determinantes extrínsecos	50
4.0 DISCUSSÃO	51
5.0 CONCLUSÃO	53
6.0 BIBLIOGRAFIA	55
7.0 APÊNDICE	63
7.1 Apêndice.1/ Questionário realizado aos proprietários	63

Índice de Tabelas

Tabela 1- Soluções de flutuação comuns para o método de flutuação (adaptado de Foreyt, 2001)	30
Tabela 2- Tratamento e Profilaxia (adaptado de Carpenter <i>et al.</i> , 2013)	36
Tabela 3- Parasitismo em Aves de falcoaria e relação com a desparasitação	49
Tabela 4- Parasitismo em Psitacídeos e relação com a desparasitação	49

Índice de Figuras

Figura 1- Representação de ovos dos endoparasitas mais comuns em aves (Cooper, 2002)	12
Figura 2 Oocistos de <i>Coccidia</i> observados através da técnica de flutuação nas fezes de um falcão Gerifalte peregrino (fotografias da autora) 40x	15
Figura 3- Oocistos <i>Coccidia</i> observados através da técnica de flutuação nas fezes de um falcão Gerifalte peregrino (hibrido) (fotografias da autora) 40x	15
Figura 4 - Trofozoítio de <i>Giardia</i> spp. (Hendrix & Robinson, 2006)	16
Figura 5- Ovo de um ascarídeo (Hendrix & Robinson, 2006)	18
Figura 6- Ovos de espirurídeos observados através da técnica de flutuação nas fezes de um bufo real (<i>Bubo bubo</i>) (fotografias da autora) 40x	19
Figura 7- Ovos de espirurídeos observados através da técnica de flutuação nas fezes de um bufo real (<i>Bubo bubo</i>) (fotografias da autora) 40x	19
Figura 8- Ovos de <i>Capilaria</i> spp. observadas através da técnica de flutuação nas fezes de um falcão gerifalte (<i>Falco rusticolus</i>) (fotografias da autora) 40x	20
Figura 9- Ovos de <i>Capilaria</i> spp. observadas através da técnica de flutuação nas fezes de um falcão gerifalte (<i>Falco rusticolus</i>) (fotografias da autora) 40x	20
Figura 10- Ovo de <i>Taenia</i> spp. (Ridley, 2012)	21
Figura 11- Ovo de Trematode (Hendrix & Robinson, 2006)	22
Figura 12- Efeitos da gravidade específica das soluções de flutuação (adaptado de Foreyt, 1989)	30
Figura 13- Método de flutuação (Zajac & Conboy, 2012)	44
Figura 14- Resultados de deteção do parasitismo gastrointestinal em aves	45
Figura 15- Aves de falcoaria positivas e negativas pelo método directo	46
Figura 16- Aves de falcoaria positivas e negativas pelo método de flutuação	46
Figura 17- Psitacídeos positivos e negativos pelo método directo	47
Figura 18- Aves de falcoaria sintomáticas e assintomáticas, e sua relação com o parasitismo gastrointestinal	47
Figura 19- Psitacídeos sintomáticos e assintomáticos, e sua relação com o parasitismo gastrointestinal	48
Figura 20- Distribuição dos casos de parasitismo em Aves de falcoaria por época/estação do ano	50
Figura 21- Distribuição dos casos de parasitismo em psitacídeos por época/estação do ano	50

1-Introdução

1.1 Abordagem às aves de falcoaria

A falcoaria é considerada a arte de criar, treinar e cuidar de aves de rapina (Nogueira, 2014). São usadas várias espécies de Falconiformes, Accipitriformes e Strigiformes, sendo os Falconiformes e Accipitriformes aves de rapina diurnas como os falcões, águias, milhafres, açores, gaviões e abutres; os Strigiformes são aves de rapina noturnas como mochos, corujas e bufos. A prática de caça com estes animais existe há mais de quatro mil anos mas, além da prática de caça, nos Emirados Árabes Unidos a falcoaria com Falconiformes ainda é uma tradição largamente difundida pela sociedade (Muller, 2009).

As aves que contribuíram para este estudo eram utilizadas para diversas funções. Algumas eram utilizadas em aterros sanitários para afugentar as gaivotas e outras aves, outras utilizadas, para o mesmo efeito, em aeródromos, junto às pistas de aterragem/descolagem e por último uma grande parte delas para exposições de voo para público.

1.1.1 Particularidades Anatômicas e Fisiológicas

O peso corporal destas aves é centralizado, sendo o sistema digestivo o mais volumoso e pesado dentro dos sistemas viscerais. Este encontra-se na cavidade celômica, entre as asas, permitindo assim que as aves possam conservar o equilíbrio e aerodinâmica. O trato gastro-intestinal começa no bico que, nestas aves tem uma configuração em gancho e é pontiagudo. A forma varia um pouco conforme a alimentação e forma de caça. Por exemplo, os Falconiformes possuem um bico curto com um entalhe chamado de “dente tomial” que é utilizado para matar, provocando deslocação cervical nas suas presas (Cooper, 2002).

A mobilidade da língua nestas espécies é maior do que em outras espécies de aves, de forma a prevenir que sufocuem quando da ingestão de grandes quantidades de alimento. Possuem também espículas e uma forma especializada para ajudar a empurrar o alimento (Olsen, 2010).

Todas as aves de rapina possuem papo, exceto os Strigiformes. Quando presente, este é fusiforme e possui um esfíncter inferior pouco desenvolvido. O papo permite que

a ave consoma grandes quantidades de alimento o mais rápido possível e também uma digestão mais lenta, num local de descanso à escolha da ave. Nas aves de rapina a camada muscular está praticamente ausente, pois a proteína animal necessita de pouca digestão mecânica, mas sim de uma digestão enzimática (Olsen, 2010).

O pH estomacal em jejum nas aves de rapina diurnas é aproximadamente de 1,7 enquanto nas noturnas o pH ronda os 2,7. Uma outra característica das aves de rapina noturnas é a regurgitação de egagrópios (materiais não digeríveis da refeição como ossos, dentes, pêlos, entre outras partes não digeríveis) a cada refeição, enquanto as aves de rapina diurnas, dependendo da alimentação, podem passar por várias refeições sem regurgitarem (Cooper, 2002).

O duodeno é relativamente comprido e em algumas espécies existem ansas secundárias. O ceco nas aves de rapina diurnas é vestigial, enquanto nos Strigiformes é bem desenvolvido, assumindo como função principal a reabsorção de água e a homeostasia do nitrogênio. O intestino grosso é curto e linear, com exceção do *Falco naumanni* (Peneireiro das Torres ou Francelho), que possui um intestino grosso anormalmente longo (Olsen, 2010).

1.2 Abordagem aos Psitaciformes

Aves da Ordem dos Psitaciformes e Família Psittacidae das quais existem 82 géneros e 303 espécies. Estas são procuradas para animais de estimação por serem ótimos para esta finalidade, quer pelas cores atrativas e inteligência quer pela capacidade de imitar a voz humana e possibilidade de serem treinados. Não esquecendo que muitas participam em exposições pela sua beleza natural (Beynon *et al*, 1996).

As aves que contribuiram para este estudo provinham de particulares e lojas de animais.

1.2.1 Particularidades Anatômicas e Fisiológicas

O bico dos psitacídeos consiste numa base óssea coberta por uma camada de queratina de crescimento contínuo denominada Rhamphoteca (Beynon *et al*, 1996). A porção maxilar, curva e pontiaguda, é conhecida por Rhinototeca, e a porção mandibular, curva e romba, por Gnathototeca (Tully Jr & Dorrestein, 2000).

A coana é uma fissura mediana no palato, que efetua ligação da orofaringe à cavidade nasal. Caudal à coana e ao palato encontra-se a fenda infundibular que ao resistir à pressão atmosférica, permite as mudanças de altitude durante o voo. Pelo fato de esta não fechar (devido à pressão atmosférica), faz com que as mudanças de altitude durante o voo sejam possíveis (Doneley, 2010).

A língua é suportada pelo aparelho hióide e possui muitas adaptações para a colheita, manipulação e deglutição dos alimentos. Somente os papagaios possuem músculos intrínsecos na língua para ajudar na manipulação das sementes. Caudalmente a esta encontra-se a laringe e a glote. A língua possui papilas em direção caudal para auxiliar a deglutição (Doneley, 2010).

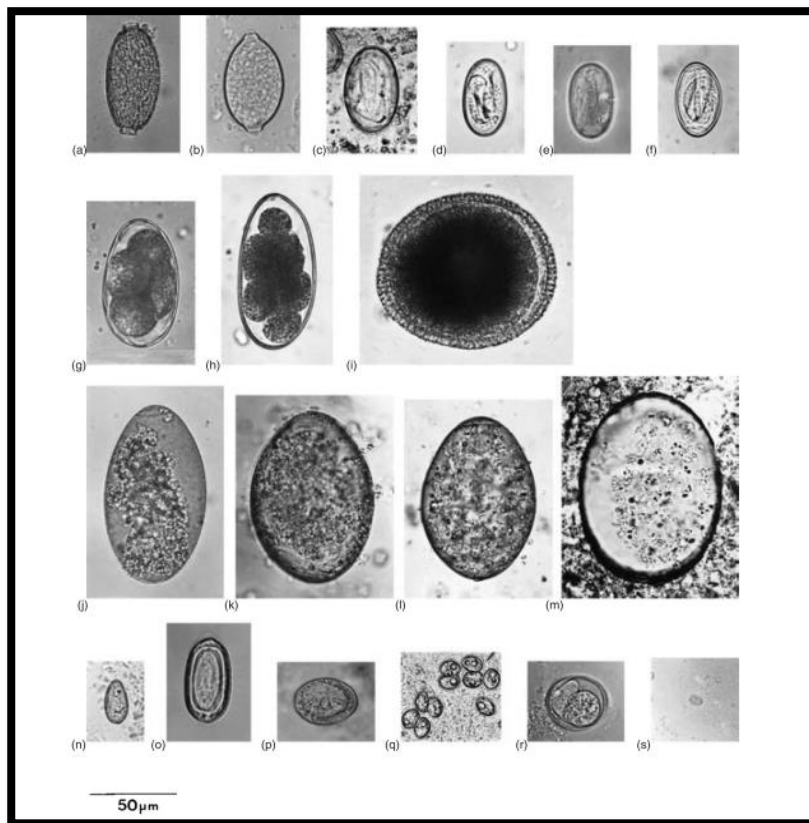
O papo nestas aves é muito volumoso, servindo de área de armazenamento de alimentos (Doneley, 2010). Pouca é a digestão química no papo além da provocada pelos sucos salivares. A alimentação passa para a porção glandular do estômago, onde a pepsina e o ácido clorídrico são secretados. De seguida encontra-se o ventrículo. A parede deste possui uma grande quantidade de músculo liso que, através de contrações assimétricas trituram a comida. A proteólise ocorre a um Ph baixo (Beynon *et al*, 1996).

O intestino das aves granívoras e herbívoras é mais extenso do que o intestino de aves carnívoras, insetívoras e frugívoras (H.Brian & H.coles, 2006). O duodeno, jejuno e íleo localizam-se no lado direito da cavidade celômica. O ceco é vestigial em psitacídeos (Doneley, 2010).

1.3 Endoparasitas

São denominados endoparasitas (Fig.1), os parasitas que no seu estado adulto se encontram no interior de um animal (Krone, 2007). Fazem parte deste grupo os helmintes e os protozoários (Doneley, 2009). Estes apresentam vários subfilos e classes. Nos helmintes temos a Classe Nematode, Trematode e Cestode e nos protozoários temos o subfilo Sarcomastigophora e Apicomplexa (Urquhart, 1996).

Neste trabalho são descritos apenas os principais parasitas gastrointestinais, de relevância veterinária, nas aves de falcoaria e psitacídeos, como alguns Helmintes (Nematodes, Trematodes e Cestodes) e Protozoários (Sarcomastigophora e Apicomplexa).



Fases reprodutivas dos endoparasitas mais comuns: (a-o) Ovos de helmintos, (p-r) Protozoários. (a) *Capillaria tenuissima*; (b) *Eucoleus dispar*; (c) *Serratospiculum tendo*; (d) *Physaloptera alata*; (e) *Synhimantus laticeps*; (f) *Microtetrameres cloacitectus*; (g) *Syngamus traquea*; (h) *Hovorkonema variegatum*; (i) *Porrocaecum* sp .; (j) *Neodiplostomum attenuatum*; *serpens* (k) Nematostrigea; (l) *Strigea falconispalumbi*; (m) *Paracenogonimus* sp .; (n) *Metorchis* sp .; (o) *Cladotaenia globifera*; (p) oocistos de *Sarcocystis* sp .; (q) oocisto de *Caryospora* sp .; (R) *Trichomonas gallinae* (Cooper, 2002)

Figura 1- Representação de ovos dos endoparasitas mais comuns em aves (adaptado de Cooper, 2002)

1.3.1 Protozoários

Do grego *Proto* que significa primeiro e *Zoon* que significa animal (Mehlhorn, 2008), fazem parte do Reino Protista e Subreino Protozoa (Taylor, 2007). Existem quatro subfilos de protozoários com importância veterinária (Urquhart, 1996). São organismos eucarióticos e unicelulares que geralmente se encontram relacionados com outras formas multicelulares. A maioria dos protistas são organismos de vida livre e, de entre aqueles que vivem no interior de mamíferos e aves somente uma pequena porção é associada a doenças. Nem sempre o parasitismo é a causa da sintomatologia, como exemplo, alguns flagelados intestinais que se multiplicam quando o hospedeiro apresenta diarreia. Nestes casos a presença de flagelados no esfregaço fecal é o resultado e não a causa da diarreia.

Por outro lado, existem protistas que se comportam como patogénicos primários e são responsáveis por algumas das doenças importantes de animais domésticos e seres humanos, como por exemplo a malária, a piroplasmose, a trichomonose, a giardiose e a coccidiose (Bowman, 2014).

Existem três meios de locomoção nos protozoários: por meio de um ou mais flagelos, por meio de cílios ou através de pseudópodes. Alguns protozoários como *Eimeria* spp. não possuem meios de locomoção mas são capazes de movimentos de deslizamento. Os protozoários alimentam-se através de pinocitose e/ou fagocitose (Taylor, 2007).

O estado infeccioso dos protozoários é chamado de esporozoíto. O trofozoíto é o termo aplicado ao estado do protozoário que se encontra no hospedeiro, onde se alimenta e desenvolve até a divisão começar. Na maioria dos protozoários a reprodução é assexuada e realizada por divisão binária ou como no caso de algumas espécies de *Babesia*, intra-eritrocitária (dentro dos eritrócitos). Outra forma assexuada que ocorre no subfilo Sporozoa é a esquizogonia. Nestes, o trofozoíto possui um crescimento rápido, enquanto o núcleo se divide rapidamente. Esta estrutura é chamada de esquizonte e quando maduro, cada núcleo adquire uma parte do citoplasma de modo a que o esquizonte seja preenchido por um grande número de organismos separados e alongados chamados de merozoítos. Por fim o esquizonte rompe-se, libertando merozoítos individuais. No entanto a maioria dos parasitas do subfilo Sporozoa, em certas fases do ciclo de vida, possuem também uma fase de reprodução sexuada, conhecida por gametogonia. Por vezes as duas fases, a assexuada e a sexuada, ocorrem no mesmo hospedeiro, como acontece na *Eimeria* spp.; enquanto noutros, tais como o *Plasmodium* spp., a fase assexuada ocorre no hospedeiro vertebrado, e a fase sexuada num vetor artrópode (Taylor, 2007).

1.3.1.1 Coccidiose

É uma doença parasitária causada por coccídeas, pertencentes ao maior grupo do Filo Apicomplexa (Gunn & Pitt, 2012). As aves mais frequentemente parasitadas por este grupo são algumas espécies de Passeriformes, Psitaciformes, Falconiformes, Galiformes e Columbiformes, sendo uma das principais causas de alterações gastrointestinais (Samour, 2010).

As coccídeas são parasitas intracelulares, de vertebrados e invertebrados, e estão principalmente associadas às células intestinais, embora também possam infectar outras (Gunn & Pitt, 2012). As espécies de coccídeas são inúmeras e incluem *Eimeria* spp., *Isospora* spp. e *Caryospora* spp.. Cada uma destas três espécies apresenta diferenças nos esporocistos e esporozoítos, sendo que a *Isospora* spp. possui dois esporocistos com quatro esporozoítos cada e é mais comum em Psitaciformes, Passeriformes e Piciformes; enquanto *Eimeria* spp. possui quatro esporocistos com dois esporozoítos cada e é mais comum em Galiformes e Columbiformes. Por último a *Caryospora* spp., que possui um esporocisto e oito esporozoítos e é mais comum nas aves de rapina (Doneley, 2010).

O ciclo de vida pode ser direto ou indireto nas aves de rapina, podendo estas ingerir presas parasitadas por coccídeas, como roedores e outras aves, e assim ficarem infectadas (Cooper, 2002).

Nas outras aves o ciclo é direto. O hospedeiro contamina-se ao ingerir o oocisto, que é destruído no ventrículo (estômago mecânico), libertando os esporocistos. Em seguida, através da ação da tripsina e da bÍlis, ocorre a libertação dos esporozoítos no intestino delgado. Esses esporozoítos penetram nas células da mucosa intestinal originando os trofozoítos e depois os esquizontes, iniciando assim a reprodução assexuada denominada de esquizogonia ou merogonia. Cada esquizonte tem no seu interior um número variável de merozoítos, segundo a espécie (Doneley, 2010).

Após a esquizogonia, estes diferenciam-se em microgametócitos e macrogametócitos e em seguida, por reprodução sexuada, geram gametócitos que produzem oocistos não esporulados (Fig.2 e Fig.3) que são eliminados pelas fezes do hospedeiro. Já no meio ambiente húmido e quente, oocistos esporulados tornam-se infectantes. São necessários seis a oito dias para o ciclo de vida se completar (Doneley, 2010).

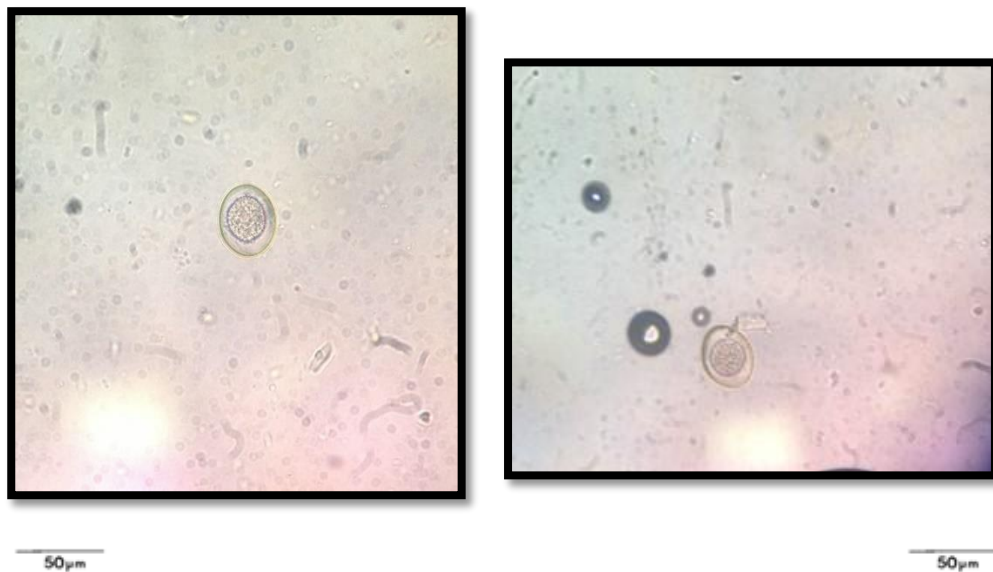


Figura 2 e Figura 3- Oocistos de Coccidia observados através da técnica de flutuação nas fezes de um falcão *gerifalte -peregrino*(híbrido) (fotografias da autora). 40x

1.3.1.2 Giardiose

É causada por um protozoário flagelado do género *Giardia* (Cunha, 2013). As aves mais suscetíveis a este protozoário são as aves de rapina, garças, tucanos, Anseriformes e Psitaciformes (Samour, 2010), sobretudo os psitaciformes domésticos, como os periquitos-australianos (*Melopsittacus undulatus*), as caturras (*Nymphicus hollandicus*) e os *Agapornis* sp. (Cubas & Godoy, 2004). A Giardiose é considerada uma zoonose, podendo o ser humano ficar infetado através de água contaminada ou por contato direto com as fezes de um animal parasitado (Muller, 2009).

O ciclo de vida é direto, podendo as aves ficarem infetadas através de fontes contaminantes como água ou comida (Muller, 2009).

Este protozoário apresenta duas estruturas evolutivas bem definidas no seu ciclo de vida que são: os quistos e os trofozoítos. A forma trofozoíta (Fig.4) possui dois núcleos, oito flagelos e dois axóstilos, que são discos suctórios (ventosas) que mantém o parasita na mucosa para que ele se alimente. A forma quística possui quatro núcleos e há ausência de flagelos. Ambos possuem simetria bilateral (Cunha, 2013).

O quisto, que é o estágio de resistência ambiental e de transmissão do parasita, é a forma infetante para o hospedeiro. Os quistos podem estar presentes em fezes normais de animais assintomáticos e o trofozoíto (Fig.4), que é a forma ativa do parasita, pode ser

encontrado no intestino do hospedeiro, podendo estar associado à apresentação clínica da doença. (Cunha, 2013).

Os trofozoitos são simétricos bilateralmente com dois núcleos, igualmente simétricos, e possuem oito flagelos, dos quais seis emergem livremente à volta do corpo. Possuem também um grande disco liso e aderente, na face ventral do corpo, que facilita a sua fixação nas células da mucosa intestinal (Gunn & Pitt, 2012; Urquhart, 1996).

Após ingerida, a forma quística, sofre ação do pH gástrico baixo e de enzimas pancreáticas que quebram as suas paredes, promovendo a libertação de dois trofozoitos. Estes aderem à mucosa intestinal para iniciar o processo de reprodução assexuada. Em seguida, multiplicam-se por divisão binária, aproveitando nutrientes presentes na mucosa e lúmen intestinal; ao completar o ciclo, a forma quística promove a sobrevivência do parasita no meio ambiente (Cunha, 2013).

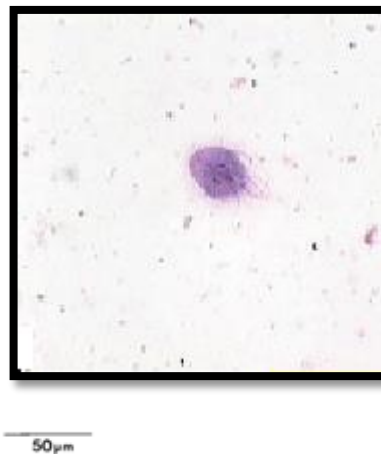


Figura 4 - Trofozoíto de *Giardia* spp. (G.Hornink *et al.*, 2013)

1.3.2 Helmintes

Os helmintes são parasitas distinguidos macroscopicamente pela sua morfologia e pertencentes a três filos: Nematelminte (Classe Nematode), Platyhelminthes (Classe: Trematode e Cestode) e Acanthocephala (Bowman, 2014).

Os helmintes com maior importância em Medicina Veterinária fazem parte do Filo Nematelminte e possuem distribuição cosmopolita (Taylor, 2007). O modo de transmissão dos parasitas às aves pode estar relacionado com condições ambientais que favoreçam a presença de hospedeiros intermediários, nomeadamente invertebrados (Dorrestein, 2009).

1.3.2.1 Nematodes

Os nematodes são os parasitas considerados mais patogênicos para as aves e que podem ter um maior impacto econômico para a avicultura. Nas aves silvestres a infecção é comum (Anderson, 2000).

São espécie-específicos, com ciclo direto, cuja via de transmissão é a horizontal (aves para aves), através da ingestão de larvas, ou pela via indireta, através de um hospedeiro intermediário ou paratênico (Ballweber & Rickard, 2001).

1.3.2.1.1 Ascarídeos

Os ascarídeos fazem parte da Superfamília *Heterakoidea*, Família *Ascaridiidae* e gênero *Ascaridia* spp. (Anderson, 2000). Estes são nematodes relativamente grandes que se encontram no proventrículo das aves (Samour, 2010), podendo também desenvolver-se na cavidade oral e esôfago (Muller, 2009). Estes possuem uma grande distribuição mundial afetando Psitaciformes, Columbiformes, Galiformes (Samour, 2010) e Falconiformes, principalmente *Falco peregrinus* (Muller, 2009).

As fêmeas podem atingir um comprimento de doze centímetros (Mehlhorn, 2008). Os machos possuem uma larga abertura pré-cloacal que os diferencia das fêmeas (Muller, 2009). Os ovos deste grupo são ovais, possuindo uma casca lisa que facilita a sua identificação (Fig.5) (Urquhart, 1996).

O ciclo de vida destes parasitas é direto. A infecção ocorre após a ingestão dos ovos (Samour, 2010) que, após duas a três semanas no hospedeiro, passam para o estado de formas larvares infetantes (Muller, 2009). O ciclo de vida dos nematodes envolve duas fases: uma fase parasitária e outra pré-parasitária. A fase parasitária ocorre dentro do hospedeiro definitivo enquanto a fase pré-parasitária ocorre no meio ambiente ou dentro de um hospedeiro intermediário. O ciclo de vida envolve 6 estádios: o ovo, quatro estádios larvares (L1, L2, L3, L4) e o estado adulto (Ballweber & Rickard, 2001).

As fêmeas originam ovos que vão ser fecundados. Os ovos ao serem eliminados para o meio exterior, tornam-se embrionados e passam a L1. A L1 muda para mais quatro estágios antes de se tornar num adulto capaz de se reproduzir. A terceira fase larvar (L3) é normalmente a fase infetante (Bowman, 2014).

Após a libertação da larva infetante no hospedeiro, esta insere-se na mucosa do intestino delgado e em seguida regressa para o lúmen intestinal onde completa o seu desenvolvimento (Samour, 2010).

Os ovos ao serem excretados para o meio ambiente, podem ter um ciclo biológico direto ou indireto. É no meio ambiente que os ovos se desenvolvem para a forma infetante (Zajac *et al*, 2012). Alguns ovos podem ser ingeridos por hospedeiros intermediários, como minhocas, que podem ser uma via de infecção para as aves (Foreyt, 2001).



50µm

Figura 5- Ovo de um ascarídeo (Hendrix & Robinson, 2006)

1.3.2.1.2 Espirurídeos

Os Espirurídeos podem afetar uma grande variedade de aves mas são geralmente incomuns nas aves de estimação (Hendrix & Robinson, 2006). A maioria dos nematodes da Ordem *Spiruridae* possui como localização a parte superior do tubo digestivo das aves, tendo como preferência o proventrículo e a moela (Campillo & Vasquez, 2001). Somente 3 espécies de Espirurídeos não fazem parte do trato gastrointestinal: *Diplotrriaena* spp., *Hamatospiculum* spp. e *Serratospiculum* spp., pois parasitam o sistema respiratório (Santoro *et al.*, 2012)

Os parasitas adultos desta ordem possuem um esófago dividido em duas partes, uma parte muscular e outra glandular mais larga que a primeira. O macho possui uma bolsa caudal e uma extremidade caudal enrolada em espiral (Campillo & Vasquez, 2001). Os ovos são caracterizados por possuírem uma parede espessa e serem embrionados, com a presença de uma larva no interior de cada ovo (Fig.6 e Fig.7) (Hendrix & Robinson, 2006)

O ciclo de vida desta ordem é indireto, utilizando artrópodes como hospedeiros intermediários. As aves são infetadas pela ingestão dos artrópodes que transportam a larva infetante (L3).

No hospedeiro, as formas adultas eliminam os ovos que, de seguida, são eliminados através das fezes que são ingeridas pelos artrópodes, ficando estes infetados e portadores (Zajac & Conboy, 2012).

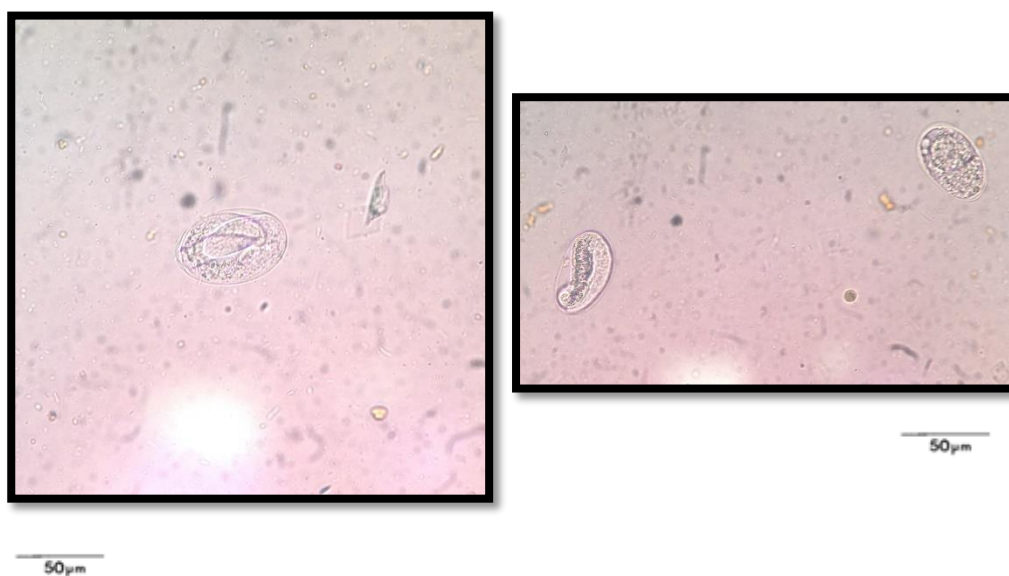


Figura 6 e Figura 7- Ovos de espirurídeos observados através da técnica de flutuação nas fezes de um Bufo real (*Bubo bubo*) (fotografias da autora). 40x

1.3.2.1.3 *Capilaria* spp.

O género *Capilaria* possui distribuição cosmopolita e pode ser encontrado no trato gastrointestinal de várias aves (Muller, 2009) como por exemplo psitacídeos, aves de rapina (Samour, 2010), Columbiformes, Galiformes e Anseriformes (Urquhart, 1996).

C.annulata e *C. contorta* são encontrados no papo e no esófago; *C. caundinflata*, *C. bursata* e *C. obsignata* parasitam o intestino delgado e *C. anatis* pode ser encontrada parasitando os cecos das aves (Muller, 2009).

No hospedeiro as formas adultas podem atingir um comprimento de um a cinco centímetros. As fêmeas depositam ovos bioperculados, tendo uma forma semelhante à de um barril e possuindo um invólucro espesso (Fig.8 e Fig.9) (Taylor, 2007).

O ciclo de vida geralmente é direto, mas algumas espécies de *Capilaria* spp. precisam de um hospedeiro intermediário (Samour, 2010). Os ovos são libertados no meio ambiente com o material fecal dos animais infetados e estes, com as condições adequadas

de humidade e temperatura, tornam-se infetantes e resistentes durante alguns meses no ambiente (Muller, 2009). Em algumas espécies de *Capilaria* spp., os ovos têm de ser ingeridos por um hospedeiro intermediário do género Lumbricinas (minhocas), para se tornarem infetantes (Anderson, 2000), etapa que se pode prolongar por duas a três semanas (Taylor, 2007).

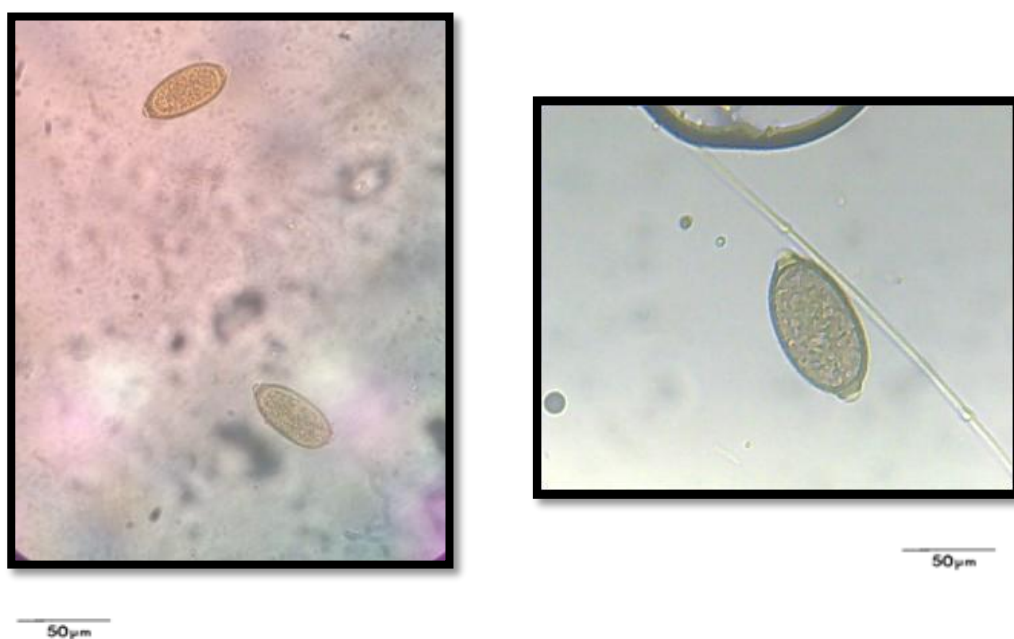


Figura 8 e Figura 9- Ovos de *Capilaria* spp. observados através da técnica de flutuação nas fezes de um falcão gerifalte (*Falco rusticolus*) (fotografias da autora). 40x

1.3.2.2 Cestodes

Os cestodes, também conhecidos por ténias, fazem parte da Classe Cestode, Filo Platyhelminthes e parasitam o trato gastrointestinal de aves. Estes distinguem-se facilmente de outros parasitas devido à sua aparência segmentada. (Thomas & Hunter, 2008). Possuem uma grande distribuição mundial e afetam muitas espécies de aves (Samour, 2010), não sendo no entanto muito comuns em aves granívoras, como os psitacídeos e canários (Tully Jr. & Dorrestein, 2000).

Estes helmintes possuem um ciclo indireto, necessitando assim de um hospedeiro intermediário que podem ser insetos (Doneley, 2009), artrópodes, moluscos, anelídeos (Samour, 2010) ou roedores (Cooper, 2002).

Com as fezes, são eliminados proglótides grávidos, rompendo e libertando os ovos (Fig.10) que possuem larvas hexacantas (Ballweber & Rickard, 2001).

Após o hospedeiro intermediário ingerir os ovos dos cestodes que são eliminados nas fezes dos hospedeiros definitivos, as secreções gástricas e intestinais vão digerir o embrióforo e ativar a oncosfera (Samour, 2010).

Quando o hospedeiro definitivo ingere o hospedeiro intermediário, com o metacestode eclodindo no aparelho digestivo, a cabeça do cestode fixa-se à mucosa do intestino do hospedeiro definitivo, prosseguindo o seu desenvolvimento até ao estado adulto (Samour, 2010).



Figura 10- Ovo de *Taenia* spp. (Ridley, 2012)

1.3.2.3 Trematodes

Os trematodes estão inseridos no grupo dos Platyhelminthes (Ballweber & Rickard, 2001). São várias as aves que podem ser parasitadas por Platyhelminthes. Aves aquáticas, como Anseriformes, são mais comumente parasitadas, uma vez que o seu ciclo de vida normalmente envolve caracóis ou outros moluscos aquáticos, mas também estão descritos em Psitaciformes, Passeriformes, Galiformes (Muller, 2009) e aves de rapina (Dubois & Rausch, 1950).

Os trematodes pertencentes à Classe Digenea possuem geralmente uma forma oval, são achatados dorso-ventralmente e apresentam duas ventosas. Estes são maioritariamente hermafroditas com exceção do *Schistosoma* sp. Certas espécies possuem a capacidade de autofecundação. Os ovos são de grandes dimensões e apresentam um opérculo (Fig.11) (Krone, 2007).

Estes parasitas afetam principalmente o intestino delgado, podendo também parasitar uma ampla variedade de órgãos, dependendo da espécie (Willette et al., 2009).

A maioria dos trematodes possuem ciclos de vida complexos que requerem um ou mais hospedeiros intermediários nos quais se desenvolvem antes de se tornarem infetantes para o hospedeiro definitivo. Em geral, o primeiro hospedeiro intermediário é um molusco (Cole & Friend, 1999) e o segundo é geralmente um artrópode, sendo neste último que acontece a transmissão do parasita para a ave através da sua ingestão (Muller, 2009) ou pela ingestão de vegetação, a qual o hospedeiro intermediário contaminou com material fecal (Ballweber & Rickard, 2001).



Figura 11- Ovo de Trematode (Hendrix & Robinson, 2006)

1.4 Patogenicidade dos parasitas gastrointestinais

Os parasitas gastrointestinais são um achado clínico comum em aves de rapina selvagens, assumindo uma maior relevância clínica em aves de cativeiro, especialmente aquelas mantidas sob más condições de higiene, sob *stress* ou doenças concomitantes. Na Arábia Saudita, o endoparasitismo é uma das principais razões de morbilidade em falcões de cativeiro, com uma prevalência de 32,9 % (Kharkhi, 2013).

a) Coccidiose

Mais de 250 espécies de coccídeas, de quatro gêneros, têm sido associadas às aves de rapina (Willette *et al.*, 2009) nomeadamente *Caryospora*, *Eimeria*, *Sarcocystis* e *Frenkelia* (Redig *et al.*, 1993). Em psitacíformes, somente dois gêneros têm sido

associados, sendo estes *Eimeria* e *Isospora* (Otegbade & Morenikeji, 2014). Em 1994 apenas eram conhecidos quatro espécies de *Eimeria* (*E.aratinga*, *E.dunsingi*, *E.haematodi* e *E.pssitacina*) e duas de *Isospora* (*I.melopsittaci* e *I.psittaculae*) em Psitaciformes (Upton & Wright, 1994). Ao longo dos anos foram descritas mais espécies, sendo a última em 2014, a *Eimeria ararae* em *Ara araraúna* (Bomfim Lopes *et al.*, 2014)

Em aves de rapina criadas em cativeiro no Reino Unido, na Europa Central, no Médio Oriente e na América, foram observadas prevalências parasitárias de 60-65% nos falcões jovens testados (Forbes & Kubiak, 2010). Em psitacídeos a coccidiose é relativamente pouco frequente e, na maioria dos casos, é subclínica, ocorrendo em animais sujeitos a *stress*, imunodeprimidos ou jovens (De Carvalho Balthazar *et al.*, 2013).

Os sinais clínicos quando presentes são inespecíficos, podendo incluir alteração da coloração das penas, regurgitação, cólicas (Forbes & Kubiak, 2010; Otegbade & Morenikeji, 2014), depressão, anemia, perda de peso, diarreia aquosa de coloração esverdeada ou hematoquésia e penas sujas junto a cloaca, também podem surgir ocasionalmente tremores, convulsões e claudicações (Cole & Friend, 1999; De Carvalho Balthazar *et al.*, 2013). Estes sinais clínicos podem estar presentes durante quarenta e oito horas antes da eliminação dos oocistos nas fezes (Forbes & Kubiak, 2010). Uma rápida perda de peso pode levar ao emagrecimento acentuado e à desidratação, seguida de morte. Aves jovens que sobrevivam a uma grave infecção podem sofrer de anomalias no crescimento (Cole & Friend, 1999).

b) Giardiose

A Giardiose é uma doença parasitária de grande importância em aves de cativeiro (Carneiro *et al.*, 2011). Esta parasitose pode ser encontrada em varias espécies de aves mas é nos Psitaciformes onde os sinais clínicos são mais evidentes (Muller, 2009).

Existem duas espécies de *Giardia* descritas que parasitam as aves: *Giardia ardeae* e *Giardia psittaci* (Papini *et al.*, 2012). Contudo, num estudo realizado em 1997, a *Giardia duodenalis* foi isolada de uma *Cacatua galerita* (Austrália), capturada na natureza que se apresentava com uma boa condição de tónus muscular. Esta ave acabou por falecer bem como todas as aves que estiveram em contato na mesma jaula (Upcroft *et al.*, 1997).

Infeções por este protozoário podem afetar aves de todas as idades mas são as jovens as mais suscetíveis, observando-se uma elevada taxa de mortalidade em crias (Cunha, 2013).

G. psittaci ocorre com mais frequência em periquitos e geralmente está associada a casos de diarreia (Abe *et al.*, 2012).

Em 2010 foi registado pela primeira vez o parasitismo por *Giardia* spp. em Arara azul (*Anodorhynchus hyacinthinus*) (Farret *et al.*, 2010).

Como referido anteriormente a diarreia é o sinal clínico mais comum (Carneiro *et al.*, 2011) mas também podem estar presentes outros sinais como a automutilação das penas (Brian *et al.*, 2006), perda de peso, prostração, anorexia (Fernandes *et al.*, 2014), desidratação, má absorção (Cunha, 2013). Pode aumentar a predisposição a doenças oportunistas, provocar alterações de crescimento e alterações nos padrões sanguíneos como eosinofilia e hipoproteinemia.

A Giardiose pode levar à mortalidade de até 50 % das aves infetadas (Muller, 2009).

c) Ascaridiose

Os ascarídeos são relativamente comuns nas aves de rapina e incluem os géneros *Ascaridia* spp., *Porrocaecum* spp. e *Contracaecum* spp. (Redig *et al.*, 1993), dos quais fazem parte as espécies *Porrocaecum angusticollae*, *Porrocaecum depressum*, *Porrocaecum spirale* (Borgsteede *et al.*, 2003), *Contracaecum rudolphii* (Su & Fei, 2004), *Contracaecum milvi*, *Contracaecum spiculigerum*, *Contracaecum microcephalum*, *Contracaecum accipitris* (Inglis, 1954) e *Ascaridia perspicillum* (Su & Fei, 2004). Nos Psitaciformes são poucos os géneros registados, estes incluem, *Ascaridia hermafrodita*, *A. sprengi* (J. Mines, 1979), *A. columbae* (J. Mines & Green, 1983), *A. galli*, *A. platyceri* (González-Hein *et al.*, 2012) e *A. sergiomeirai* (Pinto *et al.*, 1993)

Os sinais clínicos incluem diarreia de cor esverdeada, regurgitação, anemia, fraqueza, emaciação, prostração (Rudy, 2006), obstrução intestinal (Melo, 2012) desidratação e morte (Rudy, 2006).

d) Espiruridiose

São várias as espécies de Espirurídeos que parasitam as aves de rapina, sendo que um dos parasitas mais frequentemente observado parasitando o ventrículo de falcões, águias e corujas é o *Habronema* spp.. Também outros Espirurídeos como *Hatertia* spp. foi encontrado no proventrículo de falcões da pradaria, *Microtetrameres* spp. no proventrículo de corujas, açores e águias reais (Redig, 1993) e *Synhimantus* spp. foi descrito parasitando a moela e intestino delgado das aves de rapina (Sanmartín *et al.*, 2004).

As aves parasitadas por Espirurídeos apresentam sinais clínicos como diarreia com alimento mal digerido, perda de peso, podendo mesmo levar à morte (Campillo & Vasquez, 2001).

A espécie *Serratospiculum* spp. é especialmente importante no controle parasitário em falcões (Santoro *et al.*, 2012; Smith, 1996; Tarello, 2006), uma vez que aves parasitadas por este parasita podem apresentar dificuldade respiratória devido a presença de parasitas adultos nos sacos aéreos e pulmões ou apresentarem sinais gastrointestinais possivelmente devido a invasão ou irritação da mucosa proventricular causada pelas larvas ou ovos (Ward & Fairchild, 1972).

e) Capilariose

Existem quatro géneros da Família Capilaridae comuns em aves de rapina: *Capilaria tenuissima*, *Eucoleus dispar*, *Baruscapilaria falconis* e *Capilaria contorta* (Tarello, 2008), sendo que alguns investigadores consideram que a espécie *Capilaria contorta* e *Eucoleus dispar* sejam sinónimos (Thomas & Hunter, 2008).

A espécie *Capilaria contorta* e a espécies *Eucoleus dispar* são parasitas frequentes da cavidade oral e do esófago, sendo o primeiro parasita de aves aquáticas e o segundo de aves terrestres; embora alguns investigadores consideram estas duas espécies tanto parasitas de aves aquáticas como de aves terrestres (Thomas & Hunter, 2008).

Em psitacídeos, as espécies mais comuns são *Capilaria plagiaticia* (Baruš *et al.*, 2005), *C. contorta*, *C. annulata* (Shivaprasad, 2014), *Eucoleus dispar* e *Baruscapilaria obsignata* (Kajerová & Baruš, 2005).

A prevalência observada de capilarídeos em Falconiformes e Strigiformes na América do Norte e Sul foi de setenta e oito por cento (78%) em aves selvagens e sete

porcento (7%) nas aves em cativeiro (Oliveira *et al.*, 2011). No Qatar um estudo desenvolvido pelo SWFH foi descrita uma prevalência destes parasitas de 13,2% dos Falconiformes estudados (Al-Kharkhi, 2013). Noutro estudo realizado no Kuwait e no Dubai registou-se uma prevalência de 50% em Falconiformes (Tarello, 2008). E, noutro estudo realizado no Brasil estado do Paraná entre 2003 e 2007 observou-se a prevalência de *Capilaria* spp. em 17,31% dos psitacídeos (Santos *et al.*, 2008).

No que se refere à patogenia, quando existe uma grande infecção por *Capilaria* spp., esta pode ser considerada extremamente patogénica para as aves (Pizarro *et al.*, 2000). Os sinais clínicos podem ser inespecíficos tais como, inatividade, perda de peso, deficiência no crescimento, depressão (Rosa & Shivaprasad, 2015), assumindo por vezes uma postura de pinguim, isto é, a ave mantém a cabeça perto do corpo, observa-se perda de penas, anorexia, anemia, inflamação oral acompanhada de tentativas frequentes de deglutição, sendo frequente a paralisia esofágica (Pizarro *et al.*, 2000), diarreia (R. Doneley, 2009), emaciação, desidratação (Helmboldt *et al.*, 1971) e por fim a morte (Wehr *et al.*, 1967).

f) Cestodoses

Os cestodes apresentam uma prevalência e patogenicidade baixa em aves de rapina (Willette *et al.*, 2009) e Psitacíformes, nestes últimos, num estudo realizado na Malásia, apenas 0,8 % se apresentaram positivos (Lee *et al.*, 2005). No Médio Oriente estes são relativamente frequentes em aves de rapina em cativeiro (Muller, 2009). *Cladotaenia* spp. é descrito como o mais comum dos cestodes observado em aves de rapina, registando uma prevalência de 37 % de aves infetadas com *Cladotaenia globifera* na Alemanha e Áustria.

Mesocestoides sp., *Unciunia falconis*. (Ferrer *et al.*, 2004; Santoro *et al.*, 2010), *Choanotaenia* spp., *Paruterina* spp., *Paradilepsis* spp. (Smith, 1996), *Taenia vexata* (Coulson *et al.*, 2010), *Taenia hassalli* e *Matabelea* spp. (Mettrick, 1963) também se encontram descritos nas aves de rapina.

Nos psitacídeos pouca é a informação, mas estes podem ser parasitados por cestodes da Família *Davaineidae*, como *Davainea* spp., *Raillietina* spp. e *Cotugna* spp. (Samour, 2010)

A infecção por cestodes pode ser de carácter assintomático (Muller, 2009) ou apresentar sinais inespecíficos tais como: debilidade, diarreia, anorexia (Brian & H.coles,

2006), perda de peso (Muller, 2009), obstrução intestinal por parasitismo elevado e morte (Willette *et al.*, 2009). Poderá ser observada também eosinofilia, enterite ou enterite hemorrágica (Muller, 2009).

g) Trematodoses

Os trematodes representam em aves de rapina uma elevada prevalência, sendo esta de 13,8% de Trematodes em 27,7 % de helmintes encontrados num estudo realizado nos Estados Unidos da América (Coulson *et al.*, 2010), 29,2% de trematodes em 35,7 % de casos positivos para endoparasitas no Qatar (Ikdam Al-Kharkhi, 2013) e no Brasil a prevalência destes é mais baixa sendo esta de 0,9% (Horizonte *et al.*, 2013).

Os géneros mais comuns em aves de rapina incluem: *Strigea* spp., *Parastrigea* spp., *Neodiplostomum* spp., *Brachylaima* spp. e *Brachylecithum* spp. (Oliveira *et al.*, 2011). São as espécies *Strigea falconi* e *Conodiplostomum spathula* as mais comuns em Falconiformes (Kalisinska *et al.*, 2008), e *Clinostomum complanatum*, *Phagicola longus*, *Neodiplostomum banghami*, *Neogogatea pandionis* mais comuns em Accipitriformes (Kocan & Locke, 1974).

Raramente a infeção por trematodes é considerada patogénica (Smith, 1996). Os sinais clínicos variam, dependendo da carga parasitária, da espécie de trematode envolvida e do órgão ou sistema afetado. Sinais gastrointestinais incluem hematoquésia, sangue nas penas peri-cloacais, fraqueza, fraqueza das patas, incapacidade de voar, desorientação, emagrecimento e diarreia (Thomas & Hunter, 2008). Uma infeção severa por trematodes intestinais pode eventualmente levar à morte (Greenwood, 1984).

Caquexia, diarreia e distensão intestinal foram associados ao trematode *Neodiplostomum* spp., diarreia e duodenite severa associadas a *Strigea falconis* (Santoro *et al.*, 2010).

1.5 Diagnóstico

1.5.1 Diagnóstico Laboratorial

O diagnóstico laboratorial de parasitas gastrointestinais é realizado através da pesquisa de formas parasitárias presentes nas fezes. Para a pesquisa de parasitas gastrointestinais realiza-se a colheita de fezes de cada ave. Estas podem ser recolhidas através de dois métodos: realizando-se uma zaragatoa cloacal ou através da recolha de fezes presentes no recinto onde as aves se encontram (Doneley, 2010). Caso haja impossibilidade de observação imediata das amostras, estas devem ser mantidas em meio refrigerado até ao momento da análise. As fezes não devem ser congeladas pois a congelação pode alterar os ovos dos parasitas (Zajac & Conboy, 2012).

O primeiro exame a ser realizado é a observação macroscópica, registando a cor, consistência, odor, presença de sangue ou muco e presença de parasitas macroscópicos como ténias, ou proglótides (Otegbade & Morenikeji, 2014).

1.5.1.1 Exame Direto

Este método é útil para detetar protozoários como *Giardia* spp, *Tritrichomona* spp. e *Amoeba* spp. (Vignau *et al.*, 2005), entre outros, cujas estruturas flutuam mal ou que facilmente podem ser alteradas pelas soluções saturadas utilizadas nos métodos de flutuação (Zajac & Conboy, 2012).

O método consiste em colocar uma pequena quantidade de fezes numa lâmina de microscópio, adicionando uma gota de solução salina (0,85% NaCl); a água é desaconselhável devido a possível destruição dos trofozoitos. Com o auxílio de uma lamela espalha-se a amostra na superfície da lâmina formando uma camada não muito espessa. Esta técnica impele grandes partículas de detritos e fornece uma suspensão uniforme sob a lamela (Wolf *et al.*, 2014). Realiza-se a observação ao microscópio com as objetivas de 10X e 40X. Se a camada fecal for muito espessa, torna-se difícil ver os protozoários moverem-se sem auxílio de coloração, pois o movimento é a principal característica que permite o reconhecimento de trofozoitos pelo exame direto de fezes frescas (Zajac & Conboy, 2012). O exame direto pode ser favorecido mediante a utilização de coloração. Durante muito tempo recorreu-se a homogeneização da amostra fecal em solução de Lugol, porém, melhores resultados são obtidos com outros corantes

como a solução de Bailenger ou a solução MYF de tintura de metilato, iodo e formol (Campillo & Vasquez, 2001). Outras soluções para coloração podem ser utilizadas para identificação de *Cryptosporidium* spp., como a coloração de Ziehl-Neelsen, Kinyoun, Carbol-fuscina e Giemsa (Zajac & Conboy, 2012).

1.5.1.2 Método de Flutuação

Técnica mais utilizada na prática, em medicina veterinária, para coprologia (Zajac & Conboy, 2012). Este método tem como objetivo concentrar os ovos e oocistos presentes (Foreyt, 2001) e remover detritos nas fezes recolhidas (Zajac & Conboy, 2012). Este método é baseado em diferenças de gravidade específica de ovos, quistos e larvas. A gravidade específica é referente ao peso de um objeto em comparação com o peso de igual volume de água pura. A maioria dos ovos de parasitas possuem uma gravidade específica entre 1,1 e 1,2 g/ml, considerando que a da água corrente é ligeiramente superior a 1g/ml, os ovos são demasiado pesados para flutuar na água corrente. Para que estes flutuem deve ser utilizado um líquido com uma gravidade específica mais elevada do que a dos ovos. Estes líquidos são conhecidos por soluções de flutuação, que consistem na adição de sais na água para aumentar a sua gravidade específica (Hendrix & Robinson, 2006)

Existem várias soluções de flutuação (Tab.1) que podem ser utilizadas para a realização deste método. Os vários fatores comparativos a ter em conta nas várias soluções são a gravidade específica da solução, a viscosidade ou o tipo de solução utilizada e a taxa de plasmólise causada por essa. Por exemplo, se a gravidade específica for demasiado baixa a maioria das fases parasitárias não irão flutuar, em contrapartida se esta for demasiado elevada pode provocar plasmólise, osmose ou rotura das fases dificultando o diagnóstico e aumentando também a flutuação excessiva de detritos, diminuindo a eficiência do método (Fig.12) (Foreyt, 1989). As soluções de flutuação normalmente possuem uma gravidade específica entre 1,18g/ml e 1,27 g/ml (Hendrix & Robinson, 2006).

Independentemente da solução de flutuação, a técnica é a mesma para qualquer uma, isto é, adiciona-se a uma pequena quantidade de fezes à solução e, após a mistura cuidadosa desta, a suspensão é vertida para um tubo de ensaio onde se adiciona mais solução até preencher o tubo. Coloca-se uma lamela na superfície do tubo deixando em repouso durante 10-15 minutos. No final deste período a lamela é removida, colocada

sobre uma lâmina e examinada através de microscopia ótica para identificação dos ovos, oocistos e outras formas parasitárias (Taylor, 2007).

Fração Solida	Fração solida/aquosa	Constituição relativa	Gravidade específica
Açúcar	Açúcar granulado Água da torneira	454 gr 355 ml	1.27
Dissolver o açúcar diretamente na água quente ou adicionar o açúcar a água quente sobre um lume brando, mexendo.			
Cloreto de Sódio	NaCl saturado ou NaCl Água da torneira	400 gr 1,000 ml	1.18-1.2
Sulfato de Magnésio	MgSO ₄ Água da torneira	400 gr 1,000 ml	1.2
Sulfato de Zinco	Sulfato de Zinco Água da torneira	371 gr 1,000 ml	1.18
Nitrato de Sódio	Nitrato de Sódio Água da torneira	400 gr 1,000 ml	1.18

Tabela 1- Soluções de flutuação comuns para o método de flutuação (adaptado de Foreyt, 2001)

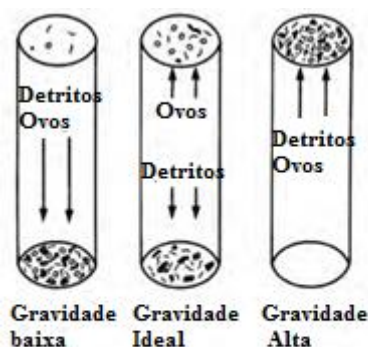


Figura 12- Efeitos da gravidade específica das soluções de flutuação (adaptado de Foreyt, 1989)

1.5.1.3 Método de Sedimentação

Esta técnica é muitas vezes utilizada em conjugação com o método de flutuação, aumentando a probabilidade de encontrar parasitas e ovos com maior peso nas fezes (Ridley, 2012). Este método é utilizado para a identificação de trematodes (Baker *et al.*,

1996), acantocéfalos, tênias e nematodes, cujos ovos, devido ao seu peso, não flutuam em soluções comuns de flutuação (Zajac & Conboy, 2012), e consiste na concentração, tanto das fezes como dos ovos, na parte inferior de um meio líquido (Hendrix & Robinson, 2006).

São vários os métodos existentes, como por exemplo, Faust e Ingalls utilizando água glicerinada, Jahnes e Hodges usando álcool etílico, Braroody e Most que recorreram a centrifugação, método de Van Someren modificado por Gregoire utilizando detergente Tween 80 a 1% em água destilada (Campillo & Vasquez, 2001). No final de cada método o processo mantém-se idêntico, isto é, o sobrenadante é descartado e o sedimento restante é agitado com o auxílio de uma pipeta de Pasteur, seguido pela transferência de uma ou duas gotas do sedimento para uma lâmina; esta preparação é coberta com uma lamela realizando-se o exame microscópico (Wolf *et al.*, 2014).

1.5.1.4 Técnica de Baermann

Esta técnica foi descrita pela primeira vez em 1917 por Baermann como método para extrair larvas de *Ancilostoma* spp. do solo (Beane & Hobbs, 1983); esta técnica foi modificada em 1922 por Donald (Castro *et al.*, 2003) sendo utilizada não só para a recuperação de larvas de nematodes do solo mas também de erva e de fezes (Beane & Hobbs, 1983).

A técnica de Baermann é baseada na migração ativa ou no movimento das larvas que se encontram nas fezes ou outros meios (Elsheikha & Patterson, 2013). É realizada por meio de um funil de vidro com um tubo de borracha ligado ao fundo do funil e fechado com uma pinça. O funil é devidamente suspenso por um suporte apropriado (Taylor, 2007). As amostras são envolvidas por uma ou duas gazes e mergulhadas no funil (devidamente) preenchido com água (Castro *et al.*, 2003), as larvas movimentam-se para o fundo podendo ser recolhidas e identificadas; estas larvas podem ser observadas geralmente passado 10-15 minutos, no entanto, melhores resultados podem ser obtidos deixando as amostras permanecerem cerca de 24 horas no funil (Elsheikha & Patterson, 2013). Passado o tempo ideal de repouso é retirada a parte inferior de fluido a partir do funil para um tubo de centrifugação, onde este é centrifugado. Com o auxílio de uma pipeta retira-se duas a três gotas do fundo do tubo, colocando-as numa lâmina cobrindo-se com uma lamela e posteriormente observando-se ao microscópio para identificar a presença de larvas (Foreyt, 2001).

1.5.1.5 Parasitologia Molecular e Imunológica

O método de diagnóstico molecular resultou numa expansiva seleção de testes específicos, sensíveis para uma gama de organismos infecciosos e doenças genéticas. Estes podem ser realizados com diversos tipos de amostras, incluindo sangue, urina, tecidos, fezes e outros fluidos orgânicos, e amostras ambientais (Zajac & Conboy, 2012).

São várias as técnicas moleculares existentes, uma das quais, a hibridização com sondas moleculares. Esta técnica requer a manipulação de sondas de ácidos nucleicos, sendo estas pequenos fragmentos de ADN e ARN com sequência de bases conhecidas, específica, neste caso, de uma determinada espécie de parasita, que tenha sido marcada com uma enzima, como biotina-avidina ou fosfatase alcalina, ou por um isótopo radioativo (Campillo & Vasquez, 2001). Podem também ser ligadas diretamente à enzima, sendo a sua presença detetada com o uso de substrato cromogénico, o qual a enzima converte em produtos corados insolúveis (Almeida, 2004). A hibridização deve ser realizada em condições que assegurem que a sonda hibridize emparelhando especificamente com a sequência ou grau de especificidade de ligação da sonda molecular. A técnica mais comum de hibridização é aquela em que o ácido nucleico alvo se encontra sobre uma superfície sólida, como membranas ou mesmo lâminas de microscópio (Rodrigues, 2000).

Como exemplo de outro método molecular temos o exame de reação em cadeia da polimerase ou PCR, método enzimático capaz de amplificar um fragmento de ADN específico. O resultado final da ação da enzima ADN polimerase resulta na obtenção de milhares de cópias do fragmento alvo (Campillo & Vasquez, 2001).

Muitos protozoários podem ser identificados por comparação de sequências da região espaçadora transcrita interna 1 (ITS-1) do ARN ribossómico ou através de 18S subunidade pequena (SSU) do ADN ribossomal (Krone, 2007). Por exemplo num estudo realizado recentemente em *Giardia psittaci*, isolada em periquitos, a diferença nos nucleótidos e filogenética em quatro locis indicaram a distinção de *G. psittaci* das outras espécies de *Giardia* conhecidas (Abe *et al.*, 2012). Além dos protozoários, esta técnica também vem sendo utilizada para a identificação de cestodes, uma vez que todas as famílias possuem uma morfologia indistinguível uma das outras ao exame microscópico. O ADN do parasita é excretado através de ovos, proglótides ou células parasitárias, podendo este ser detetado a partir das fezes após amplificação por PCR (Mathis & Deplazes, 2006).

Os testes imunológicos para a detecção de anticorpos ou antígenos são rápidos e específicos, existindo vários *kits* comerciais de testes imunoenzimáticos para a detecção de antígeno específico (Almeida, 2004). Existem várias desvantagens para a utilização destas técnicas que impedem a sua utilização como testes de diagnóstico de rotina. Estes podem produzir falsos negativos (Elsheikha & Patterson, 2013), e o custo elevado de alguns destes testes limita a sua utilização, conduzindo a uma baixa disponibilidade no mercado. Os mais usados e disponíveis no mercado são os testes de ELISA e IFI (Ridley, 2012).

O teste de IFI ou Imunofluorescência indireta consiste na detecção de um antígeno específico com soro apropriado para o teste, lavando e adicionando o contra soro marcado com fluorocromo (exemplo: isotiocianato de fluoresceína), observando de seguida ao microscópico. Se existir ligação antígeno-anticorpo ou anticorpo-anticorpo a fluorescência intensifica-se dando positividade ao exame (Campillo & Vasquez, 2001).

O teste sorológico de ELISA é utilizado para diagnósticos imunológicos de infeções parasitárias. Este pode testar respostas imunitárias humorais, isto é, presença de anticorpos, ou testar a presença de antígenos. Para a detecção de anticorpos o soro do animal que possui anticorpos é incubado numa placa possuindo anticorpos reagindo e fixando com os antígenos. A imunoglobulina secundária da espécie de animal específica liga-se a uma enzima adicionada. As enzimas normalmente utilizadas são a peroxidase e a fosfatase alcalina, as quais emitem um corante quando expostas ao seu substrato. O desenvolvimento de cor indica a presença de anticorpo no soro do animal. Para a detecção de antígeno, a placa de ELISA é revestida com anticorpos específicos do parasita e o antígeno desconhecido é ligado, este é igualmente conjugado a uma enzima. A ausência de cor indica a ausência do antígeno (Elsheikha & Patterson, 2013).

A utilização do método de ELISA para a detecção de antígenos fecais para *G. lamblia* é considerado por muitos parasitologistas muito mais sensível do que esfregaços de fezes, muitas vezes devido à amostragem de fezes ser escassa em aves (Clipsham, 1995).

1.5.1.6 Outros Métodos de Diagnóstico

Além dos métodos referenciados anteriormente, outros métodos podem ser usados, como a técnica de MC Master. Este é um método quantitativo que permite

determinar a quantidade de ovos e oocistos que são eliminados nas fezes. O resultado expressa o número de ovos ou oocistos por grama de fezes, OPG (Vignau *et al.*, 2005).

A técnica de FLOTAC também pode ser utilizada. As amostras podem ser obtidas após a filtração e centrifugação do material fecal, aproveitando o sedimento. Após voltar a filtrar e centrifugar, as amostras são submetidas ao método de flutuação, que após a flutuação as amostras são novamente homogeneizadas e em seguida colocadas na câmara de flutuação do aparelho FLOTAC. O FLOTAC é selado e centrifugado, e, após a centrifugação, as partes do topo das câmaras de flutuação são retiradas e cada câmara é visualizada ao microscópico (Maesano *et al.*, 2014). Esta técnica possui uma alta sensibilidade e precisão na detecção de ovos ou larvas de helmintes presentes em fezes de animais e humanos. Estão a ser decorridos mais alguns estudos exploratórios relativamente ao diagnóstico de protozoários intestinais através desta técnica (Cringoli *et al.*, 2010).

Outros métodos de diagnóstico, como cultura de larvas de fezes para a identificação de nematodes (Campillo & Vasquez, 2001), SAF (acetato sódico formaldeído), utilizado para pesquisa de *Entamoeba* spp., *Giardia* spp., *Balantidium* spp. e *Eimeria* spp. presentes em amostras fecais (Kaufmann, 2013), entre outros métodos específicos para detecção de espécies parasitárias (Ballweber & Rickard, 2001).

1.5.2 Diagnóstico *Post-Mortem*

Em inúmeros casos o diagnóstico é feito apenas *post-mortem*, através de necropsia. Nestes, todos os órgãos são inspecionados, desde traqueia, pulmões, sacos aéreos, baço, fígado, vesícula biliar, rins e todo o trato digestivo, desde o esófago à cloaca (Santoro, Mattiucci, *et al.*, 2012).

São várias as lesões causadas por parasitas gastrointestinais visíveis na necropsia. Algumas lesões causadas por coccídeos podem ser visíveis macroscopicamente, tais como, focos hemorrágicos no intestino delgado (Forbes & Simpson, 1997), focos de necrose, inflamação, descamação do intestino (Hendrix & Robinson, 2006), hiperemia e espessamento da parede intestinal (Elsheikha & Patterson, 2013). Na coccidiose também pode ocorrer difusão visceral observando-se nódulos ou granulomas em outros órgãos, como por exemplo músculos e rins (Cole & Friend, 1999)

Em caso de parasitismo por *Capilaria* spp., observa-se inflamação da parede esofágica e intestinal, exsudado mucopurulento, paredes hemorrágicas (Pizarro *et al.*,

2000), necrose multifocal da mucosa esofágica, hiperplasia das células escamosas, hiperqueratose e infiltração visível de nematodes adultos, larvas e ovos, sendo lesões possivelmente visíveis à necrópsia (De Rosa & Shivaprasad, 2015). Pode observar-se a presença de larvas no intestino delgado, em particular no duodeno (Doneley, 2009), se a carga parasitária for elevada, assim como a possibilidade de ocorrência de obstrução completa do intestino (Elsheikha & Patterson, 2013). Também pode ser observada, enterite catarral e lesões hemorrágicas nas infecções por ascarídeos (Taylor, 2007).

No parasitismo por *Giardia* spp., pode haver dilatação intestinal, mucosa esbranquiçada (Lamann, 2010), intestino e fezes de cor escura (Box, 1981) e distensão proventricular (Filippich, McDonnell, Munoz, & Upcroft, 1998).

No parasitismo por cestodes pode observar-se enterite catarral (Pizarro *et al.*, 2000) ou hemorrágica, necrose, assim como enterite hiperplásica e caseosa (Taylor, 2007). Os trematodes podem causar enterite e emaciação (Kocan & Locke, 1974).

Nem sempre existem lesões visíveis na necrópsia e, mesmo que existam lesões, estas podem sugerir vários parasitas, pois muitas delas são comuns entre eles. Uma raspagem da mucosa deve ser sempre efetuada e visualizada ao microscópico para diagnóstico, podendo complementar com outras técnicas anteriormente descritas para um diagnóstico mais concreto (Clipsham, 1995).

1.6 Tratamento e Profilaxia

O tratamento consiste na utilização de antiparasitários de acordo com o parasita em causa (Tab.2). Deve-se ter especial cuidado na administração de antiparasitários em helmintes, pois uma ave com grande quantidade de parasitas poderá morrer com o tratamento. Este fato deve-se à libertação de uma neurotoxina pelos helmintes mortos que pode causar convulsões, incoordenação motora e morte (Rennó *et al.*, 2008).

A prevenção passa por uma boa higiene e gestão do número de aves nas instalações, incluindo métodos para minimizar a transmissão fecal-oral. Podem ser utilizadas gaiolas de arame e com piso, minimizando o contato com as fezes. Os recipientes de água devem ser regularmente limpos e todos os recipientes de comida devem ser mantidos limpos e secos (Filippich *et al.*, 1998; Willette *et al.*, 2009). Controlar a iluminação, temperatura e ventilação das instalações também contribui para o bem-estar das aves (Conway & McKenzie, 2008). Os animais devem estar livres de fatores de *stress*, dever ser evitada a superpopulação nos alojamentos e ensinar aos tratadores os cuidados

de manejo das aves (Carneiro *et al.*, 2011). Relativamente à giardiose, os quistos são sensíveis a soluções compostas por amónio quaternário, sendo estas recomendadas para desinfecção frequente das instalações (Ballweber & Rickard, 2001). Estas também dependem do tratamento profilático utilizado regularmente (Taylor, 2007), devendo ter especial cuidado nas doses administradas. Em relação ao febendazol e albendazol, Howard *et al.*, (2002) publicaram que pode haver toxicidade destes dois princípios ativos em Columbiformes em doses elevadas.

A Ivermectina é um dos princípios ativos mais utilizados na prática clínica, sendo este seguro para mamíferos e aves e o seu espectro abrange nematodes e artrópodes (Oksanen & Nikander, 1989). Devem ser realizados exames coprológicos periodicamente e exames laboratoriais no caso de morte de uma ou várias aves (Carneiro *et al.*, 2011).

Tabela 2- Tratamento e Profilaxia (adaptado de Carpenter *et al.*, 2013)

Doença parasitária	Princípio ativo	Dose	Espécie alvo	Comentários
Coccidiose	Amprolium	30 mg/kg PO, BID durante 5 dias ¹	Rapinas	
		30 mg/kg PO, SID durante 6 dias ⁴	Rapinas	
		5-10 mg/L na água durante 5-7 dias ¹	Maioria das espécies	Tratamento para bandos
		50-100 mg/L na água durante 5-7 dias ¹	Maioria das espécies incluindo periquitos	Tratamento para bandos
	Clazuril	5-10 mg/kg PO, SID durante dois dias ¹	Rapinas	
		5-10mg/kg PO cada 72h, realizar 3 tratamentos ¹	Rapinas	
		8 mg/kg PO cada 48h, duas tomas ⁴	Rapinas	Caryospora
		7 mg/kg PO durante 3 dias, descansa 2 dias e voltar a realizar mais uma vez durante 3 dias ¹	Psitacídeos	
	Rohemidine HCL	6-10 mg/kg PO, SID durante 6-10 dias ¹	Maioria das espécies	
		10-20 mg/L na água durante 7 dias ¹	Caturras	
	Sulfacloropiridazina	400 mg/L na água durante 30 dias ¹	Caturras e Periquitos	
		400-500mg/L na água durante 5 dias, descansa dois dias e volta-se a repetir durante 5 dias ¹	Maioria das espécies	
	Sulfadimetoxina	20 mg/kg PO, BID ¹	Maioria das espécies	
		25 mg/kg PO, BID durante 5 dias ¹	Maioria das espécies	

Doença parasitária	Principio ativo	Dose	Espécie alvo	Comentários
		25-50 mg/kg PO, SID durante 3 dias ¹	Rapinas	
		25-50 mg/kg PO, SID durante 3 dias, descansa 2 dias repete cada 24h durante 3 dias ¹	Rapinas	
		25-55 mg/kg PO, SID durante 3-7 dias ¹	Rapinas	Eimeria
		50-55 mg/kg PO uma toma, passando a 25 mg/kg PO, SID durante 7-10 dias ^{1,3}	Rapinas	
		50 mg/kg PO, SID durante 5 dias, descansa 3 dias e repete durante 5 dias ¹	Psitacídeos	
		50 mg/kg PO, SID durante 3-5 dias ²	Maioria das espécies	
	Sulfadimidina de Sodio 33,3%	50-150 mg/kg PO,IM, SID durante 5-7 dias ¹	Rapinas	
	Sulfametazina	75 mg/kg cada 24h durante 3 dias, descansa 2 dias e repete durante 3 dias ¹	Periquitos	
		50-150 mg/kg SID durante 5-7 dias ⁴	Rapinas	Caryospora
	Metronidazol	10-20 mg/kg PO,IM SID/BID durante 2 dias ¹	Psitacídeos	
		10-30 mg/kg PO,IM BID durante 10 dias ¹	Psitacídeos	
		25 mg/kg PO, BID durante 2-10 dias ¹	Psitacídeos neonatos	
	Sulfaquinoxalina	100 mg/kg PO, SID durante 3 dias, descansa 2 dias e volta a repetir durante 3 dias ¹	Loris	Tratamento e prevenção
	Toltrazuril	7 mg/kg PO, SID durante 2-3 dias ¹	Periquitos e Rapinas	
		10 mg/kg PO, SID durante 2-4 dias ^{1,4}	Rapinas	Tratamento referenciado para caryospora
		10 mg/kg PO cada 48h, 3 vezes ¹	Rapinas	Tratamento de eleição para coccidiose em falcões
		15-25 mg/kg PO, SID durante 2 dias ¹	Rapinas	
		25 mg/kg PO cada 7 dias, 3 vezes ¹	Rapinas	
		2 mg/L na agua durante 2 dias consecutivos por semana ¹	Psitacídeos	
		25 mg/L na agua durante 2 dias repetir passado 14-21 dias ¹	Periquitos	
	Trimetoprim/Sulfadiazina	30 mg/kg PO, TID/BID	Maioria das espécies, incluindo Psitacídeos e Rapinas	

Doença parasitária	Principio ativo	Dose	Espécie alvo	Comentários
Giardíase	Carnidazol	60 mg/kg PO, SC BID durante 3 dias descansa 2 dias e repete mais 3 dia ¹	Rapinas	
		30-50 mg/kg PO repetir passado 10-14 dias ¹	Caturras	
	Dimetridazol	20-30 mg/kg PO ²	Maioria das espécies	
		200-400 mg/L na agua durante 5 dias ¹	Psitacídeos	
		1 tsp/gal na agua durante 5 dias ¹	Maioria das espécies	
	Febendazol	½ tsp/gal na agua durante 5 dias ¹	Estudo realizado em Loris	
		15 mg/kg PO, SID durante dias ¹	Psitacídeos	
		20-50 mg/kg SID durante 2 dias, repetir tratamento passado 21 dias ¹	Rapinas	
		20-100 mg/kg PO uma única vez ¹	Maioria das espécies	
		33 mg/kg PO, SID durante 3 dias ¹	Psitacídeos	
	Furazolidona	50 mg/kg SID durante 3 dias ^{1,5}	Maioria das espécies	
		8-400 mg/kg SID durante 10 dias ⁸		
	Ipronidazol	130 mg/L na agua durante 7 dias ¹	Maioria das espécies	
		250 mg/L na agua durante 3-7 dias ¹	Psitacídeos	
	Metronidazol	25-50 mg/kg PO, SID/BID durante 5-10 dias ¹	Aves de companhia	Tratamento e profilaxia
		50 mg/kg PO, SID durante 5-7 dias ¹	Rapinas	
		25-30 mg/kg, SID durante 10 dias ⁷	Psitacídeos	Por vezes o tratamento tem de ser prolongado de 14-30 dias até o organismo ficar livre da parasitose
		250 mg/L de agua ⁷	Psitacídeos	
Tinidazol	15-750 mg/kg, SID durante 5 dias ⁸			
	50 mg/kg PO uma única toma ^{1,8}	Maioria das espécies		
	20-25 mg/L na agua durante 7-14 dias ⁶	Psitacídeos		
Paromomicina	100 mg/kg, BID durante 7 dias ⁶	Psitacídeos		
	30 mg/kg, SID durante 10 dias ⁸			
Quinacrine	6-300 mg/kg, SID durante 5 dias ⁸			
	20 mg/kg PO cada 14 dias, repetir 3 vezes ¹	Psitacídeos	Trematodes e Cestodes em rapinas	
Helmintes	Clorsulon	20 mg/kg PO 3x/WK durante 14 dias ¹	Rapinas	Trematodes e Cestodes

Doença parasitária	Principio ativo	Dose	Espécie alvo	Comentários
	Doramectina	1 mg/kg SC, IM repetir passado 2 semanas ¹	Rapinas	Nematodes gastrointestinais
	Febendazol	10-50 mg/kg PO repetir passado 14 dias ¹	Rapinas	Nematodes e Trematodes
		20 mg/kg PO, SID durante 10-14 dias ¹	Rapinas	Filaroides
		20-25 mg/kg PO, SID durante 5 dias ¹	Rapinas	Capilaria
		20-50 mg/kg PO, SID ¹	Psitacídeos	A duração do tratamento depende da parasitose: Ascarídeos uma toma e repetir passado 10 dias. Trematodes, duração de 3 dias e Cestodes duração de 5 dias
		30-50 mg/kg PO uma única vez ³	Rapinas	
		15 mg/kg PO, SID durante 5 dias ¹	Psitacídeos	
		20-50 mg/kg SID durante 3 dias e repetir o tratamento passado 21 dias ¹	Rapinas	
		20-100 mg/kg PO uma única toma ¹	Varias espécies	
		25 mg/kg PO repetir passado 14 dias ¹	Varias espécies	Bufos para Ascarídeos
		25 mg/kg PO, SID durante 5 dias repetir tratamento passado 10-14 dias ¹	Rapinas	Capilaria e Espirurídeos
		33 mg/kg PO, SID durante 3 dias ¹	Psitacídeos	Rapinas para Trematodes
		50 mg/kg SID durante 3 dias ¹	Maioria das espécies	Nematodes e Trematodes
		50 mg/kg SID durante 5 dias ¹	Maioria das espécies	Capillária
		100 mg/kg PO uma toma e repetir tratamento passado 10-14 dias ¹	Rapinas	Capilaria e Espirurídeos
	125 mg/L na água durante 5 dias ¹	Maioria das espécies	Nematodes	
	25 mg/kg PO, durante 3 dias ³	Rapinas		
	Ivermectina	0,2 mg/kg PO, SC, IM uma toma e repetir passado 10-14 dias ^{1,3}	Maioria das espécies,	

Doença parasitária	Princípio ativo	Dose	Espécie alvo	Comentários
	(esta pode ser diluída em soro fisiológico se utilizada imediatamente)		incluindo Psitacídeos e Rapinas	
		1 mg/kg SC uma vez e repetir passado 7 dias ¹	Falcões	<i>Serratospiculum</i>
		0,4 mg/kg SC uma única vez ¹	Rapinas	
		2 mg/kg IM uma única vez ¹	Falcões	Capilaria
Levamisol		10-20 mg/kg PO,SC SID durante 2 dias ^{1,3}	Rapinas	
		10-20 mg/kg SC uma única vez ¹	Maioria das espécies	
		20 mg/kg PO uma única vez ¹	Psitacídeos e Rapinas	
		40 mg/kg PO uma única toma ¹	Psitacídeos	Rapinas para Capilaria
		100-200 mg/L na água durante 3 dias ¹	Psitacídeos e Rapinas	
		20 mg/kg PO, SID durante 10-14 dias ¹	Rapinas	Filaroides
		25 mg/kg PO, BID durante 5 dias ¹	Psitacídeos	Nematodes
		25 mg/kg PO, BID durante 5 dias e repetir cada 30 dias ¹	Rapinas	Nematodes intestinais
Mebendazol		25 mg/kg PO, BID/SID durante 5 dias ²		
		50 mg/kg PO uma vez e repetir passado 10-14 dias se necessário ³	Rapinas	
Moxidectina		0,2 mg/kg PO ¹	Rapinas	Nematodes e em falcões para <i>Serratospiculum</i>
		0,5 mg/kg PO ¹	Rapinas	
		0,5-1 mg/kg PO ¹	Rapinas	Capilaria
Niclosamida		220 mg/kg PO repetir passado 10-14 dias ¹	Maioria das espécies	Trematodes e Cestodes
Oxfendazol		10-40 mg/kg PO uma única toma ¹	Maioria das espécies	
		20 mg/kg PO uma única toma ¹	Rapinas	
Piperazina		100 mg/kg PO, repetir passado 14 dias ^{1,3}	Rapinas	Ascarídeos
		250 mg/kg PO uma única toma ¹	Psitacídeos	Ascarídeos
		1000 mg/L na água durante 3 dias ¹	Rapinas	Ascarídeos
Praziquantel		5-10 mg/kg PO uma toma e repetir passado 2-4 semanas ¹	Psitacídeos e Rapinas	Trematodes e Cestodes
		5-10 mg/kg PO,SC SID durante 14 dias ¹	Rapinas	Trematodes e Cestodes
		7,5 mg/kg SC, IM uma única vez e repetir passado 2-4 semanas ¹	Maioria das espécies	Trematodes e Cestodes
		9 mg/kg IM uma única vez e repetir passado 10 dias ¹	Psitacídeos	Cestodes
		10 mg/kg PO, IM, SC uma única vez e repetir passado 7 dias ¹	Rapinas	Trematodes e Cestodes

Doença parasitária	Principio ativo	Dose	Espécie alvo	Comentários
		10 mg/kg SC, IM SID durante 3 dias, de seguida PO durante 11 dias ¹	Psitacídeos e Rapinas	Trematodes
		10-20 mg/kg PO uma única vez e repetir passado 10-14 dias ¹	Maioria das espécies	Trematodes e Cestodes
		30-50 mg/kg PO, SC, IM uma única vez e repetir passado 14 dias ¹	Rapinas	Cestodes
		50 mg/kg PO,SC ³	Rapinas	Cestodes e Trematodes
Pamoato de Pirantel		4,5 mg/kg PO uma única vez e repetir ¹ passado 10-14 dias ¹	Psitacídeos	Nematodes intestinais
		7 mg/kg PO uma única vez e repetir passado 14 dias ¹	Maioria das espécies	Nematodes intestinais
		7-20 mg/kg PO uma única vez e repetir passado 14 dias ¹	Rapinas	Nematodes intestinais
		20 mg/kg PO uma única toma ¹	Rapinas	Nematodes intestinais
		148 mg/L na água ¹	Psitacídeos	Nematodes intestinais
Rafoxanida		10 mg/kg PO ¹	Rapinas	Trematodes e Cestodes
Tiabendazol		40-100 mg/kg PO, SID durante 7 dias ¹	Maioria das espécies	Nematodes
		100 mg/kg PO uma única vez e repetir passado 10-14 dias ^{1,3}	Rapinas	Nematodes
		100 mg/kg PO, SID durante 7-10 dias ¹	Maioria das espécies	Ascarídeos
		100-200 mg/kg PO, SID durante 10 dias ¹	Rapinas	Ascarídeos
		100-500 mg/kg PO uma única toma ¹	Maioria das espécies	Nematodes
		250-500 mg/kg PO uma toma e repetir passado 10-14 dias ¹	Maioria das espécies	Nematodes, Incluindo para psitacídeos para Ascarídeos

¹- (Carpenter *et al.*, 2013); ²-(Riera & M.Cabrero, 2008); ³ (Smith, 1996); ⁴ (N.Forbes & Simpson, 1997); ⁵- (Filippich *et al.*, 1998); ⁶- (Abe *et al.*, 2012); ⁷- (Clipsham, 1995); ⁸- (Adam, 1991); PO- *per os*; IM- *intramuscular*

1.7 Objetivos

Este trabalho pretende contribuir para a avaliação das parasitoses gastrointestinais de psitacídeos e aves de falcoaria, sintomáticas e assintomáticas, mantidas como animais de estimação, venda, de coleção ou de trabalho, de modo a justificar a utilização de meios profiláticos ou de tratamento antiparasitário.

2.0 Materiais e Métodos

2.1 Desenho de estudo

O presente estudo é do tipo analítico-observacional do tipo transversal.

Cada indivíduo foi avaliado para o mesmo fator de exposição ao parasitismo gastrointestinal, tendo em conta a frequência das doenças parasitárias, os fatores de risco, população de risco e prevalência.

2.2 Recolha das Amostras

Para este estudo foram recolhidas um total de 121 amostras de fezes de aves (47 aves de falcoaria e 74 psitacídeos). As amostras foram recolhidas entre Outubro de 2014 e Julho de 2015, num centro de atendimento veterinário, lojas, criadores e colecionadores do distrito de Lisboa.

Todos os animais apresentados em consultas de rotina e consultas por motivo de doença, foram sujeitos a exame clínico e a recolha de material fecal presente na transportadora. Quanto aos animais oriundos de outros locais, como criadores, lojas e colecionadores, a recolha das suas fezes foi realizada nos locais de alojamento.

2.3 Colheita e conservação das amostras

Foram consideradas amostras válidas para este estudo todas as fezes frescas e em quantidades suficientes (> 1 grama) presentes nas instalações. Com o auxílio de palitos de madeira, foram colocadas em tubo de Eppendorf, identificadas, conservadas sob refrigeração e transportadas ao laboratório para análise. No laboratório as amostras foram mantidas sob refrigeração até ao momento da análise.

Todas as amostras foram recolhidas com consentimento dos proprietários, sendo estes informados do estudo em causa, mostrando-se disponíveis e interessados.

2.4 Recolha de dados

Os dados referentes a cada animal foram recolhidos pessoalmente através de um questionário realizado aos proprietários da/s ave/s (apêndice.1).

Foram recolhidos dados relativamente a idade, peso, espécie, presença de mais aves, alimentação, local de alojamento (interior/exterior), desparasitação e estado de saúde. Relativamente às aves de falcoaria foi também anotado se a ave tem por hábito a prática de voo.

2.5 Técnicas laboratoriais utilizadas na análise das amostras

2.5.1 Exame macroscópico

Cada amostra foi observada macroscopicamente para pesquisa de parasitas adultos, nomeadamente, cestodes ou nematodes. Foi também observada a consistência das fezes.

2.5.2 Exame direto

A realização de exames fecais a fresco foi realizada de cada amostra. Foi retirada uma pequena porção de fezes com um palito, à qual se adicionou 1 gota de solução fisiológica, espalhando-se sobre a lâmina com o auxílio de uma lamela até formar uma fina camada e sobre esta colocada uma lamela. As lâminas foram observadas ao microscópio com ampliações de 10x e 40x.

2.5.3 Técnica de Flutuação de Willis

Retirou-se uma pequena porção (cerca de 1 a 2 g) para proceder ao protocolo de flutuação em solução saturada de sacarose (técnica de Willis). Cada amostra foi diluída na solução saturada de sacarose com o auxílio de uma vareta de vidro e posteriormente filtrada para um tubo de ensaio até o seu preenchimento, formando um menisco convexo. Colocou-se uma lamela no topo do tubo, ficando em repouso durante 15-20 minutos (Fig.13). No final deste período a lamela foi removida e colocada numa lâmina e

examinada através de microscopia ótica para identificação dos ovos, oocistos e outras formas parasitárias, com objetivas de 10x e 40x.



Figura 13-Método de flutuação (Zajac & Conboy, 2012)

2.5.4 Técnica de Sedimentação Natural

Após a realização do método de flutuação, o sobrenadante foi desprezado, ficando apenas o sedimento. Recolheu-se uma pequena quantidade de sedimento para uma lâmina de microscópico e com o auxílio de uma lamela observou-se ao microscópico ótico com ampliação de 10x e 40x.

2.6 Análise Estatística

Para efeitos da análise estatística utilizou-se o *software* SPSS versão 22 (c) IBM Corp. A análise descritiva inclui o cálculo de medidas de tendência central e de dispersão de variáveis numéricas, e a análise de frequência de variáveis categóricas. Adicionalmente para a avaliação de potenciais relações entre variáveis categóricas utilizou-se o teste de Qui-quadrado.

3.0 Resultados

Nas 47 aves de falcoaria observou-se a presença de parasitas em 14.9% (n=7) e dos 74 psitacídeos em 4.1% (n=3) (Fig.14).

Nas aves de falcoaria que se encontravam com parasitas (positivas), 6,4% (n=3) foram detetados pelo método direto. Entre os positivos por este método, 2,1 % (n=1) encontravam-se parasitados por espirurídeos e 4,3% (n=2) por coccídeas (Fig.15).

Pelo método de flutuação (técnica de Willis), 14,9% (n=7) foram positivos; dos quais 10,6% (n=5) eram positivos para coccídeos, 2,1% (n=1) positivos para *Capilaria* spp. e 2,1% (n=1) positivos para espirurídeos (Fig.16).

No método de sedimentação natural, 100% (n=47) das amostras foram negativas.

Em relação aos psitacídeos somente o método direto revelou resultados positivos com 4,1% (n=3) das aves parasitadas por flagelados (Fig.17). Os outros dois métodos de diagnóstico (Willis e Sedimentação natural) revelaram 100% (n=74) de amostras negativas.

Considerando a manifestação de sintomas, 82,4% (n=42) das aves de falcoaria eram assintomáticas e apenas 10,6% (n=5) apresentavam sintomas. Entre as que não apresentavam sintomas, 6,3% (n=6) estavam parasitadas. Entre as que apresentavam sintomas, 0,7% (n=1) estavam parasitadas (Fig.18).

Em relação aos psitacídeos, 95,9% (n=71) eram assintomáticos e apenas 4,1% (n=3) apresentavam sintomas. Apenas 2,9% (n=2) dos assintomáticos estavam parasitados e 0,1% (n=1) dos sintomáticos (Fig.19).

3.1 Amostra

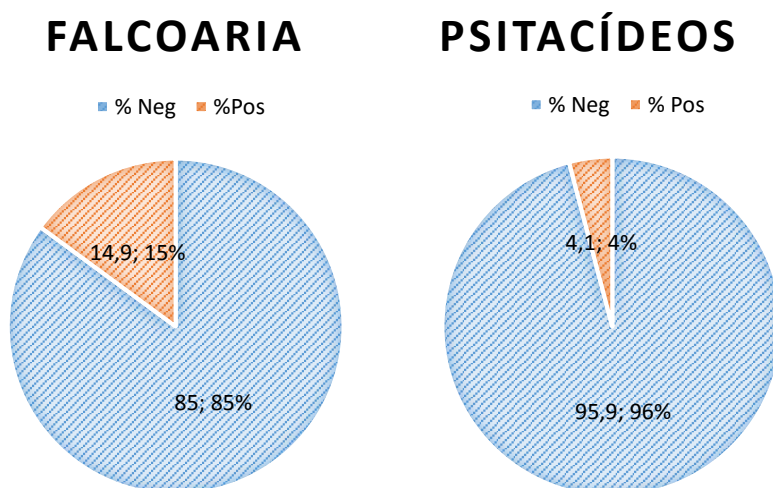


Figura 14- Resultados da Detecção do parasitismo gastrointestinal em aves

METODO DIRECTO

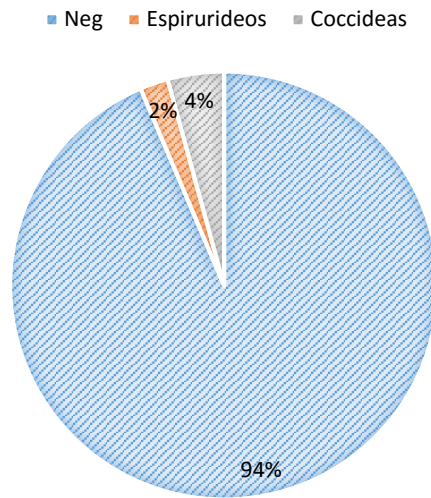


Figura 15- Aves de falcoaria positivas e negativas pelo método directo

METODO DE FLUTUAÇÃO

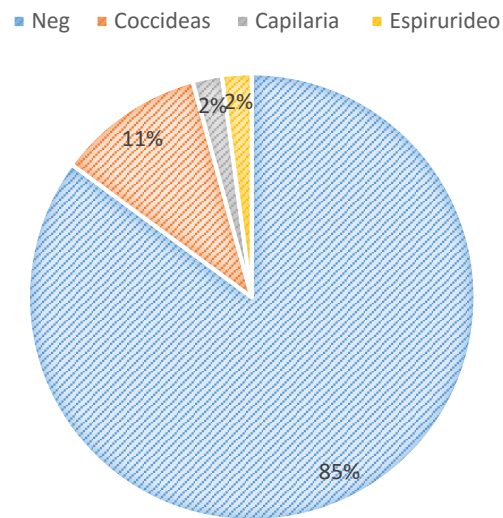


Figura 16- Aves de falcoaria positivas e negativas pelo método de flutuação

METODO DIRECTO

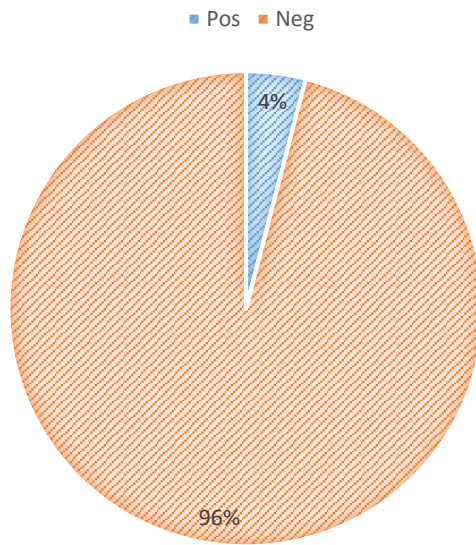


Figura 17- Psitacídeos positivos e negativos pelo método directo

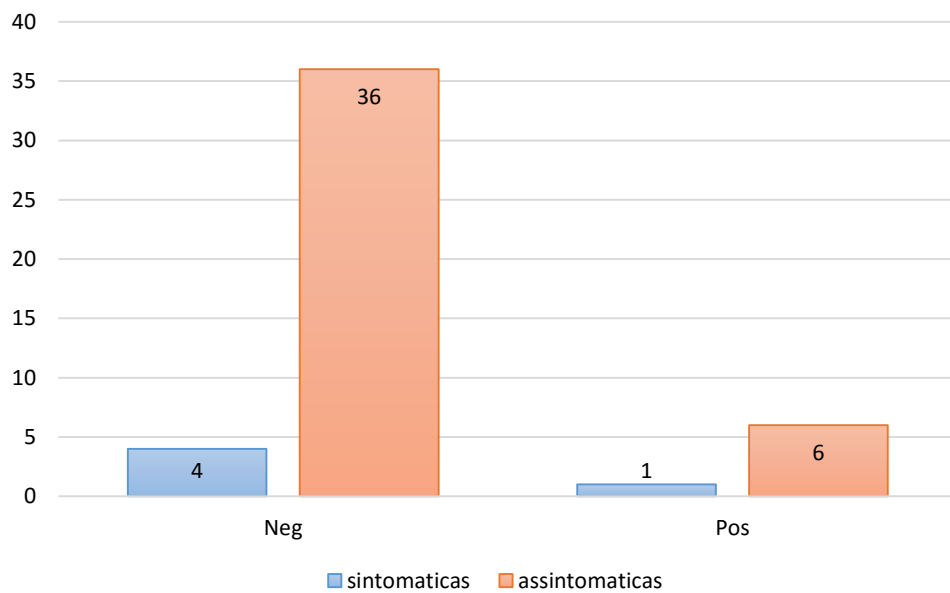


Figura 18- Aves de falcoaria sintomáticas e assintomáticas, e sua relação com o parasitismo gastrointestinal

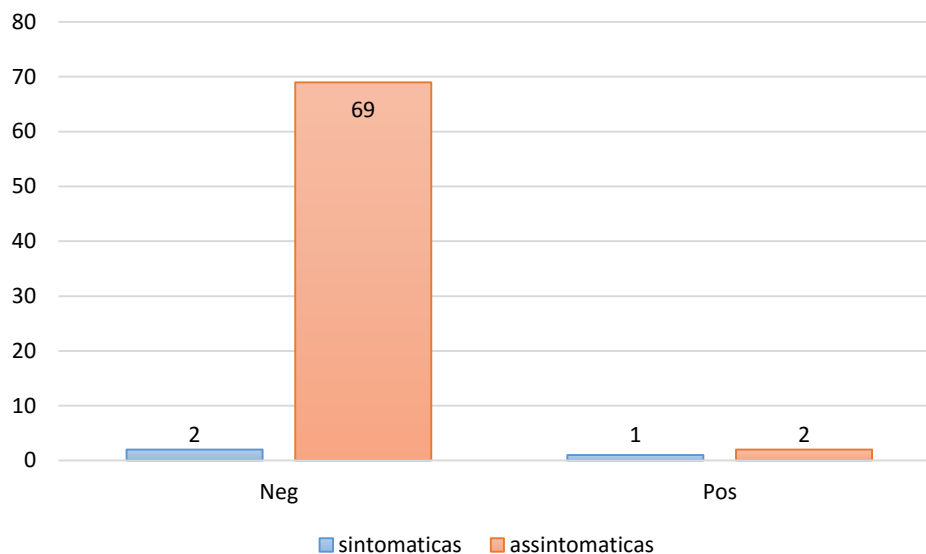


Figura 19- Psitacídeos sintomáticos e assintomáticos, e sua relação com o parasitismo gastrointestinal

3.2 Fatores determinantes intrínsecos e extrínsecos e a sua relação com o parasitismo

3.2.1 Determinantes intrínsecos

Para a avaliação das características individuais (determinantes intrínsecos) e a sua relação com a positividade para o parasitismo gastrointestinal, avaliou-se: o sexo, idade, espécie e a frequência de desparasitação.

3.2.1.1 Sexo

O teste de Qui-quadrado sugere que não existe relação estatisticamente significativa entre o sexo e a presença de endoparasitas nem em aves de falcoaria ($p=0,553$) nem em psitacídeos ($p=0,679$).

3.2.1.2 Espécie

O teste Qui-quadrado sugere que nos psitacídeos existe uma relação estatisticamente significativa entre a espécie e a não presença de endoparasitas ($p=0,054$).

Contudo, esta relação é discutível, devido à grande desproporção de animais da espécie *Melopsittacus undulatus* (periquitos).

Em relação às aves de falcoaria o teste de Qui-quadrado não sugere a existência de relação estatisticamente significativa entre a espécie e a presença de endoparasitas ($p=0,273$).

3.2.1.3 Idade

O teste Qui-quadrado sugere que não existe relação estatisticamente significativa entre a idade e a presença de endoparasitas em aves de falcoaria ($p=0,104$). Nos psitacídeos esta não foi tida em conta devido a existência de muitas aves com idade desconhecida.

3.2.1.4 Frequência de desparasitação

Tabela 3- Parasitismo em Aves de falcoaria e relação com a desparasitação

	Frequência de Desparasitação				Total
	Não desparasitados	1x por ano	2x por ano	3x por ano	
Negativos	2	6	30	2	40
Positivos	0	4	3	0	7
Total	2	10	33	2	47

Tabela 4- Parasitismo em Psitacídeos e relação com a desparasitação

	Frequência de Desparasitação		Total
	Não desparasitados	2x por ano	
Negativos	48	23	71
Positivos	3	0	3
Total	51	23	74

O teste de Qui-quadrado indica a existência de relações estatisticamente significativas entre a frequência da desparasitação e o parasitismo em aves de falcoaria ($p=0,088$) (Tab.3), mas não nos psitacídeos ($p=0,235$) (Tab.4).

3.2.2 Determinantes extrínsecos

Para a avaliação das características (determinantes extrínsecos) e a sua relação com a positividade ao endoparasitismo, avaliou-se apenas a época do ano.

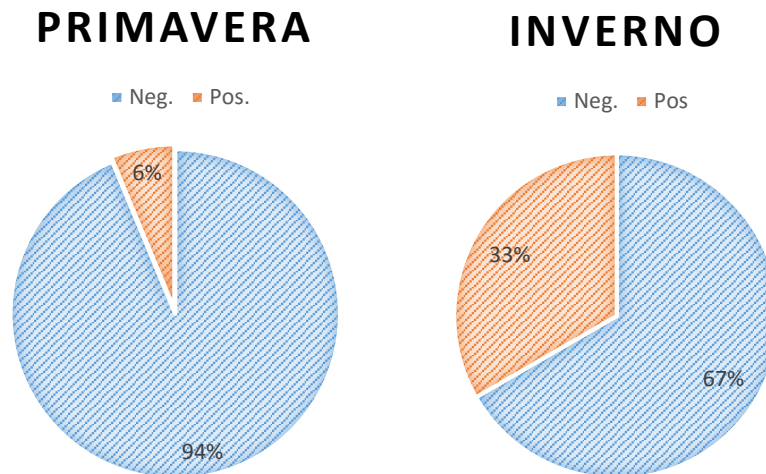


Figura 20- Distribuição dos casos de parasitismo em Aves de falcoaria por época/estação do ano

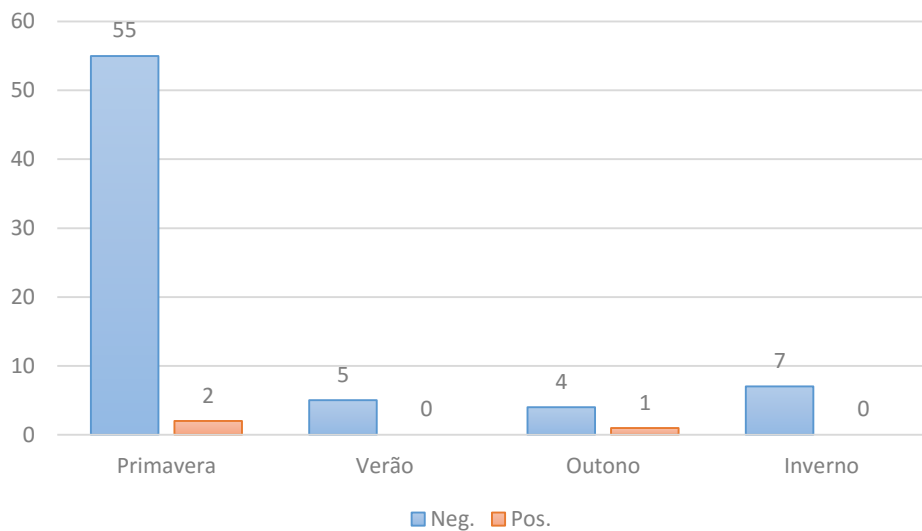


Figura 21- Distribuição dos casos de parasitismo em Psitacídeos por época/estação do ano

O teste de qui-quadrado sugere que existe uma relação estatisticamente significativa entre a época do ano e o parasitismo em aves de falcoaria ($p=0,026$) (Fig.20), no entanto nos psitacídeos não houve relação estatisticamente significativa ($p=0,282$) (Fig.21).

4.0 Discussão

Entre os numerosos problemas sanitários que afetam as aves selvagens e exóticas mantidas em cativeiro, as doenças parasitárias têm vindo a destacar-se como as mais frequentes. Os efeitos destas parasitoses podem variar, desde infeções subclínicas até a morte (Carneiro *et al.*, 2011).

Neste estudo, 14,9 % das aves de falcoaria e 4,1% dos psitacídeos apresentaram parasitas gastrointestinais. Nas aves de falcoaria destacaram-se as coccídeos com 10,6% das aves parasitadas, seguidas pela infeção por *Capilaria* spp. e espirurídeos, ambas com 2,1%.

Nos psitacídeos apenas foram encontrados flagelados em três animais de entre os setenta e quatro examinados (4,1%).

Tal como demonstrado pela estatística descritiva, neste estudo foi possível identificar relação estatisticamente significativa entre o sexo e a presença de parasitas gastrointestinais, contrariamente ao descrito por Robert Poulin (1996) que observou uma maior predisposição ao parasitismo gastrointestinal em machos tanto em mamíferos como em aves apontando causas como: imunodepressão associada a hormonas masculinas, comportamento territorial, interações, dieta entre outras causas.

Neste estudo observou-se uma relação estatisticamente significativa em relação à espécie em psitacídeos; contudo, como explicado anteriormente, esta relação é discutível, devido à grande desproporção de animais da espécie *Melopsittacus undulatus* (periquitos), que se encontra em maior número.

Em relação às aves de falcoaria não foi revelado qualquer relação entre o parasitismo gastrointestinal e a espécie. Estes fatos podem dever-se à extensa variabilidade de espécies em cada grupo de aves, não havendo amostras numerosas de cada uma delas. Segundo Santoro *et al.*, (2012) as espécies de helmintes variam consoante o tipo de alimentação que as aves de rapina consomem, isto é, uma ave que se alimente de presas específicas possui menor parasitismo por helmintes que uma ave que possua uma alimentação composta por variadas presas. Em relação à coccidiose, Backer *et al.*, (1996), descreveu uma maior prevalência em Strigiformes comparando com Falconiformes, apontando como causa a diferença da alimentação.

Segundo Carneiro *et al.*, (2011) a giardiose é uma doença parasitária de grande importância em aves mantidas em cativeiro, comum em psitacídeos, mas considerada rara noutras aves, sendo uma das causas de enterite em periquitos e comum também em

caturras (*Nymphicus sp.*), inseparáveis (*Agapornis sp.*) e conures (*Conuropsis sp.*) (Shivaprasad, 2002).

Neste estudo, em psitacídeos, não ficou provado uma relação estatisticamente significativa em relação à espécie, provavelmente devido à grande variedade de espécies e ao número muito baixo de positivos (n=3).

Relativamente às aves de falcoaria, não houve relação estatisticamente significativa entre a idade e a presença de parasitas gastrointestinais. Resultado idêntico foi obtido no estudo realizado por Baker *et al.*, (1996).

A maioria dos psitacídeos envolvidos neste estudo possuíam idades indeterminadas, tal facto impossibilitou a realização do estudo desta variável, neste grupo de aves.

No que diz respeito à frequência de desparasitações, neste estudo houve uma relação estatisticamente significativa nas aves de falcoaria. Quando a desparasitação era efetuada duas a três vezes por ano, foi observada uma menor frequência de parasitismo.

Nos psitacídeos não houve relação significativa entre a frequência da desparasitação e o parasitismo das aves, tal pode dever-se ao baixo número de animais parasitados e também pelo fato do princípio ativo normalmente utilizado não abranger flagelados.

Relativamente à época do ano, houve uma relação estatisticamente significativa em aves de rapina, havendo maior percentagem de positivos no inverno. Tal pode dever-se ao fato de as aves estarem mais imunodeprimidas, devido às baixas temperaturas e de ser uma época de voo, por isso terem um peso reduzido. Na primavera a percentagem de aves parasitadas é menor, não só devido ao fato das temperaturas serem mais altas mas também por ser uma época de muda de penas, e estas durante a muda não voarem, aumentando assim a condição corporal. Apesar de o peso não ter sido tido em conta devido a diversidade deste, com estes dados podemos dizer que as aves com peso inferior têm maior possibilidade de serem infetadas com parasitas gastrointestinais. Estes resultados vão de acordo com os estudos realizados por Barton & Houston (2001) e Coulson *et al.* (2010).

Nos psitacídeos não foi encontrada relação estatisticamente significativa em relação a época do ano.

Segundo o conhecimento da autora, este é o primeiro estudo realizado em psitacídeos e aves de falcoaria, em cativeiro, no distrito de Lisboa, avaliando a prevalência de parasitas gastrointestinais.

O propósito deste estudo foi uma avaliação preliminar da prevalência de parasitismo gastrointestinal na população de aves de falcoaria e psitacídeos, sintomáticas e assintomáticas, no distrito de Lisboa. Este estudo revelou uma maior prevalência de parasitas gastrointestinais em aves de falcoaria em relação aos psitacídeos. Os dados obtidos não coincidem com estudos realizados nestas espécies, o que pode dever-se ao fato de, a maioria dos estudos terem sido realizados em aves selvagens e o presente estudo ter sido realizado em aves de cativeiro. Mesmo que a prevalência do parasitismo gastrointestinal não tenha sido elevada neste estudo, não devemos ignorar a predisposição destas aves para o parasitismo, devendo sempre considera-lo como diagnóstico diferencial, na presença de aves com sintomatologia idêntica aquela causada por parasitas gastrointestinais.

Será por este motivo aconselhável a utilização de medidas preventivas para evitar a infecção destas aves como, manejo alimentar, manejo de higiene, desparasitação preventiva entre outros.

5.0 Conclusão

Tendo em conta os resultados obtidos, em que 14,5% das aves de falcoaria e 4,1% dos psitacídeos apresentavam parasitas gastrointestinais, e apesar destas prevalências serem baixas, o potencial para adquirirem infecções por parasitas gastrointestinais existe, pelo que é recomendável a desparasitação preventiva pelo menos duas a três vezes por ano nas aves de falcoaria, uma vez que, nestas aves a desparasitação tem influência na presença de parasitas, diminuindo a sua frequência. Nos psitacídeos, dado o baixo número de animais parasitados a desparasitação não parece apresentar um carácter essencial. No entanto, apesar da prevalência ter sido muito baixa aconselha-se a realização de um exame fecal anual e no caso de este dar positivo proceder ao seu tratamento. Deste modo evita-se a exposição ao *stress* a que estas aves estão sujeitas aquando da desparasitação preventiva.

A maioria das aves testadas são animais de companhia (psitacídeos) ou de trabalho (aves de falcoaria), que contactam com outras aves, estando por esse motivo mais expostas a doenças parasitárias. As formas mais prováveis de infecção são a ingestão de água ou alimentos contaminados com formas infetantes de parasitas ou o contato direto com formas parasitárias presentes nas fezes.

É de salientar o papel importante que os distribuidores e lojas de animais devem ter no controle destas doenças parasitárias, através de exames coprológicos das aves para venda, da implementação adequada de medidas de higiene das aves, que são criadas e vendidas, bem como das instalações onde estas se encontram.

De referir também o papel importante do médico veterinário na prevenção destas doenças, quer através da elaboração de planos de desparasitação para cada animal, quer através da informação dada ao proprietário, relativamente à higiene das instalações e materiais que possam ser fobites, bem como dos possíveis sinais clínicos a que estes devem estar atentos para poderem identificar o problema.

6.0 Bibliografia

- A. Gunn, & Pitt, S. J. (2012). Parasitology: An Integrated Approach. In *Parasitology: An Integrated Approach*.
- Abe, N., Makino, I., & Kojima, A. (2012). Molecular characterization of *Giardia psittaci* by multilocus sequence analysis. *Infection, Genetics and Evolution*, 12(8), 1710–1716.
- Adam, R. D. (1991). The biology of *Giardia* spp. [Review] [332 refs]. *Microbiological Reviews*, 55(4), 706–732.
- Almeida, T. T. C. (2004). Padronização e avaliação de métodos moleculares para detecção de oocistos de *Cryptosporidium* spp. (Apicomplexa: Cryptosporiidae) em amostras fecais: extração de DNA genômico e PCR (reação em cadeia pela polimerase) *Therezinha. Universidade de São Paulo*,
- Anderson, R. . (2000). *Nematode Parasites of Vertebrates* (2nd ed.).
- Baker, D. G., Morishita, T. Y., Bartlett, J. L., & Brooks, D. L. (1996). Coprologic Survey of Internal Parasites of Northern California Raptors. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 27(3), 358–363.
- Ballweber, & Rickard, L. (2001). *Veterinary Parasitology*.
- Barton, N. W. H., & Houston, D. C. (2001). The incidence of intestinal parasites in british birds os prey. *The Raptor Research Foundation, Inc.*, 71–73.
- Baruš, V., Kajerová, V., & Koubková, B. (2005). A new species of *Pterothominx Freitas*, 1959 (Nematoda: Capillariidae) parasitising psittacine birds (Psittaciformes). *Systematic Parasitology*, 62(1), 59–64.
- Beane, R. D., & Hobbs, N. T. (1983). The baermann tecchnique for estimating protostrongylus infection in Bighorn sheep: effect of laboratory procedures. *Journal of Wildlife Diseases*, 19(1), 7–9.
- Borgsteede, F. H. M., Okulewicz, A., Zoun, P. E. F., & Okulewicz, J. (2003). The helminth fauna of birds of prey (Accipitriiformes, Falconiformes and Strigiformes) in the Netherlands. *Acta Parasitologica*, 48(3), 200–207.
- Box, E. D. (1981). Observations on Giardia of Budgerigars. *J. Prorozool*, 28(4), 491–494.
- Campillo, M. C. del, & Vasquez, F. A. R. (2001). *Parasitología Veterinaria* (1st ed.). Madrid: McGRAW-Hill.
- Carneiro, M. B., De Calais Júnior, A., & F. Martins, I. V. (2011). Avaliação Coproparasitológica E Clínica De Aves Silvestres E Exóticas Mantidas Em Criatórios Particulares No Município De Alegres-ES. *Ciência Animal Brasileira*, 12(3), 525–529.

- Carpenter, J. W., Mashima, T. Y., & Rupiper, D. J. (2013). *Exotic animal formulary* (4th ed.). Elsevier.
- Castro, A. A., Almeida, L. R., Silva, F. J. M., Júnior, D. D. S. G., Oliveira, C. J. F., Ornelas, E. I., & Fonseca, A. H. (2003). Comparação Entre As Técnicas De Baermann Modificada E Donald Utilizadas Para Recuperar Larvas Infectantes De Nematóides Gastrointestinais de Ruminantes da pastagem. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 12(2), 88–91.
- Clipsham, R. (1995). Avian pathogenic flagellated enteric protozoa. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 4(3), 112–125.
- Cole, R. a, & Friend, M. (1999). Parasites and Parasitic Diseases (Field Manual of Wildlife Diseases) Parasites and Parasitic Diseases. *Other Publications in Zoonotics and Wildlife Disease*, 187–258.
- Conway, D. P., & McKenzie, M. E. (2008). *Poultry Coccidiosis: Diagnostic and Testing Procedures. Poultry Coccidiosis*.
- Cooper, J. E. (2002). *Birds of Prey: Health & Disease*.
- Coulson, J. O., Taft, S. J., & Coulson, T. D. (2010). Gastrointestinal Parasites of the Swallow-Tailed Kite (*Elanoides forficatus*), Including a Report of Lesions Associated with the Nematode *Dispharynx* sp. *Journal of Raptor Research*, 44(3), 208–214.
- Cringoli, G., Rinaldi, L., Maurelli, M. P., & Utzinger, J. (2010). FLOTAC: new multivalent techniques for qualitative and quantitative copromicroscopic diagnosis of parasites in animals and humans. *Nature Protocols*, 5(3), 503–515.
- Cubas, Z., & Godoy, S. (2004). Algumas Doenças De Aves Ornamentais. Retirado de <http://files.animaltime.webnode.com/200000039-5817a5911a/Dossierdedoenças.pdf> no dia 24/06/2015
- Cunha, M. J. R. da. (2013). Ocorrência e caracterização molecular de *Cryptosporidium spp.* e *Giardia spp.* em aves selvagens Brasileiras. Uberlândia. Retirado de <http://repositorio.ufu.br/bitstream/123456789/4023/1/OcorrênciaIdentificaçãoMolecular.pdf> no dia 30/05/2015
- D.Bowman, D. (2014). *Georgis's Parasitology for veterinarians* (10th ed.).
- De Carvalho Balthazar, L. M., Do Bomfim Lopes, B., Berto, B. P., Dos Santos, C. S., Filho, W. L. T., Neves, D. M., & Lopes, C. W. G. (2013). Coccidiosis in a blue-fronted Amazon parrot (*Amazona aestiva*) under quarantine - Case report. *Revista Brasileira de Medicina Veterinaria*, 35(4), 392–396.
- De Rosa, M., & Shivaprasad, H. L. (2015). Capillariasis in a vulture guinea fowl. *Avian Diseases*, 43(1), 131–135.

- Do Bomfim Lopes, B., Berto, B. P., de Carvalho Balthazar, L. M., Coelho, C. D., Neves, D. M., & Lopes, C. W. G. (2014). Coccidia of New World psittaciform birds (Aves: Psittaciformes): *Eimeria ararae* n. sp. (Apicomplexa: Eimeriidae) from the blue-and-yellow macaw *Ara ararauna* (Linnaeus). *Systematic Parasitology*, 88(2), 175–80.
- Doneley, B. O. B. (2010). *Avian medicine and surgery in practice*. london.
- Doneley, R. J. T. (2009). Bacterial and Parasitic Diseases of Parrots. *Veterinary Clinics of North America - Exotic Animal Practice*, 12(3), 417–432.
- Dubois, G., & Rausch, R. (1950). A Contribution to the Study of North American Strigeids (Trematoda). *The University of Notre Dame*, 43, 1–31. Retirado de <http://www.jstor.org/stable/2421874> no dia 14/06/2015
- Dorrestein, G. M. (2009). Passerines and exotic softbills. In T. Tully, G. Dorrestein, & A. Jones (Eds.), *Handbook of Avian Medicine* (2nd Ed.). Oxford, UK: Saunders Ltd.
- Elsheikha, H. M., & Patterson, J. S. (2013). *Self-Assessment Colour Review Veterinary Parasitology* (Vol. 1). london: Manson Publishing.
- Farret, M. H., Fanfa, V. D. R., Ragagnin, L., Da Silva, A. S., & Monteiro, S. G. (2010). Primeiro registro de *Giardia* sp. e *Cryptosporidium* sp. em amostras de fezes de arara azul (*Anodorhynchus hyacinthinus*) na região sul do Brasil. *Biotemas*, 23(3), 219–221.
- Fernandes, C. A., Grespan, A., & Knöbl, T. (2014). Cysts of *Giardia* spp. in fecal samples of psittacine birds. *Asa*, 2, 25–32.
- Ferrer, D., Molina, R., Adelantado, C., & Kinsella, J. M. (2004). Helminths isolated from the digestive tract of diurnal raptors in Catalonia, Spain. *The Veterinary Record*, 154(1), 17–20.
- Filippich, L. J., McDonnell, P. a, Munoz, E., & Upcroft, J. a. (1998). *Giardia* infection in budgerigars. *Australian Veterinary Journal*, 76(4), 246–249.
- Forbes, N. a, & Simpson, G. N. (1997). *Caryospora neofalconis*: An emerging threat to captive-bred raptors in the United Kingdom. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 11(2), 110–114. Retirado de <Go\nto\nISI>://A1997XM94300007 no dia 12/07/2015
- Forbes, N. A., & Kubiak, M. (2010). Common diseases in birds of prey- part1. *Great Western Exotic Vets*. Retirado de <http://www.gwexotics.com/wccms-resources/a/7/d/1/b83e271e-b766-11e0-a685-0050568626ea.pdf> no dia 04/06/2015
- Ford scott (2010), Raptor Gastroentology. *Journal of Exotic Pet Medicine*, vol 19, No 2
- Foreyt, W. J. (1989). Diagnostic Parasitology. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*. Elsevier.
- Foreyt, W. J. (2001). *Veterinary parasitology reference manual*. Iowa State University Press. Iowa State University Press.

Gabriel G. Hornink, Urara Kawazoe, Daniel Perez & Eduardo Galembeck (2013). Principais parasitos humanos de transmissão hídrica ou por alimentos. Universidade estadual de Campinas e Universidade federal de Alfenas.

González-Hein, G., Fredes, F., Kinsella, M., Larenas, J., & González-Acuña, D. (2012). New reports of helminthes in captive exotic psittacine birds in Chile. *Archivos de Medicina Veterinaria*, 44(1), 87–91.

H.Brian, & H.coles. (2006). *Essentials of Avian Medicine & Surgery*. (3d ed.).

Helmboldt, C. F., Eckerlin, R. P., Penner, L. R., & Wyand, D. S. (1971). The pathology of capillariasis in the blue jay. *Journal of Wildlife Diseases*, 7(3), 157–161.

Hendrix, C., & Robinson, E. (2006). *Diagnostic Parasitology for Veterinary Technicians* (4th ed.). Elsevier.

Horizonte, B., Andery, D. D., Ferreira Junior, F. C., de Araujo V., Vilela, D. D. R., Marques, M. V. R., Martins, N. R. D. S. (2013). Health Assessment of Raptors in Triage in Belo Horizonte, Mg, Brazil. *Brazilian Journal of Poultry Science*, 15(3), 247–256.

Ikdam Al-Kharkhi, W. J. and A. D. (2013). Prevalence of faecal endoparasite ova in falcons in Qatar. *The Newsletter of the Middle East Falcon Research Group*, (41).

Inglis, W. G. (1954). XCIX.—On some nematodes from Indian vertebrates. I. Birds. *Journal of Natural History Series 12*.

Kajerová, V., & Baruš, V. (2005). Psittacine birds (Aves: Psittaciformes) as new hosts of *Baruscapillaria obsignata* (Nematoda: Capillariidae). *Acta Veterinaria Brno*, 74(4), 571–574.

Kalisinska, E., Lisowski, P., Czernomysy-Furowicz, D., & Kavetska, K. M. (2008). Serratospiculiasis, mycosis, and haemosiderosis in wild peregrine falcon from Poland. A case report. *Bulletin of the Veterinary Institute in Pulawy*, 52(1), 75–79. Retirado de <Go\nto\nISI>://000254649600014 no dia 23/04/2015

Kaufmann, J. (2013). *Parasitic Infections of Domestic Animals: A Diagnostic Manual*. Birkhäuser. Retirado de <http://books.google.com/books?hl=pt-PT&lr=&id=hh3yBwAAQBAJ&pgis=1> no dia 18/04/2015

Kocan, a a, & Locke, L. N. (1974). Some helminth parasites of the American bald eagle. *Journal of Wildlife Diseases*, 10(1), 8–10.

Krone, O. (2007). *Endoparasites In BIRD. Raptor research and management techniques*. canada.

Lamann, G. V. (2010). Veterinary Parasitology. *British medical journal* (Vol. 2). New York: Nova Science Publishers, Inc.

Lee, N. Y. P., Jalila, A., Amin-Babjee, S. M., Lee, C. C., Maizatul, A. M., Iskandar, C. T. N. F., ... Omar, A. R. (et al). (2005). Prevalence study of gastrointestinal parasites in psittacine birds in the Klang Valley. In *Harmonising HALAL practices and food safety from farm to table. Proceedings of the 17th Veterinary Association Malaysia Congress in conjunction with Malaysia International Halal Showcase (MIHAS) 2005; 27-30 July 2005.* (pp. 77–79). Universiti Putra Malaysia Press. Retirado de <http://www.cabdirect.org/abstracts/20053178970.html> no dia 20/06/2015

M.A.Taylor. (2007). *veterinary parasitology.*

Maesano, G., Capasso, M., Ianniello, D., Cringoli, G., & Rinaldi, L. (2014). Parasitic infections detected by FLOTAC in zoo mammals from Warsaw, Poland. *Acta Parasitologica*, 59(2), 343–353.

Mathis, A., & Deplazes, P. (2006). Copro-DNA tests for diagnosis of animal taeniid cestodes. *Parasitology International*, 55

Mehlhorn, H. (2008). *Encyclopedia of Parasitology* (3rd ed.). Springer.

Melo, C. M. F. DE. (2012). Parasitos de aves selvagens e exóticas apreendidas no estado da Paraíba. Universidade Federal de Campina Grande, Centro de súde e tecnologia rural.

Mettrick, D. F. (1963). Some Cestodes From Birds of Prey of Family Aquilidae. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 30(2), 237–&.

Mines, J. J. (1979). *Ascaridia sprengi*, a new species of nematode in Australian parrots. *International Journal for Parasitology*, 9(4), 371–379.

Mines, J. J., & Green, P. E. (1983). Experimental *Ascaridia columbae* infections in budgerigars. *Australian Veterinary Journal*, 60(9), 279–280.

Moravec, F., Fredensborg, B. L., Latham, a. D. M., & Poulin, R. (2003). Larval Spirurida (Nematoda) from the crab *Macrophthalmus hirtipes* in New Zealand. *Folia Parasitologica*, 50(2), 109–114.

Muller, M. G. (2009). *Practical Handbook of Falcon Husbandry and Medicine.*

Nogueira, N. F. (2014). Falconiformes acidentados

Oksanen, a, & Nikander, S. (1989). Ivermectin as a bird anthelmintic--trials with naturally infected domestic fowl. *Zentralblatt Fur Veterinarmedizin. Reihe B. Journal of Veterinary Medicine. Series B*, 36(7), 495–499.

Oliveira, J. B., Santos, T., Vaughan, C., & Santiago, H. (2011). External parasites of raptors (Falconiformes and Strigiformes): Identification in an ex situ population from Mexico. *Revista de Biologia Tropical*, 59(3), 1257–1264.

Otegbade, a C., & Morenikeji, O. a. (2014). Gastrointestinal parasites of birds in zoological gardens in south-west Nigeria. *Tropical Biomedicine*, 31(1), 54–62.

Papini, R., Girivetto, M., Marangi, M., Mancianti, F., & Giangaspero, A. (2012). Endoparasite Infections in Pet and Zoo Birds in Italy. *The Scientific World Journal*, 2012, 1–9.

Peter, H. Beynon. (1996). *Manual of Psittacine Birds*, BSAVA

Pinto, R. M. P., Vicente, J. J., & Noronha, D. (1993). Nematode parasites of Brazilian psittacid birds, with emphasis on the genus *Pelecitus* railliet. *Memórias Do Instituto Oswaldo Cruz*.

Pizarro, M., Villegas, P., Rodriguez, A., Gonzalez, M., & Flores, J. M. (2000). *Capillaria contorta* parasitism in red-legged partridge under farm conditions in Spain: histopathology of the upper digestive system, 56(June).

Poulin, R. (1996). Sexual Inequalities in Helminth Infections: A Cost of Being a Male? *The American Naturalist*, 147(2), 287–295.

Redig, P. T. and D. B. H. Patrick T. Redig, John E. Cooper, J. David Remple (1993). *Raptor Biomedicine*. Retirado de <http://books.google.com/books?hl=pt-BR&lr=&id=kDKtrU2hWkgC&pgis=1> no dia 28/05/2015

Rennó, P. P., Queiroz, F. M., Garcia, B. P., Prado, R. N. a, Simões, M. M., Souza, J. P. F., ... Pereira, R. E. P. (2008). Endoparasitoses em aves - Revisão de literatura. *Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária*, 6(11), 1679–7353.

Ridley, J. W. (2012). *Parasitology for Medical and Clinical Laboratory Professionals* (1st ed.). delmar, Cengage Learning.

Riera, A., & M.Cabrero. (2008). *Manejo y tratamiendo de los animales exóticos*. (Mayo, Ed.). Barcelona.

Rodrigues, E. H. G. (2000). Validação de abordagens moleculares para o diagnóstico da leishmaniose tegumentar americana em Pernambuco. *Revista Do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*.

Rudy, C. A Case of Ascariasis in Red-tailed Hawk (2006).

Samour, J. (2010). *medicina aviaria* (2nd ed.).

Sanmartín, M. L., Alvarez, F., Barreiro, G., & Leiro, J. (2004). Helminth fauna of Falconiform and Strigiform birds of prey in Galicia, Northwest Spain. *Parasitology Research*, 92(3), 255–263.

Santoro, M., Kinsella, J. M., Galiero, G., Uberti, B. D., & Aznar, F. J. (2012). Helminth Community Structure in Birds of Prey (Accipitriformes and Falconiformes) in Southern Italy. *Journal of Parasitology*, 98(1), 22–29.

- Santoro, M., Mattiucci, S., Nascetti, G., Kinsella, J. M., Di Prisco, F., Troisi, S., ... Aznar, F. J. (2012). Helminth Communities of Owls (Strigiformes) Indicate Strong Biological and Ecological Differences from Birds of Prey (Accipitriformes and Falconiformes) in Southern Italy. *PLoS ONE*, 7(12).
- Santoro, M., Tripepi, M., Kinsella, J. M., Panebianco, A., & Mattiucci, S. (2010). Helminth infestation in birds of prey (Accipitriformes and Falconiformes) in Southern Italy. *Veterinary Journal*, 186(1), 119–122.
- Santos, G. G. C., Matuella, G. A., Coraiola, A. M., Silva, L. C. S., Lange, R. R., & Santin, E. (2008). Doenças de aves selvagens diagnosticadas na Universidade Federal do Paraná (2003-2007). *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 28(11), 565–570.
- Shivaprasad, H. L. (2002). Pathology of Birds. *C.L. Davis Foundation Conference on Gross Morbid Anatomy of Animals*, 48. Retirado de papers2://publication/uuid/70E32006-850F-4836-8CE5-00FA760231F6 no dia 20/06/2015
- Shivaprasad, H. L. (2014). *Pathology of Birds – An Overview*. University of California.
- Smith, S. a. (1996). Parasites of birds of prey: Their diagnosis and treatment. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 5(2), 97–105.
- Su, Y. C., & Fei, A. C. Y. (2004). Endoparasites of the Crested Goshawk, *Accipiter trivirgatus formosae*, from Taiwan, Republic of China. *Comparative Parasitology*.
- T.N.Tully.Jr., G.M.Dorrestein, A. K. J. (2000). *Avian Medicina* (secund.). Retrieved from <http://medcontent.metapress.com/index/A65RM03P4874243N.pdf>
- Tarello, W. (2006). Serratospiculosis in falcons from Kuwait: incidence, pathogenicity and treatment with melarsomine and ivermectin. *Parasite (Paris, France)*, 13(1), 59–63.
- Tarello, W. (2008). Efficacy of ivermectin (Ivomec) against intestinal capulariosis in falcons. *Parasite (Paris, France)*, 15(2), 171–174.
- Thomas, N. J., & Hunter, D. B. (2008). *Parasitic Diseases of Wild Birds*. (C. T. Atkinson, N. J. Thomas, & D. B. Hunter, Eds.). Oxford, UK: Wiley-Blackwell.
- Upcroft, J. A., McDonnell, P. A., Gallagher, A. N., Chen, N., & Upcroft, P. (1997). Lethal *Giardia* from a wild-caught sulphur-crested cockatoo (*Cacatua galerita*) established in vitro chronically infects mice. *Parasitology*, 114(5), 407–412.
- Upton, S. J., & Wright, T. F. (1994). A new species of *Eimeria* (Apicomplexa) from the orange-fronted conure *Aratinga canicularis* (Psittaciformes), in Costa Rica. *Acta Protozoologica*, 33(2), 117–119. Retirado de <http://rcin.org.pl> no dia 16/05/2015
- Urquhart, G. M. (1996). *VETERINARY* (2n ed.).

- Vignau, M. L., Venturini, L. M., Romero, J. R., Eiras, D. F., & Basso, W. U. (2005). *Parasitología Práctica y Modelos de Enfermedades Parasitarias en los animales domésticos* (1st ed.). Buenos aires.
- Ward, F. P., & Fairchild, D. G. (1972). Air sac parasites of the genus *Serratospiculum* in falcons. *Journal of Wildlife Diseases*, 8(2), 165–168.
- Wehr, E. E., Colglazier, M. L., Burtner, R. H., & Wiest, L. M. (1967). Methyridine, an effective anthelmintic for intestinal threadworm, *Capillaria obsignata*, in pigeons. *Avian Diseases*, 11(2), 322–326.
- Willette, M., Ponder, J., Cruz-Martinez, L., Arent, L., Bueno Padilla, I., de Francisco, O. N., & Redig, P. (2009). Management of Select Bacterial and Parasitic Conditions of Raptors. *Veterinary Clinics of North America - Exotic Animal Practice*, 12(3), 491–517.
- Wolf, D., Vrhovec, M., Failing, K., Rossier, C., Hermosilla, C., & Pantchev, N. (2014). Diagnosis of gastrointestinal parasites in reptiles: comparison of two coprological methods. *Acta Veterinaria Scandinavica*, 56(1), 44.
- Zajac, A. M., & Conboy, G. a. (2012). *veterinary clinical parasitology*. A John Wiley & Sons, Inc., Publication (8th ed.). Wiley-Blackwell.

7.0 Apêndice

7.1 Apêndice.1/ Questionário realizado aos proprietários

Questionário realizado aos Proprietários

Para os proprietários de psitacídeos e aves de falcoaria:

Data:

Local:

Nome/identificação do animal:

Espécie:

Idade:

Sexo:

Peso:

Alimentação habitual da ave?

Desparasita o seu animal? Se sim, quantas vezes ao ano?

O seu animal apresenta algum sinal de doença? Se sim qual/quais?

Tem contacto com outros animais? Se sim, qual/quais?

Somente para os proprietários de Psitacídeos:

O seu animal encontra-se in-door ou out-door?

Somente para os proprietários de Aves de falcoaria:

A ave pratica voo? Se sim, com que frequência?