

UNIVERSIDADE SANTO AMARO
Curso de Graduação em Medicina Veterinária

Fernanda Bruno

PESQUISA COPROPARASITOLÓGICA EM ANATÍDEOS

São Paulo
2018

Fernanda Bruno

PESQUISA COPROPARASITOLÓGICA EM ANATÍDEOS

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Curso de Medicina Veterinária da Universidade Santo Amaro – UNISA, como requisito parcial para obtenção do título Bacharel em Medicina Veterinária.
Orientadora: Prof^a Dr^a Cideli de Paula Coelho

São Paulo

2018

Fernanda Bruno

PESQUISA COPROPARASITOLÓGICA EM ANATÍDEOS

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Curso de Medicina Veterinária da Universidade Santo Amaro – UNISA, como requisito parcial para obtenção do título Bacharel em Medicina Veterinária.

Orientadora: Prof^a Dr^a Cideli de Paula Coelho

São Paulo, ____ de dezembro de 2018.

Banca Examinadora

Prof. (a). Dr(a): _____.

Prof. (a). Dr(a): _____.

Prof. (a). Dr(a): _____.

Conceito Final: _____.

Dedico este trabalho aos meus filhos de quatro patas e aos de penas. Sem vocês a vida não seria tão especial!

FB.

Agradecimentos

Agradeço a Deus em primeiro lugar.

Agradeço a minha mãe Maria Emília Rosa por ter dedicado sua vida para que esse momento fosse possível. Sem seu apoio, carinho, broncas e amor eu não seria quem sou, obrigada!

Agradeço a minha orientadora Prof^a Dr^a Cideli de Paula Coelho por sempre me apoiar e ensinar, por toda a paciência e por ter me dado a honra de ser sua orientada.

Agradeço a minha filha Bila por ter me feito estudar mais e mais. E mesmo em meio aos seus problemas de saúde, ter me feito a tutora mais feliz do mundo por ter sua companhia. Ao meu filho Zé Cota por ter desencadeado esse meu amor incondicional pela medicina veterinária.

Agradeço a minha Tia Rosangela Pereira, hoje não mais presente na Terra, mas que sempre me apoiou.

Agradeço a minha amiga Thais Aguiar por todos os momentos ao meu lado, por todas as explicações e por toda a paciência.

Agradeço as minhas amigas Elisabeth Caltran, Cristina Bufalo Dantas e Elvira Vieira pelas inúmeras tardes de conversa e palavras de calma nos momentos de estresse.

Agradeço ao meu namorado Mauro Sontachi por estar sempre ao meu lado, mesmo nos momentos mais difíceis.

Agradeço a NL Diagnóstica pelo patrocínio e por acreditar no meu potencial para desenvolver este trabalho.

Agradeço ao Me. Fábio Novelli e a médica veterinária Claudiana Rosa pelos ensinamentos na patologia clínica e pela amizade.

Agradeço a todos os meus professores pelos 5 anos trilhados juntos e pelos conhecimentos diariamente passados.

Obrigada a todos que de alguma forma contribuíram para que meu sonho pudesse ser realizado!

RESUMO

Este trabalho tem como objetivo a identificação dos parasitos intestinais mais prevalentes em anatídeos criados em regime extensivo no município de São Paulo, mediante a realização de exames laboratoriais de amostras fecais. Descrevendo informações desde coleta das amostras fecais, acondicionamento e técnicas de diagnóstico. Material e método: Durante o ano de 2018 foram coletadas amostras fecais de várias espécies de anatídeos, entre eles Pato Mandarin, Marreco Carolina, Tadornas e outros, provenientes de criação extensiva, localizada no Município de São Paulo - SP. Cada amostra representou um *pool* de fezes de cada recinto da criação. Foram coletadas amostras de aves com sintomatologia clínica de endoparasitose ou não, após o exame clínico e identificação da espécie. Para o diagnóstico coproparasitológico, as amostras foram coletadas através do teste diagnóstico Coproplus® e posteriormente analisadas individualmente em laboratório. Após análise individual das amostras foram encontrados os seguintes parasitos, nas respectivas proporções: Eimeria spp 34%, Capilaria spp 15%, Heterakis spp 6% e Ballantidium 15%.

Palavras-chave: Endoparasitoses. Anatídeos. Oocistos. Coproparasitológico. Aves.

ABSTRACT

The objective of this work is to identify the most prevalent intestinal parasites in the anthrax species raised in an extensive regime in the city of São Paulo, by means of laboratory tests of fecal samples. Describing information from fecal samples collection, packaging and diagnostic techniques. Material and methods: During the year 2018 fecal samples of several species of ants were collected, among them Mandarin Duck, Marreco Carolina, Tadornas and others, from extensive breeding located in the Municipality of São Paulo - SP. Each sample will represent a pool of feces from each breeding room. Samples were collected from birds with clinical symptoms of endoparasitosis or not, after clinical examination and identification of the species. For the coproparasitological diagnostic, the samples were collected through the Coproplus® diagnostic test and subsequently analyzed individually in the laboratory. After analyzing the samples individually, the following parasites were found: Eimeria spp 34%, Capilaria spp 15%, Heterakis spp 6% and Ballantidium 15%.

Keywords: Endoparasitosis. Anthraxes. Oocysts. Coproparasitological. Birds.

Lista de Figuras

Figura 1 – Animais da espécie <i>Aix sponsa</i>	17
Figura 2 – Casal da espécie <i>Tadorna ferrugínea</i>	18
Figura 3 – Casal da espécie <i>Tadorna tadornoides</i>	19
Figura 4 – Casal da espécie <i>Tadorna cana</i>	19
Figura 5 – Casal da espécie <i>Chenonetta jubata</i>	20
Figura 6 – Casal da espécie <i>Tadorna tadorna</i>	20
Figura 7 – Casal da espécie <i>Chloephaga picta</i>	21
Figura 8 – Casal da espécie <i>Lophodytes cucullatus</i>	22
Figura 9 – Casal da espécie <i>Tadorna radjah</i>	23
Figura 10 – Casal da espécie <i>Chloephaga melanoptera</i>	23
Figura 11 – Casal da espécie <i>Tadorna variegata</i>	24
Figura 12 – Casal da espécie <i>Anser abyssinia</i>	25
Figura 13 – Anatídeos da espécie <i>Aix galericulata</i>	26
Figura 14 – Ovo de <i>Heterakis spp</i>	27
Figura 15 – Ovo de <i>Capilaria</i>	28
Figura 16 – Ciclo de vida <i>Eimeria</i>	30
Figura 17 – Ovo de <i>Eimeria spp</i>	30
Figura 18 – Procedimento explicativo da coleta de amostras.....	31
Figura 19 – Procedimento de coleta de amostra de fezes.....	32
Figura 20 – Procedimento explicativo da análise das amostras.....	32
Figura 21 – Planta baixa da criação de anatídeos.....	33
Figura 22 – Ovo de <i>Capilaria spp</i>	38
Figura 23 – Ovo do verme cecal <i>Heterakis spp</i>	38
Figura 24 – Oocisto de <i>Eimeria spp</i>	39
Figura 25 – Ovo de <i>Balantidium</i>	39

Lista de Tabelas

Tabela 1 – Dados coletados durante análises das amostras, por recinto, em laboratório.....	34
Tabela 2 – Relação de parasitos encontrados por espécie.....	37

Lista de Gráficos

Gráfico 1 – Porcentagem de parasitos encontrados.....	34
---	----

SUMÁRIO

1.	Introdução.....	13
2.	Objetivo.....	14
3.	Revisão de Literatura.....	15
3.1.	Anseriformes.....	15
3.2.	Anatídeos.....	15
3.3.	Espécies de Anatídeos.....	16
3.3.1.	<i>Aix sponsa</i> – Marreco Carolina.....	16
3.3.2.	<i>Tadorna ferrugínea</i> – Tadorna Ferrugínea.....	17
3.3.3.	<i>Tadorna tadornoides</i> – Tadorna Australiana.....	18
3.3.4.	<i>Tadorna cana</i> – Pato de Cabeça Cinzenta.....	19
3.3.5.	<i>Chenonetta jubata</i> – Ganso Maned.....	20
3.3.6.	<i>Tadorna tadorna</i> – Tadorna Tricolor.....	20
3.3.7.	<i>Chloephaga picta</i> – Ganso de Magalhães.....	21
3.3.8.	<i>Lophodytes cucullatus</i> – Mergus Cucullatus.....	22
3.3.9.	<i>Tadorna radjah</i> – Pato Raja.....	22
3.3.10.	<i>Chloephaga melanoptera</i> – Ganso dos Andes.....	23
3.3.11.	<i>Tadorna variegata</i> – Tadorna Paraíso.....	24
3.3.12.	<i>Anser abyssinia</i> – Ganso Abissínia.....	25
3.3.13.	<i>Aix galericulata</i> – Pato Mandarin Branco.....	25
4.	Parasitoses.....	26
4.1.	Endoparasitoses.....	26
4.1.1.	Nematóides.....	27
4.1.1.1.	Ascarídeos.....	27
4.1.1.2.	Capilaria.....	28
4.1.2.	Cestóides.....	28
4.1.3.	Protozoários.....	29

4.1.3.1.	Coccidioses.....	29
5	Materiais e métodos.....	31
6	Resultados.....	34
7	Discussão.....	40
8	Conclusão.....	42
	Referências bibliográficas.....	43

1. Introdução

As aves podem ser acometidas por uma variedade de endoparasitas, e nem sempre os parasitos encontrados na necrópsia são os causadores do óbito.

Os danos causados ao hospedeiro e sintomatologia dependem da patogenicidade e intensidade da infecção ou infestação e do estado geral do animal, pensando em sua competência imunológica (CUBAS et al., 2004). Microrganismos de baixa patogenicidade podem eventualmente causar doença clínica grave em aves imunossuprimidas, estressadas ou com doenças concomitantes. Aves sujeitas a estresse contínuo também podem apresentar desequilíbrio na relação parasita – hospedeiro, sendo mais suscetíveis a parasitoses em intensidades maiores.

As endoparasitoses são comumente encontradas na biologia de seus hospedeiros, servindo como marcadores biológicos de seus hábitos alimentares, ambientes onde vivem, contatos com outras espécies e até de suas rotas de migração.

E quando se tratam de animais de criações extensivas as endoparasitoses são causadoras desde desconforto aos animais, até grandes perdas econômicas aos seus criadores, como infertilidade de matrizes, ovos de baixa qualidade entre outros fatores. Podendo as instalações serem muitas vezes o reservatório de parasitos e seus hospedeiros intermediários. Seus tratadores serem vítimas de zoonoses e também fontes de infecção para as aves.

São endoparasitas aviários comumente encontrados os nematóides, cestóides, trematóides, acantocéfalos e protozoários. Grande parte dos helmintos parasita o trato digestivo inferior, determinando processos inflamatórios de diferentes graus, dependendo da espécie envolvida, número de parasitas e grau de imunidade das aves. Podendo as aves imunossuprimidas apresentar enterite hemorrágica severa e até levar a morte (CUBAS et al., 2004).

2. Objetivo

O objetivo deste trabalho foi identificar os parasitos intestinais mais prevalentes em anatídeos criados em regime extensivo no município de São Paulo – SP, mediante a realização de exames laboratoriais (coproparasitológicos) de *pool* de amostras fecais de cada recinto da propriedade mapeada, coletados em momentos diferentes e comparados os resultados finais.

3. Revisão de Literatura

3.1. Anseriformes

Trata-se de um grupo de aves composto por mais de 150 espécies entre patos, cisnes, gansos, tadornas e outros (SUN et al., 2017).

Atualmente é dividida em três famílias:

- *Anatidae* – Composta por patos, cisnes e gansos
- *Anhimidae* – Composta por gritadores
- *Anseranatidae* – Composta por gansos pega

Na maioria dos casos o dimorfismo sexual é uma característica marcante, sendo os machos quem possuem cores vivas e marcantes, que atraem a atenção para si. Podendo também ter dimorfismo inexistente em alguns casos (SUN et al., 2017).

São aves que possuem características diferentes em sua alimentação dentro do mesmo grupo, o que pode ocasionar problemas nutricionais para criações em cativeiro. Sendo a melhor opção atualmente o uso de rações comerciais específicas para espécie (CANDIDO, 2014).

3.2. Anatídeos

Os anatídeos pertencem à ordem dos Anseriformes, família *Anatidae*. São aves que passam a maior parte de suas vidas em diferentes ambientes aquáticos, variando com as preferências entre as espécies.

Essas aves apresentam particularidades morfológicas e adaptações importantes a sua biologia, ligadas à vida aquática, como: impermeabilização de penas, pernas curtas e dedos providos de membranas natatórias (COSTA et al., 1994).

Como característica importante, um bico que em geral possui lâminas transversais, que auxiliadas pela língua grossa e sensível, formam um aparelho eficiente para filtrar seu alimento (COSTA et al., 1994).

As aves da família *Anatidae* por possuírem hábitos aquáticos necessitam de águas rasas para se alimentarem bem. Dentro das espécies de anatídeos existem diversos tipo de alimentações variando de vegetais até animais que ingerem refeições a base de carne. Sua alimentação é composta geralmente de pequenas sementes, folhas, larvas de insetos e pequenos crustáceos misturados à água e lama (COSTA et al., 1994).

A maioria das espécies são migratórias e nômades. Migram à procura de alimento e locais apropriados para sua reprodução. O Brasil possui poucas espécies de anatídeos, sendo o Rio Grande do Sul o estado com a maior abundância de espécies (SICK, 2001).

3.3. Espécies de Anatídeos

3.3.1. *Aix sponsa* – Marreco Carolina

Aix sponsa, são aves conhecidas popularmente como Marreco Carolina, fazem parte da família *Anatidae*, possuem aproximadamente 40 a 50 centímetros de tamanho, podendo atingir peso de até 900 gramas. Sua distribuição geográfica é na porção leste da América do Norte, no Canadá, até a Flórida (KISTLER et al., 2015), sendo sua preferência *habitats* como, lagos, rios e pequenas ilhas.

Figura 1 – Animais da espécie *Aix sponsa*



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

Sua alimentação é composta basicamente por sementes, grãos, plantas aquáticas, caracóis, insetos e peixes (Figura 1).

Seu período de reprodução é entre os meses de setembro a janeiro. São aves monogâmicas, com preferência por fazer ninhos em buracos de árvores, podendo botar de 9 a 12 ovos, com período de incubação de 28 a 30 dias (KISTLER et al., 2015).

3.3.2. *Tadorna ferrugínea* – Tadorna Ferrugínea

Tadorna Ferrugínea, é uma ave que faz parte da família *Anatidae*, sub-família *Tadorninae*. São aves essencialmente migratórias, ocupando desde o sudeste da Europa ao longo da Ásia central, até o sudeste asiático (Figura 2).

Figura 2 – Casal da espécie *Tadorna ferrugínea*



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

Possuem de 58 a 70 centímetros de comprimento e 110 a 135 centímetros de envergadura. Na reprodução é uma ave de campo aberto com preferência por penhascos, tocas e buracos de árvores. Em uma postura podem ser postos de 6 a 16 ovos, com uma média de 11 ovos (BOULKHSSAIM et al., 2013), que devem ficar encubados por 30 dias.

3.3.3. *Tadorna tadornoides* – Tadorna Australiana

Tadorna tadornoides, conhecida popularmente por Tadorna Australiana ou pato da montanha, são aves encontradas no sul da Austrália e Tasmânia (Figura 3). Possuem hábito de fazer seus ninhos em buracos de árvores. Podendo botar de 8 a 15 ovos por postura, que terão período de incubação por aproximadamente 30 dias (SAUNDERS et al., 1982).

Figura 3 – Casal da espécie *Tadorna tadornoides*



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

3.3.4. *Tadorna cana* – Pato de Cabeça Cinzenta

Tadorna cana ou Pato da Cabeça Cinzenta, como são conhecidos popularmente, são aves típicas da África do Sul (Figura 4). Podem atingir até 64 centímetros de comprimento e possuem dimorfismo sexual, sendo nos machos visível a presença de penas acinzentadas na cabeça e a fêmea uma face branca com coroa preta (GELDENHUYS, 2015).

Figura 4 – Casal da espécie *Tadorna cana*



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

3.3.5. *Chenonetta jubata* – Ganso Maned

Figura 5 – Casal da espécie *Chenonetta jubata*



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

Chenonetta jubata ou Ganso Maned (Figura 5), são aves de pequeno porte, com aproximadamente 87 gramas, originárias da Austrália, com capacidade de postura de 4 a 7 ovos, somente uma vez ao ano (DAWSON et al., 1989).

3.3.6. *Tadorna tadorna* – Tadorna Tricolor

Figura 6 – Casal da espécie *Tadorna tadorna*



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

Tadorna tadorna, conhecidas popularmente como Tadorna Tricolor, são aves originárias da Europa e Ásia. Sua reprodução ocorre em locais com clima temperado, em buracos de árvores e até em tocas de outros animais (Figura 6). Possuem o hábito de estarem em bando, principalmente nos momentos de migração em época de reprodução (BRAGA et al., 2013).

3.3.7. *Chloephaga picta* – Ganso de Magalhães

Figura 7 – Casal da espécie *Chloephaga picta*



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

Chloephaga picta, ou Ganso de Magalhães como são popularmente conhecidos, são aves anseriformes da família *Anatidae* e medem cerca de 70 centímetros ao atingir seu tamanho adulto (Figura 7). Possuem diferença de coloração entre macho e fêmea, sendo que o macho apresenta bico e pernas pretas, penas com variações de cores e mesclas de preto, branco e cinza. A fêmea apresenta variações de cores entre amarelo e amarronzado, bico preto e pernas amarelas (GLADBACH et al., 2010).

A postura ocorre no mês de novembro, sendo postos de 5 a 7 ovos, com aproximadamente 30 dias de incubação. Sua distribuição geográfica é mais comum, quase restrita ao sudeste da América do Sul (GLADBACH et al., 2010).

3.3.8. *Lophodytes cucullatus* – Mergus Cucullatus

Figura 8 – Casal da espécie *Lophodytes cucullatus*



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

Lophodytes cucullatus ou Mergus Cucullatus, são aves de pequeno porte com aproximadamente 49 centímetros em sua fase adulta, possuem uma espécie de crista na cabeça em ambos os sexos, que podem se levantar e abaixar, movimento este que os machos usam para cortejar as fêmeas (Figura 8). Esta crista tem variação de coloração entre machos e fêmeas, sendo a crista dos machos branca e a das fêmeas marrom acinzentada (MALLORY et al., 1993).

Sua dieta é a base de peixes, lagostins e outros crustáceos, se alimentando também de insetos e plantas aquáticas. O período de reprodução vai de março a maio, tendo preferência para construção dos ninhos em buracos de troncos de árvores. Podendo a fêmea em um período de reprodução fazer a postura de até 12 ovos, que deverão ser incubados por 70 dias (MALLORY et al., 1993).

3.3.9. *Tadorna radjah* – Pato Raja

Figura 9 – Casal da espécie *Tadorna radjah*



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

Tadorna radjah ou Pato Radjah são aves presentes na Austrália e Nova Guiné, são uma espécie com preferência por água salobra, como as de manguezais e pântanos (Figura 9). Possuem diferença na coloração das penas do peito, o que possibilita diferenciar machos e fêmeas (SRAML et al., 1996).

Seu período de reprodução varia entre os meses de maio e junho, podendo em uma postura, botar até 12 ovos, com período de incubação de até 30 dias (SRAML et al., 1996).

3.3.10. *Chloephaga melanoptera* – Ganso dos Andes

Figura 10 – Casal da espécie *Chloephaga melanoptera*



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

Chloephaga melanoptera ou Ganso dos Andes como são popularmente conhecidos são aves encontradas em altitudes de mais de 3 mil metros de altura Nativas dos Andes do Peru até a Argentina (LAGUE et al., 2017).

Possuem aproximadamente 75 centímetros de altura e podem atingir um peso de até 3,500 quilogramas. Suas penas possuem coloração preta e branca, sendo a cabeça e parte superior do corpo de coloração branca, bico curto e rosado, membros rosados com unhas enegrecidas. Ambos os sexos possuem coloração semelhante, sendo a fêmea de tamanho menor em relação ao macho (Figura 10).

O período de reprodução varia de novembro a janeiro, podendo ser postos até 10 ovos por postura, que deverão ficar incubados por até 30 dias (LAGUE et al., 2017).

3.3.11. *Tadorna variegata* – Tadorna Paraíso

Figura 11 – Casal da espécie *Tadorna variegata*



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

Tadornas Paraíso são aves com origem na Nova Zelândia e geralmente são encontradas em casais (LEE et al., 2009).

Podemos diferenciar machos e fêmeas através da coloração das penas da cabeça, sendo fêmea a ave que apresenta penas brancas e o macho a ave que apresenta penas pretas na região. Tendo ainda algumas diferenciações de cores no

resto das penas do corpo (Figura 11). As Tadornas Paraíso são aves que atingem a maturidade sexual com aproximadamente 2 anos de idade, podendo por período reprodutivo ser postos até 9 ovos (LEE et al., 2009).

3.3.12 . *Anser abyssinia* – Ganso Abssínia

Figura 12: Casal da espécie *Anser abyssinia*



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

3.3.13. *Aix galericulata* – Pato Mandarin Branco

Pato mandarim são aves originárias do leste da Ásia, em seu estágio adulto são inconfundíveis por sua coloração viva e de cores fortes. O Pato Mandarin Branco é uma mutação do Pato Mandarin criada em cativeiro (Figura 13). Ave que possui aproximadamente 70 centímetros de envergadura e 50 centímetros de comprimento (TRUJILLO, 2012).

Seu período de reprodução é entre abril e maio, podendo em uma postura serem postos até 12 ovos. Se alimentam de plantas, sementes, pequenos peixes e

frutos do mar, tendo preferência por se alimentarem no período da manhã ou fim da noite (TRUJILLO, 2012).

Figura 13 – Anatídeos da espécie *Aix galericulata*



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

4. Parasitoses

As parasitoses são uma espécie de relação direta entre o hospedeiro e o parasito, na qual a espécie que está sendo parasitada produz naturalmente alguma substância que é necessária para o parasito (LEDERBERG, 1998).

Podem ocorrer em todas as partes do organismo, em cargas e consequências variadas. Tendo como grande influência a espécie, tipo de criação, qualidade do *habitat*, higiene entre outros fatores (LEDERBERG, 1998).

4.1. Endoparasitoses

As endoparasitoses significam a presença de parasitos dentro do organismo. Geralmente são relacionadas a problemas na criação como por exemplo, ambiente

inadequado, falta de higiene, erros de composição nutricional, genética ou erros de manejo (RENNÓ et al., 2008).

4.1.1. Nematóides

4.1.1.1. Ascarídeos

Os ascarídeos são muito encontrados em aves de criação em espaços fechados com acesso ao solo.

Fazem parte da ordem Ascaridida, que tem como famílias a *Heterakidae* e *Ascaridae*, as quais pertencem os gêneros *Heterakis spp* e *Ascaridia spp* (CORRÊA, 2007).

Figura 14 – Ovo de *Heterakis spp*



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

Possuem predileção pelo intestino delgado de seus hospedeiros definitivos, sendo que os ovos de *Heterakis spp* e *Ascaridia spp* possuem aparência elipsoidal com paredes lisas e grossas. As espécies mais diagnosticadas em aves, são: *Ascaridia galli* e *A. columbae*; *Heterakis hemato* e *H. gallinarum* (CORRÊA, 2007).

4.1.1.2. Capillaria

A capilariose é uma infecção parasitária causada por um parasito Nematóide do gênero *Capillaria*. Podem ser encontrados em diversos tipos de aves, sendo mais comum em psitacídeos, passeriformes, galiniformes, entre outros. Sendo mais frequente em locais com grande densidade populacional e locais contaminados (MACHADO, 2014).

Figura 15 – Ovo de capilaria



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

4.1.2. Cestóides

Fazem parte do filo dos Platyelminthes e classe Cestoda. A classe Cestoda está dividida em 18 ordens, sendo apenas algumas relevantes a prática veterinária em aves (CORRÊA, 2007).

Os Cestóides infectam diferentes tipos de aves, possuem aparência segmentada dada pelo seu corpo (estróbilo), constituído por uma cadeia de proglótides. Quando o estróbilo (corpo) é maduro, divide-se em três zonas:

- Zona de proglótides imaturas.

- Zona de proglótides sexualmente maduras com sistemas reprodutivos funcionais.
- Zona pós-reprodutiva (proglótide grávida) que contém ovos prontos a serem expelidos pelo hospedeiro.

Apresenta um escólex, na sua parte mais anterior, com estruturas de fixação que poderão apresentar ganchos e um pequeno pescoço (CORRÊA, 2007).

São seres hermafroditas, portanto possuem autofertilização com tecidos reprodutivos de macho e fêmea na mesma proglótide.

A maioria das espécies dos Cestoides infecta a mucosa do intestino, prendendo-se por ganchos que ficam no excólex. Algumas espécies podem fixar-se no ceco, moela e ocasionalmente nos ureteres (CORRÊA, 2007).

4.1.3. Protozoários

4.1.3.1. Coccidioses

A coccidiose é um parasitismo aviário causado por protozoários do gênero *Eimeria*, que causam de enterites até a morte. É uma parasitose que representa um problema constante às criações de aves em cativeiro e é uma causadora de grandes impactos econômicos sobre as criações de aves, reduzindo a eficiência metabólica e imunológica dos animais (LILLEHOJ; LILLEHOJ, 2000).

O gênero *Eimeria* caracteriza-se por apresentar um oocisto contendo quatro esporocistos com dois esporozoítos cada (FORTES, 1997).

Possui ciclo monoxêmico, ou seja, aquele que se desenvolve em um único hospedeiro, com multiplicação assexuada e sexuada dentro das células do hospedeiro (KAWAZOE, 1994). As infestações por *Eimeira ssp.*, são localizadas nas células do epitélio do intestino delgado e intestino grosso, causam diversas alterações na

conformação das vilosidades intestinais, variando de acordo com a densidade e a localização dos parasitos (KAWAZOE, 2000).

Figura 16 – Ciclo de vida *Eimeria*



Fonte: HEKER, 2015

Figura 17 – Ovo de *Eimeria* spp.



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

5. Materiais e métodos

Durante o ano de 2018, com intervalo de 2 meses (meses de coleta: abril e julho) foram coletadas amostras fecais de várias espécies de anatídeos, entre eles Pato Mandarin, Marreco Carolina, Tadornas, provenientes de uma criação extensiva localizada no Município de São Paulo – SP.

As amostras coletadas foram de aves com sintomatologia clínica de endoparasitose ou não, após identificação da espécie.

Sendo duas amostras de cada recinto da propriedade, em dois momentos diferentes (uma amostra de cada recinto por momento de coleta), e analisadas individualmente em laboratório dentro do prazo máximo de 30 dias após a coleta (prazo de validade do conservante do teste utilizado estipulado pelo fabricante).

Para o diagnóstico coproparasitológico, as amostras foram coletadas em formato de *pool* de fezes (quantidade suficiente para encher o *basket* do frasco) de cada recinto da criação, através do uso de frascos de testes diagnósticos Coproplus® fornecidos pela empresa NL Diagnóstica, os quais já possuem conservante SAF (ácido acético 2%, acetato de sódio, formalina 4%, água deionizada), agitadas em movimentos circulares e levadas para análise em laboratório, conforme representado na figura abaixo.

Figura 18 – Procedimento explicativo de coleta das amostras



Fonte: Coproplus®

Figura 19 – Procedimento de coleta de amostra de fezes



Fonte: Arquivo pessoal (2018)

Para a análise laboratorial foram utilizados os seguintes materiais:

Bandeja de sedimentação/ Lâminas de vidro/ Lamínulas de vidro/ Corante: Lugol e Microscópio.

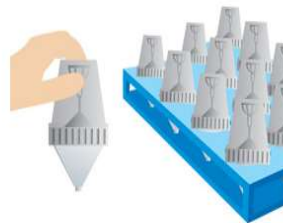
O procedimento de análise inicia-se em agitar em movimentos circulares o frasco, fazer a remoção do *cap* de vedação e pressionar o frasco levemente para a saída de ar; inverter o frasco e colocá-lo em bandeja de sedimentação por 15 minutos; gotejar na lâmina de vidro, adicionar o corante Lugol e examinar em microscópio, conforme demonstrado na figura abaixo (Coproplus®).

Figura 20 – Procedimento explicativo da análise das amostras

1º PASSO



2º PASSO



3º PASSO



Fonte: Coproplus®

Figura 21 – Planta baixa da criação de anatídeos

Ferruginea	Cana	Tadorna Paraiso	Carolina Comum 10 Femeas + 12 Machos - A
Ferruginea	Cana	Tadorna Paraiso	Carolina Comum 10 Femeas + 12 Machos - A
Ferruginea	Cana	Tadorna Paraiso	Carolina Comum 10 Femeas + 12 Machos - A
Ferruginea	Cana	Tadorna Paraiso	Carolina Comum 10 Femeas + 12 Machos - A
Quarto de Ração	Maned	Radjah	Carolina Comum 10 Femeas + 12 Machos - A
Australiana	Tricolor	Ganso da Absinea	Carolina Canela 10 Femeas + 12 Machos - A
Australiana	Tricolor	4 Casais de Mandarin Branco	Carolina Canela 10 Femeas + 12 Machos - A
Australiana	Tricolor	3 Casais de Mandarin Canela 1 Casal Branco	Carolina Femea Branca 10 + Machos Canela 12 - A
Ganso de Magalhães	Mergus Cuculatus	Ganso da Absinea Jovem	Carolina Femea Branca 10 + Machos Canela 12 - A
Radjah	Ganso dos Andes	Radjah	Carolina Femea Branca 10 + Machos Canela 12 - A
35 Femeas e 40 Machos Mandarin Comum + 1 Casal de Anas Bahamensis + Casal de Cool Arlequim		35 Femeas e 40 Machos Mandarin Comum + 1 Casal de Ganso das Neves	

6. Resultados

- Número de amostras coletadas: 54 recintos/ 108 amostras.
- Número de recintos contaminados: 26 recintos
- Tipos de parasitos encontrados:
 - *Eimeria spp.* 49%
 - *Capillaria spp.* 21%
 - *Heterakis spp.* 9%
 - *Balantidium* 21%.

Gráfico 1 – Porcentagem de parasitos encontrados

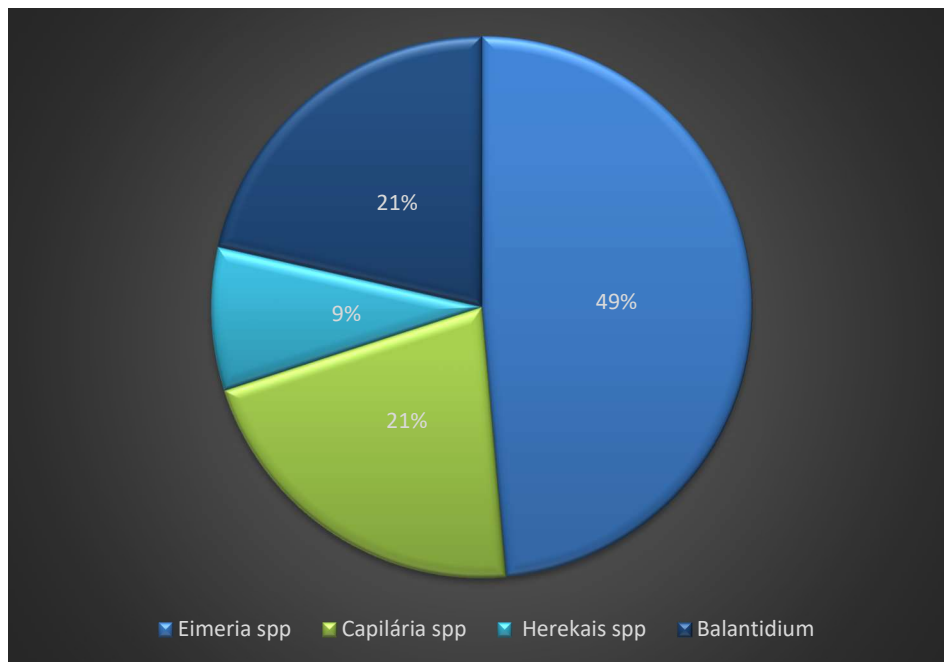


Tabela 1 – Dados coletados durante análises das amostras, por recinto, em laboratório.

Recinto	Resultado da análise	
	1ª Análise	2ª Análise
1	-	<i>Eimeria</i>
2		<i>Eimeria</i>

3		<i>Eimeria</i>
4	<i>Eimeria</i>	<i>Eimeria, Balantidium</i>
5	-	-
6	-	-
7	-	<i>Eimeria</i>
8	-	<i>Heterakis, Banlantidium, Eimeria</i>
9	-	<i>Eimeria</i>
10	<i>Eimeria</i>	<i>Eimeria, Balantidium</i>
11	-	<i>Capilaria, Heterakis</i>
12	-	<i>Eimeria</i>
13	-	-
14	-	-
15	-	<i>Eimeria, Balantidium</i>
16	-	-
17	-	<i>Eimeria</i>
18	-	<i>Eimeria</i>
19	<i>Eimeria</i>	<i>Eimeria</i>
20	-	-
21	-	-
22	-	-
23	<i>Capilaria</i>	<i>Capilaria</i>
24	-	-

25	<i>Eimeria</i>	-
26	-	<i>Eimeria</i>
27	-	-
28	-	-
29	<i>Eimeria</i>	<i>Eimeria</i>
30	<i>Heterakis</i>	-
31	-	-
32	-	-
33	-	-
34	-	-
35	-	-
36	-	-
37	-	<i>Capilaria, Balantidium</i>
38	-	<i>Balantidium, Capilaria, Eimeria</i>
39	<i>Capilaria, Eimeria</i>	<i>Capilaria</i>
40	<i>Capilaria, Heterakis</i>	-
41	-	-
42	-	<i>Capilaria</i>
43	-	-
44	-	-
45	-	-
46	-	-

47	-	-
84	-	<i>Capilaria, Balantidium, Heterakis</i>
85	-	<i>Balantidium, Eimeria</i>
Filhotes	-	<i>Capilaria, Eimeria</i>
Gaiolão	-	-
Ganso dos Andes	-	-
Perdiz da Califórnia	-	-
Anas Sibilatrix	-	-

Tabela 2 – Relação de parasitos encontrados por espécie.

Recinto	Resultado da análise	
	1ª Análise	2ª Análise
Tadorna Ferrugínea	<i>Eimeria</i>	<i>Eimeria, Balantidium</i>
Tadorna Cana	<i>Eimeria</i>	<i>Eimeria, Capilaria, Heterakis</i>
Tadorna Australiana		<i>Eimeria, Balantidium, Heterakis</i>
Ganso de Magalhães	<i>Eimeria</i>	
Tadorna Radjah	<i>Eimeria, Heterakis</i>	<i>Eimeria, Balantidium</i>
Ganso Maned	-	<i>Eimeria, Balantidium</i>
Tadorna Tricolor	-	<i>Eimeria</i>
Mergus Cucullatus	<i>Eimeria</i>	<i>Eimeria</i>
Ganso dos Andes	-	-
Tadorna Paraíso	<i>Capilaria</i>	<i>Capilaria</i>

Ganso Absinea	-	<i>Eimeria</i>
Pato Mandarin Branco	<i>Eimeria, Capilaria, Heterakis</i>	<i>Eimeria, Balantidium, Capilaria, Heterakis</i>
Marreco Carolina	<i>Eimeria</i>	<i>Eimeria, Capilaria</i>
Pato Mandarin Canela	<i>Eimeria, Capilaria, Heterakis</i>	<i>Eimeria, Balantidium, Capilaria, Heterakis</i>

Figura 22 – Ovo de *Capilaria* spp.



Fonte: arquivo pessoal (2018)

Figura 23 – Ovo do verme cecal *Heterakis* spp.



Fonte: arquivo pessoal (2018)

Figura 24 – Oocistos de *Eimeria* spp.



Fonte: arquivo pessoal (2018)

Figura 25 – Ovo de *Balantidium*



Fonte: arquivo pessoal (2018)

7. Discussão

Após a análise de todas as amostras foram encontrados parasitos que não são de ciclo parasitológico de aves, como o *Balantidium*. Sendo relatado pelo proprietário da criação que alguns animais haviam sido transferidos de uma criação de suínos para a criação de anatídeos e que a propriedade compartilha suas copas de árvores com grandes famílias de primatas (Bugios). Justificando a presença do parasito. Trata-se de um parasito do ciclo de mamíferos, incluindo suínos e primatas. Os mamíferos se infectam através da ingestão de fezes contaminadas, e após a evolução do parasito internamente ao seu organismo passam a eliminá-lo pelas fezes (GOMES et al., 2009).

E diante da dificuldade de coleta de fezes específica de cada ave, optou-se pela análise através da coleta de *pools* de amostras. O que significa que as amostras são coletadas de forma geral no recinto e não diretamente de cada ave. Nesta pesquisa, optou-se pela coleta de fezes sempre ao redor das piscinas artificiais.

Após as análises das amostras, provou-se ser mais fidedignos os resultados, através de coletas em dois momentos diferentes, pois ao aumentar a amostragem de fezes, foram diagnosticados parasitos anteriormente não encontrados em determinados recintos, pois a coleta por *pool* não garante a avaliação de cada ave em específico, podendo as fezes de uma ave acometida não estar presente naquele *pool*.

Essa afirmação pode ser confirmada através dos resultados listados nas tabelas no item 6, onde podemos fazer o comparativo dos resultados das duas coletas. Outros trabalhos também optaram por mais de uma coleta como por exemplo Frasson et al., (2016) ao realizar a análise coproparasitológica em animais do zoológico de Cachoeira do Sul – RS. Carneiro; Júnior; Martins (2011) ao realizar a avaliação coproparasitológica e clínica de aves silvestres e exóticas de criatórios particulares no município de Alegre – ES. Gomes et al., (2009) ao utilizar amostra única que representava um recinto ao analisar os principais parasitos intestinais diagnosticados em galinhas domésticas, criadas em regime extensivo no município de Campos dos Goytacazes – RJ.

Todos os parasitos encontrados são de fácil disseminação e podem acarretar diversos problemas para a criação, desde ovos de má qualidade, até mesmo o óbito das aves. O que resultam em diversos prejuízos econômicos e à saúde dos animais, causados pela “desordem metabólica” (SESTI, 2005).

Quando comparado os achados à indústria de avicultura, reafirmamos que a parasitose causa prejuízos, pois estudos demonstram que os maiores prejuízos à avicultura são as parasitoses como os protozoários (coccídeos) e os helmintos (nematódeos, cestódeos e trematódeos) (CAZANTI et al., 2007).

Causada por protozoários do gênero *Eimeria*, a eimeriose ou coccidiose é uma das doenças parasitárias de maior importância econômica na avicultura industrial, apesar do uso de medicamentos anticoccidianos (CAZANTI et al., 2007).

Toda criação deve partir de um estudo prévio de manejo correto dos animais, o que pode levar ao sucesso de produção quando seguido corretamente. Isso nos leva ao conceito de biossegurança, que tem por definição: um conjunto de procedimentos técnicos conceituais, operacionais e estruturais, que visam prevenir ou controlar a contaminação dos rebanhos avícolas, por agentes de doenças infecciosas que possam ter impacto na produtividade destes rebanhos e também na saúde dos consumidores de produtos avícolas (SESTI, 2005).

Segundo Sesti (2005) em uma produção de aves, um programa de biossegurança significa o desenvolvimento e implementação de um conjunto de políticas e normas operacionais rígidas que terão a função de proteger os rebanhos contra a introdução de qualquer tipo de agentes infecciosos, sejam eles vírus, bactérias, fungos e/ou parasitas. Este trabalho verificou a importância da ampliação das medidas de biossegurança da propriedade em questão.

Ainda é válido lembrar que algumas das parasitoses encontradas são zoonoses, doenças estas que de acordo com a OMS (Organização Mundial da Saúde) são “doenças ou infecções naturalmente transmissíveis entre animais vertebrados e seres humanos” (OMS et al., 2016), o que pode acarretar problemas para as pessoas que manuseiam os animais.

8. Conclusão

Observou-se que os parasitos intestinais de maior prevalência em exame coproparasitológico foram *Eiméria spp.* 49%, *Capilaria spp.* 21%, *Heterakis spp.* 9% e *Balantidium* 21%, com suas respectivas porcentagens. Demonstrando assim a importância que a propriedade tenha uma área para quarentena, onde os animais possam ser inspecionados físico e laboratorialmente antes de serem introduzidos na criação. Para que não ocorram perdas de matrizes ou perdas financeiras, pois é sabido que sua parasitose pode acarretar diversos prejuízos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALLEN P. C; FETTERER R. H. **Recent advances in biology of Eimeria species and diagnosis and control of infection with these coccidian parasites of poultry.** Clin Microb Rev 2002; 15: 58-65.

BENCKE G.A; Souza F.J. **Upland Goose Chloephaga picta (Anseriformes, Anatidae): first Brazilian record.** Revista Brasileira de Ornitologia, v. 21, n. 54, p. 292-294, 2014.

BOULKHSSAIM M; OULDJAOUI A; ALFARHAN A; SAMRAOUI; **Distribuição, fenologia reprodutiva e orçamento de tempo de Ruddy Shelduck (Tadorna ferrugínea) durante o ciclo anual nos planaltos de Hauts, nordeste da Argélia.** Publicado on-line: 28 agosto 2013.

BRAGA J. F. V; AVELAR I. O; TINOCO H. P; MALTA M. C; ECCO R; **Amiloidose sistêmica em aves aquáticas criadas em cativeiro.** Arquivos de Ciência Veterinária. Suplemento 2013, vol. 18 Issue 3, p. 394-396. 3p.

CAMPOS F. O. S. **Ocorrência de coccidiose suína em uma granja localizada no município de Itapecerica – MG.** Trabalho de conclusão de curso apresentado ao Curso de Medicina Veterinária do UNIFORMG, Formiga – MG, 5 de julho de 2017.

CANDIDO M. V; **Anseriformes (marreco, pato, ganso);** Tratado de animais selvagens 2ª ed, capítulo 20. São Paulo, 2014.

CARLI G.A. **Parasitologia Clínica.** São Paulo: Editora Atheneu, 2001. p. 73-75

CARNEIRO M. B; JUNIOR A. C; MARTINS I. V. F; **Avaliação coproparasitológica e clínica de aves silvestres e exóticas mantidas em criatórios particulares no município de Alegre – ES.** Ci. Anim. Bras., Goiânia, v.12, n.3, p. 525-529, jul./set. 2011.

CAZANTI D; CARRARO M; M. JUSSARA; L. O. LEONARDO; **Perfil parasitológico de aves de produção. Encontro internacional de produção científica Cesumar.** Centro universitário de Maringá, Maringá- PR, 23 a 26 de outubro de 2007.

CORRÊA S. H. R. **Estudo epidemiológico de doenças infecciosas em anatídeos da fundação Parque Zoológico de São Paulo, 2007.** Tese apresentada para a

obtenção de mestrado – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo, São Paulo – SP.

COSTA T. L; GUEDES S. R. **Contagens de anatídeos invernantes em Portugal 1992/93**, Lisboa 1994b

CUBAS Z. S; GODOY S. N. **Algumas doenças de aves ornamentais**. In: Congresso Rio de Janeiro – RJ, 2004.

DAWSON T. J; JOHNS A. B; BEAL A. M; **Digestão no Pato-do-mato australiano (*Chenonetta jubata*): um herbívoro aviário pequeno mostrando a digestão seletiva do componente hemicelulósico da fibra**. *Physiological Zoology* 62, no. 2 (março - abril de 1989): 522-540.

FORTES E. **Parasitologia Veterinária**. 3ª ed. São Paulo: Ícone Editora Ltda, 1997. 686 p.

FRASSON L; WOLKMER P; SOARES J; ROSA L. D; MARCHESAN C; FERREIRA E. P. T; SALOMÃO E. L; SILVA T. J; **Pesquisa de ectoparasitas e análise coproparasitológica de animais silvestres mantidos em cativeiro no zoológico de Cachoeira do Sul – RS do Brasil**. 2016.

GELDENHUYS J. N; **Effect of temperature and rainfall on the distribution of the South African shelduck *tadorna cana***, *South African Journal of Zoology*, 16:3, 167-171, DOI: 10.1080/02541858.1981.1447753. Published 02 oct 2015.

GOMES F. F; MACHADO H. H. S; LEMOS L. S; ALMEIDA L. G; DAHER R. F; **Principais parasitos intestinais diagnosticados em galinhas domésticas criadas em regime extensivo na municipalidade de Campos dos Goytacazes, RJ**. *Ciência Animal Brasileira*, v. 10, n. 3, p. 818-822, jul./set. 2009.

GLADBACH A; GLADBACH D. J; KEMPENAERS B; QUILLFELDT P; **Coloração específica para fêmeas, carotenoides e investimento reprodutivo em uma espécie dicromática, o ganso de montanha *Chloephaga picta leucoptera***. **Ecologia comportamental e sociobiologia**, novembro 2010, volume 64, edição 11, pp 1779-1789. Publicado online 11 de junho de 2010.

GOMES A. I. J. G; **Contribuição para a caracterização do parasitismo gastrointestinal e pulmonar em suínos da raça Alentejana do distrito de Évora**. Dissertação de Mestrado em medicina veterinária, Lisboa, 2009.

HEKER M. M; **Ocorrência e caracterização molecular de *cryptosporidium spp.* E *eimeria spp.* Em criações comerciais brasileiras de coelhos.** Tese para obtenção do título de mestre. UNESP, Araçatuba – SP, 2015.

KAWAZOE U. Biologia. In: **Simpósio Internacional sobre Coccidiose**, Santos, SP, FACTA, 1994. Anais, 1994. cap. 1. p.1-6

KAWAZOE U. **Coccidiose In Doenças das Aves**; Campinas, FACTA, 2000:p391-405.

KISTLER W. M; GIBBS S. E. J; STALLKNECHT D. E; YABSLEY M. J; **Patos de madeira (AIX sponsa) como potenciais reservatórios de gripe aviária e paramixovirus aviários.** Avian Pathology, 44:3, 169-174.

LAGUE S. L; CHUA B; SCOTT G. R; FRAPELL P. B; ZHONG Y; FARREL A. P; McCRAKEN K. G; YUXIANG W; WILSON W. K; **Respostas respiratórias e cardiovasculares divergentes à hipóxia em gansos com cabeça de barra e aves andinas.** Journal of Experimental Biology 2017 220: 4186-4194; doi: 10.1242 / jeb.168799.

LEDERBERG, J. **Emerging infectious: an evolutionary perspective.** Emerging infectious Diseases, v. 4, n. 3, p. 366-371, 1998.

LEE W. G; WOOD J.R; ROGERS G.M; **Legacy of avian-dominated plant–herbivore systems in New Zealand.** Feathers to Fur. Published on-line: 4 November 2009.

LILLEHOJ H. S; LILLEHOJ E. P. **Avian coccidiosis. A review of acquired intestinal immunity and vaccination strategies.** Avian Dis. 2000; 44: 408-425

LONG P.L; JOYNER L.P; MILLARD B.J; NORTON C.C. **A guide to laboratory techniques used in the study and diagnosis of avian coccidiosis.** Folia Vet. Latina, v. 6, p. 201 – 217, 1976.

MACHADO G.D; **Estudo sobre capilariose em psitacídeos e ranfastídeos oriundos da fundação jardim zoológico da cidade do Rio de Janeiro – RIOZOO.** Dissertação de Mestrado, Universidade federal fluminense. Niterói – RJ, 2014.

MALLORY M. L; LUMSDEN H. G; WALTON R. A; **Nesting habits of Hooded Mergansers *Mergus cucullatus* in northeastern Ontario.** Wildfowl, 1993.

OMS – Organização Mundial da Saúde. Zoonoses. Disponível em: <http://www.who.int/topics/zoonoses/en/>. Acesso em 05 de novembro de 2018.

PENHA G. A; SUZUKI E. Y; UEDA F. S; BOCARDO M; PERES P. R. E. **Coccidiose aviária.** Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária – ISSN: 1679-7353. Ano VI, Número 11, jul/2008.

RENNÓ P.P., QUEIROZ F.M., GARCIA B.P., PRADO R.N.A., SIMÕES M.M., SOUZA J.P.F., ALMEIDA M.V., SOUZA M.G., BASSAN L.M. & PEREIRA R.E.P. 2008. **Endoparasitose em aves - revisão de literatura.** Revta Cient. Eletrôn. Med. Vet. 6(11):1-6.

ROGERIO O. P. **Ocorrência de *Eimeria acervulina*, *E. maxima*, *E. tenella* e *E. mitis* em frangos de corte na região oeste de santa catarina.** Dissertação apresentada como requisito parcial à obtenção do grau de Mestre em Patologia Veterinária. Curitiba, out/2005.

SAUNDERS D. A; SMITH G. T; ROLEW I; **The Availability and Dimensions of Tree Hollows that Provide Nest Sites for Cockatoos (*Psittaciformes*) in Western Australia.** Division of Wildlife Research. Aust Wzldl. Res , 1982, 9, 541-56.

SESTI, L. **Biosseguridade na moderna avicultura: Controle integrado de doenças.2005** Disponível em: https://www.agencia.cnptia.embrapa.br/Repositorio/biosseguridade_em_avicultura_controle_integrado_de_doencas_000fyh9f5g002wx5ok0pvo4k3glwvvh1.pdf . Acesso em 19 nov. 2018.

SICK H. **Ornitologia Brasileira.** Rio de Janeiro, Nova Fronteira, 2001

SRAML M; CHRISTIDIS L; EASTEAL S; CHIFRE P; COLLET C; **Relações moleculares em aves aquáticas Australasianas (anseriformes).** Revista australiana de zoologia 44 (1) 47 – 58. Publicado em 1996.

SUN Z; PAN T; HU C; SUN L; DING H; WANG H; ZHANG C; JIN H; CHANG Q; KAN X; ZHANG B; **Padrões de diversificação rápida e recente em aves anseriformes: Inseridas a partir de análises de filogenia molecular e diversificação.** Aristeidis Parmakelis, Universidade Nacional e Kapodistrian de Atenas, GRÉCIA, 2017.

TRUJILLO D; **First date on breeding of mandarim duck *Aix galericulata* in the madeiran archipelago.** Museu de história natural de Funchal - ISSN 0523-7904. Madeira, 31 de dezembro 2012.

WILLCOX H.P; COURA, J.R. **The Efficiency of lutz, kato-katz and baermannmoraes (adapted) techniques association to the diagnosis of intestinal helminths.** Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Vol.86 (4):457-460. Oct/dec. 1991.