



ESCOLA UNIVERSITÁRIA VASCO DA GAMA

MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

COCCIDIOSE EM PSITACÍDEOS

Elise Gusiée

Coimbra, outubro de 2023



ESCOLA UNIVERSITÁRIA VASCO DA GAMA

MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

COCCIDIOSE EM PSITACÍDEOS

Coimbra, outubro 2023

Elise Gusiée

Aluna do Mestrado integrado em Medicina Veterinária

Constituição do Júri

Presidente do Júri: Professora Doutora Sofia Alexandra
Giestas Cancela Duarte

Arguente: Professor Doutor Gonçalo Daniel dos Santos
Frouco

Orientador: Professor Douto Sérgio Eduardo Ramalho de
Sousa

Orientador Interno

Professor Doutor Sérgio Sousa

Coorientador Interno

Mestre Helder Craveiro

Orientador (es) Externo (s)

Dr. Cyril Mayer

Dissertação do Estágio Curricular do Ciclo de Estudos
Conducente ao Grau de Mestre em Medicina Veterinária na Euvg

Agradecimentos

Desejo exprimir os meus agradecimentos a todos aqueles que, de alguma forma, permitiram que esta tese se concretizasse.

À Escola Universitária Vasco da Gama agradeço o ensino durante esses últimos seis anos.

Ao meu orientador, Prof. Sérgio Sousa, pelas sugestões, soluções, apoio, dedicação e orientação, pois sem ele não seria possível a realização deste trabalho.

Em especial a minha mãe e irmãos, pelo apoio incondicional, pois sem eles nada teria sido possível.

À minha amiga, Mélanie, uma amizade desde o primeiro dia do curso, agradeço por tudo.

Ao meu namorado Clément pela paciência e apoio em cada instante.

Aos meus companheiros de vida, Mojito e Anita, pelo amor, os beijos e carinhos todos os dias desde o início.

Sou grata a todos que trabalharam comigo, desde o início, e acreditaram que conseguiríamos atingir nossos objetivos.

Índice geral

Agradecimentos.....	iv
Lista de abreviaturas e acrónimos.....	ix
Resumo	2
Abstract.....	2
1. Introdução.....	3
2. Psitacídeos	4
2.1. Taxonomia.....	4
2.2. Características dos Psittaciformes	5
2.2.1. Pele e plumagem	5
2.2.2. Esqueleto e bico	5
2.2.3. Aparelho digestivo	6
2.3. Alimentação.....	7
2.4. Comportamento.....	8
2.5. Distribuição geográfica	8
3. Coccídeos	9
3.1. Taxonomia.....	9
3.2. Biologia	9
3.2.1. Esporogonia	9
3.2.2. Esquizogonia	10
3.2.3. Gametogonia	10
3.3. Família Eimeriidae	10
3.3.1. Género <i>Isospora</i>	10
3.3.2. Género <i>Eimeiria</i>	11
3.4. Família Cryptosporidiidae	12
3.5. Família Sarcocystiidae.....	14
3.5.1. Género <i>Sarcocystis</i>	14
3.5.2. Género <i>Toxoplasma</i>	16

Índice geral

4. Coccidiose em psitacídeos	18
4.1. Patogenia	18
4.1.1. Coccidiose Intestinal	18
4.1.2. Coccidiose extra-intestinal	19
4.2. Sintomatologia	20
4.2.1. Género <i>Cryptosporidium</i>	20
4.2.2. Género <i>Eimeria</i> e <i>Isospora</i>	20
4.2.3. Género <i>Sarcocystis</i>	21
4.2.4. Género <i>Toxoplasma</i>	21
4.3. Diagnóstico	22
4.4. Tratamento e profilaxia	23
5. Conclusão	27
6. Referências bibliográficas	28

Índice de figuras

Figura 1: Representação simplificada da taxonomia dos Psitaciformes segundo a classificação da Comunidade Internacional de Ornitólogos (IOC)	4
Figura 2: Anatomia do bico dos psitacídeos	6
Figura 3: Arara-macau (<i>Ara macao</i>) tem uma plumagem específica, de cores brilhantes e vivas e o seu bico característico dos Psittaciformes	7
Figura 4: Ciclo de vida de coccídeos Eimeriidae, exemplo dos géneros <i>Eimeria</i> e <i>Isospora</i>	12
Figura 5: Ciclo biológico do género <i>Cryptosporidium</i>	13
Figura 6: Ciclo biológico de <i>Toxoplasma gondii</i>	17

Índice de tabelas

Tabela 1: Resumo das principais características dos Psittaciformes	5
Tabela 2: Taxonomia das coccídeas de interesse neste trabalho	9
Tabela 3: Espécies de <i>Isopora</i> descritas na família Psittacidae por infecção natural.....	11
Tabela 4: Espécies do género <i>Eimeria</i> descritas na família Psittacidae por infecção natural	11
Tabela 5: Espécies de <i>Cryptosporidium</i> descritas na família Psittacidae por infecção natural.....	13
Tabela 6: Espécies de <i>Sarcocystis</i> descritas na família Psittacidae.....	15
Tabela 7: <i>Toxoplasma gondii</i> descrita na família Psittacidae por infecção natural	16
Tabela 8: Coccídea e suas lesões associadas em Psittaciformes descritas em casos clínicos	19
Tabela 9: Tratamentos da coccidiose em aves.....	24

Lista de abreviaturas e acrónimos

ADN - Ácido desoxirribonucleico

BID - *Bis in die* (duas vezes por dia)

IM - Intramuscular

IOC - *International Community of Ornithologists* (Comunidade Internacional de Ornitólogos)

kg - Kilogramas

L - Litros

mg - Miligramas

mL - Mililitros

PCR - *Polymerase Chain Reaction* (reação em cadeia da polimerase)

PO - *Per os* (por via oral)

SC - Subcutâneo

SID - *Semel in die* (uma vez por dia)

TID - *Ter in die* (três vez por dia)

Coccidiose em psitacídeos

Elise Gusiée^a, Cyril Mayer^b, Helder Craveiro^a, Sérgio Sousa^a

^a Centro de Investigação Vasco da Gama (CIVG), Escola Universitária Vasco da Gama, Av. José R. Sousa Fernandes 197, Campus Universitário - Bloco B, Lordemão, 3020-210, Coimbra, Portugal (elise.gusiee@gmail.com, vethelder.craveiro@gmail.com, sergio.sousa@euvvg.pt)

^b Clinique vétérinaire du Moulin, 23 route de Montfermeil, 77500, Chelles (contact@veto-chelles.fr)

Resumo

Os psitacídeos são aves de estimação muito populares e distribuídas mundialmente, embora estejam presentes principalmente em regiões tropicais. No entanto, a coccidiose é pouco descrita nessas aves. As coccídeas pertencem ao filo Apicomplexa e são descritas em psitacídeos, embora sejam identificadas poucas espécies com importância em psitacídeos. A coccidiose pode ser intestinal ou extraintestinal e muitas vezes apresenta-se com sintomas não específicos, como diarreia sanguinolenta ou mucoide, apatia e perda de peso. O diagnóstico é geralmente realizado a partir de oocistos presentes nas fezes. O tratamento é baseado em anticoccidiano específico para o parasita e o controle requer uma boa higiene e um exame coprológico.

O objetivo deste trabalho é desenvolver uma revisão bibliográfica sobre a coccidiose em psitacídeos.

Palavras-chave: coccidiose, Psittacidae, *Cryptosporidium*, *Eimeria*, *Isospora*, *Sarcocystis*, *Toxoplasma*

Abstract

Psittacidea are very popular domestic birds, they can be found worldwide even though they are mostly present in the tropical regions. Nevertheless, coccidiosis is not much described for those birds. Coccidia belongs to the Apicomplexa branch and is described regarding Psittacidae, although few species are identified. Coccidiosis can be intestinal or extra-intestinal, it often presents few specific symptoms like bloody diarrhea, mucoid, apathy or weight loss. The diagnosis is often made from the oocysts found in the stool. The treatment is based on anticoccidial specific to the parasite and control requires a good hygiene and a coprological examination.

The purpose of this work is to establish a bibliographic review on the current knowledge of coccidiosis in Psittacidae.

Keywords: coccidiosis, *Cryptosporidium*, *Eimeria*, *Isospora*, parrots, Psittacidae, *Sarcocystis*, *Toxoplasma*

1. Introdução

A família Psittacidae conta 181 espécies conhecidas na listagem descrita pela Comunidade Internacional de Ornitólogos (Gill, 2023).

Os psitacídeos são aves muito encontradas em cativeiro tanto em domicílios como em zoológicos ou parques biológicos e criadores (Harcourt-Brown & Chitty, 2005).

As coccídeas pertencem ao filo Apicomplexa e as espécies da Subordem Eimeriorina têm um ciclo de vida comum (Taylor et al., 2015).

As coccídeas descritos em psitacídeos são dos gêneros: *Eimeria* (Tucunduva et al., 2018), *Isospora* (Balicka-Ramisz et al., 2007), *Sarcocystis* (Söderström et al., 2021), *Toxoplasma* (Ferreira et al., 2012) e *Cryptosporidium* (Nakamura et al., 2009).

A coccidiose em psitacídeos é uma doença parasitária causada por coccídeas (Taylor et al., 2015).

A patogenia da coccidiose pode ser intestinal ou extra-intestinal (Schuster & Krone, 2015).

As aves podem não apresentar sinais clínicos e quando presentes os sinais clínicos são letargia, diarreia, perda de peso e morte (Doneley, 2018).

O diagnóstico da coccidiose pode ser executado por exame das fezes ou da mucosa intestinal e os métodos moleculares. O tratamento consiste na associação do tratamento anticoccidiano, uma revisão do manejo e uma desinfecção do ambiente (Schuster & Krone, 2015).

O presente trabalho visa contribuir para o conhecimento da coccidiose associada aos psitacídeos através de uma revisão bibliográfica.

2. Psitacídeos

Os psitacídeos são procurados para serem animais de estimação pela beleza da sua plumagem, de cores vivas, assim como pela sua capacidade de imitar a voz humana e a possibilidade de serem treinados (Busecan, 2016).

2.1. Taxonomia

A taxonomia das aves evolui recentemente, em consequência das novas descobertas genéticas. Atualmente, diferentes classificações estão disponíveis, sendo a mais utilizada é a lista da Comunidade Internacional de Ornitólogos, do inglês *International Community of Ornithologists* (IOC). Os autores fazem atualizações todos 6 meses e incluem modificações de nomes, adições de espécies recém-descritas, correções de nomenclatura e atualizações de taxonomia de espécies. Os Psitacídeos pertencem à ordem Psittaciformes e à família Psittacidae (Figura 1) e são nomeados papagaios ocidentais. A ordem dos Psittaciformes é vulgarmente chamado de papagaios. Na classificação IOC é importante notar, o género *Eclectus* permanece à família Psittaculidae e o género *Nymphicus* à família Cacatuidae (Gill, 2023).

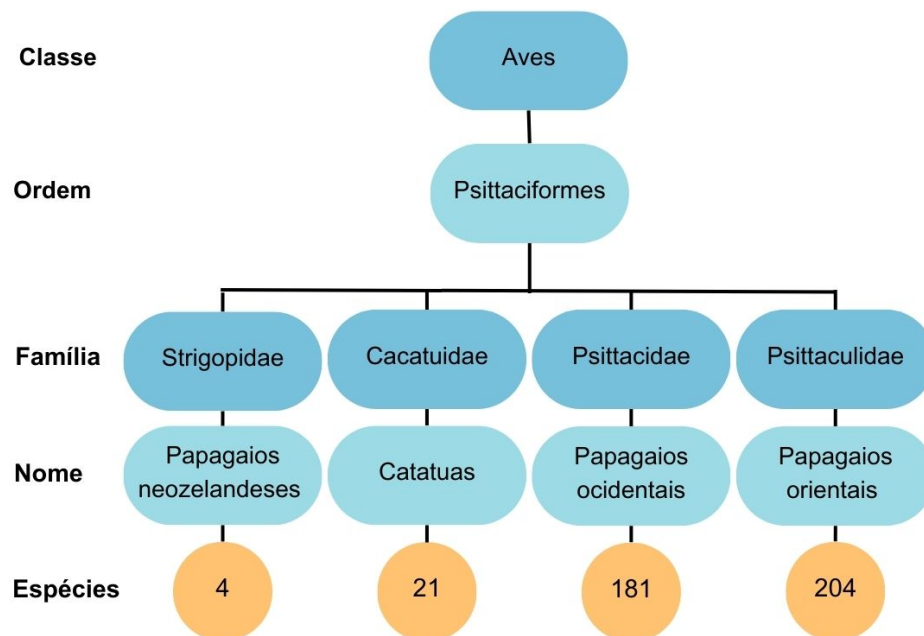


Figura 1: Representação simplificada da taxonomia dos Psitacídeos segundo a classificação da Comunidade Internacional de Ornitólogos (IOC) (adaptado de Gill, 2023).

2.2. Características dos Psittaciformes

Os papagaios são um grupo fisicamente homogêneo e apresentam características fenotípicas comuns (Tabela 1) (Harcourt-Brown & Chitty, 2005).

Tabela 1: Resumo das principais características dos Psittaciformes (adaptado de Harcourt-Brown & Chitty, 2005).

Cabeça	Massiva, pescoço curto e espesso
Bico	Mandíbula superior muita desenvolvida e curvada para baixo, em forma de gancho - mandíbula inferior ligeiramente curvada para cima
Cera	Faixa de pele espessa presente na base da mandíbula superior e a cerca das narinas
Dedos	Arranjo zigodáctilo com quatro dedos
Plumagem	Cores geralmente vivas e brilhantes (figura 2) com exceção de <i>Probosciger aterrimus</i>
Vocalização	Usada para comunicação e a coesão das colônias
Visão	Visão monocular: cada olho pode ver independentemente do outro Campo de visão muito amplo
Eclosão	Nus, de olhos fechados e totalmente dependentes dos pais

2.2.1. Pele e plumagem

A glândula uropigial, uma glândula sebácea, que tem uma utilidade na impermeabilização das penas e na identificação sexual é ausente em alguns psitacídeos como *Amazona* spp., *Anodorhynchus* spp. e *Cyanospitta* spp. Os papagaios possuíam penugem que garante a função de impermeabilização (Doneley, 2018).

2.2.2. Esqueleto e bico

A órbita ocular é completa unicamente em Psitacíformes (Doneley, 2018), exceto *Agapornis personatus* (Moore et al., 2022).

Na aves, as clavículas fusionam para formar um osso nomeado fúrcula, quando presente em psitacíformes elas são unidas por cartilagem ou tecido fibroso. Os papagaios tem 4 dedos: I tem duas falânges, II tem três falânges, III tem quatro falânges e IV tem cinco falânges (Doneley, 2018).

Essa ordem é caracterizada pela presença do bico em forma de gancho (Moore et al., 2022).

O bico é constituído por uma base óssea coberta por uma camada de queratina de crescimento contínuo, nomeada ranfoteca (Figura 2). A ligação da orofaringe e a cavidade nasal é possível através

da coana, uma fissura mediana no palato. A fenda infundibular, se encontra caudal a coana, não fecha com a pressão atmosférica e permite o voo em diferentes altitudes (Doneley, 2018).

2.2.3. Aparelho digestivo

O papo nestas espécies é volumoso e tem por função o armazenamento de alimentos. Os granívoros e herbívoros têm um intestino mais comprido do que os carnívoros, insetívoros e frugívoros. O ceco é vestigial no Psittaciformes (Doneley, 2018).

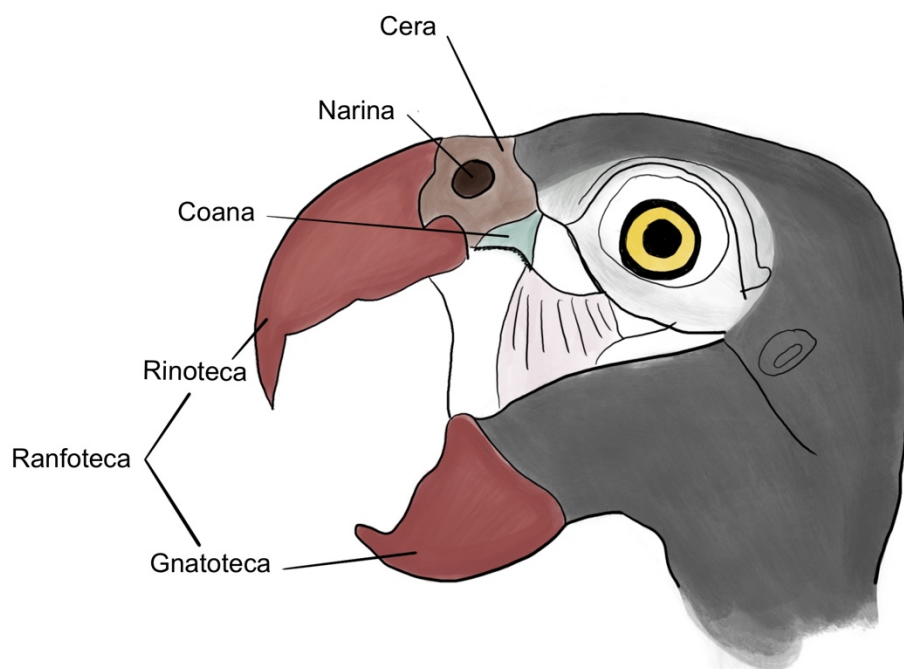


Figura 2: Anatomia do bico dos psitacídeos (adaptado de Harcourt-Brown & Chitty, 2005, Doneley, 2018)



Figura 3: Arara-macau (*Ara macao*) tem uma plumagem específica, de cores brilhantes e vivas e o seu bico característico dos Psittaciformes (Grentzinger, 2016).

2.3. Alimentação

Os papagaios são principalmente herbívoros, comem plantas, mas diferentes grupos de papagaios divergiram da dieta estrita herbívora. Consideramos agora quatro categorias de dieta: granívora (sementes), nectarívora (néctar e pólen), frugívora (polpa de fruta) e folívora (folhas). Alguns psitacídeos têm uma dieta omnívora que reagrupa uma ou mais das dietas precedentes com proteína animal (Toft & Wright, 2015)

Os lorís, como por exemplo o periquito-arco-íris (*Trichoglossus haematodus*), alimentam-se de frutas, sementes, flores, rebentos e bagas, e as suas línguas permite-lhes coletar pólen e néctar das flores (McDonald, 2003).

A nutrição é essencial no manejo dos psitacídeos domésticos. A maioria das pessoas alimentam os seus papagaios com uma mistura de sementes. De facto, essas misturas são práticas, mais baratas, as aves gostam e são mais frequentes no comércio. Assim os tutores são geralmente convencidos que essa alimentação é a mais adaptada (Grosset, 2009).

Muitos dos problemas de saúde observados em aves domésticas são devidos à má nutrição, os veterinários consideram a desnutrição como o maior problema que afeta a saúde das aves. De facto uma dieta constituída unicamente de sementes é desequilibrada (Bauck, 1995), apresenta um excesso de gordura, hidratos de carbono e fosforo e deficiente em vitaminas A, D, K, B12. Assim, inadequada para a saúde dos animais, crescimento ou reprodução a longo prazo (Doneley, 2018).

2.4. Comportamento

Na natureza, as suas atividades diárias são voar, procurar alimento, descansar, interagir com os outros membros do grupo e a sua própria manutenção, como cuidar das penas. Os psitacídeos são animais sociáveis que vivem em grandes grupos com interações intraespecíficas complexas. A maioria das espécies é monogâmica, estabelecendo uma ligação com apenas um parceiro para toda a vida. Formam grupos sociais complexos denominados bandos. Estes bandos servem para reduzir a predação, melhorar o sucesso reprodutivo, cooperar na procura de alimento e fortalecer a defesa territorial. Em cativeiro é frequente que os psitacídeos desenvolvam comportamentos anormais. A maioria destes mantidos em cativeiro são confinados, tendo uma grande longevidade. Devido a isso é importante proporcionar um ambiente e umas condições que permitam estímulos mentais e físicos similares ao ambiente selvagem (Tynes, 2013).

2.5. Distribuição geográfica

Os psitacídeos são principalmente distribuídos por duas áreas geográficas: África e América central e do sul (Forshaw, 2010).

Assim as principais áreas de distribuição de psitacídeos são, segundo Forshaw (2010):

- África: *Poicephalus* spp., *Psittacus* spp.,
- América central e do sul: *Anodorhynchus* spp., *Amazona* spp., *Ara* spp., *Aratinga* spp., *Bolborhynchus* spp., *Brotogeris* spp., *Conuropsis* spp., *Cyanoliseus* spp., *Cyanopsitta* spp., *Deropterus* spp., *Diopsittaca* spp., *Enicognathus* spp., *Eupsittula* spp., *Forpus* spp., *Graydidascalus* spp., *Guaruba* spp., *Hapalopsittaca* spp., *Myiopsitta* spp., *Nannopsittaca* spp., *Ognorhynchus* spp., *Orthopsittaca* spp., *Pionites* spp., *Pionopsitta* spp., *Pionus* spp., *Primolius* spp., *Psilopsiagon* spp., *Psittacara* spp., *Pyrilia* spp., *Pyrhura* spp., *Rhynchopsitta* spp., *Touit* spp., *Triclaria* spp.,

Alipiopsitta spp., *Eupsittula* spp. *Leptosittaca* spp. e *Thectocercus* spp. não são descritos no Forshaw (2010), mas são distribuídos na área América central e do sul segundo Gill (2023).

3. Coccídeas

Coccídeas são os mais importantes grupos de protozoários que afetam animais e espécies de aves. (Bould et al., 2009).

3.1. Taxonomia

As coccídeas consistem em uma variedade de organismos unicelulares protozoários que pertencem ao filo Apicomplexa (Tabela 2) (Taylor et al., 2015).

Tabela 2: Taxonomia das coccídeas de interesse neste trabalho (adaptado de Taylor et al., 2015).

Filo	Apicomplexa		
Classe	Conoidasida		
Subclasse	Coccidiasina		
Ordem	Eucoccidiorida		
Subordem	Eimeriorina		
Família	Eimeriidae	Cryptosporidiidae	Sarcoystiidae
Gênero	<i>Eimeria</i> <i>Isospora (Cystoisospora)</i>	<i>Cryptosporidium</i>	<i>Sarcocystis</i> <i>Toxoplasma</i>

3.2. Biologia

As espécies da Subordem Eimeriorina têm um ciclo de vida comum. O ciclo de vida é dividido em três fases: esporogonia, esquizogonia (merogonia) e gametogonia (Taylor et al., 2015).

3.2.1. Esporogonia

A fase externa ou esporogonia ocorre quando o oocisto imaturo vai ser excretado para o meio ambiente (Kawazoe, 2000).

Os oocistos ou esporozoítos livres para *Sarcocystis* spp., são eliminados nas fezes. Uma vez no meio ambiente sofrem um processo de maturação, a esporogonia, ocorre uma divisão meiótica e seguida mitótica durante alguns dias. Ao fim da maturação, o oocisto contém uma parede externa que envolve os esporocistos, cada um contendo esporozoítos (exceto *Cryptosporidium* spp. que não possuem esporocistos) assim forma o oocisto esporulado, a forma infetante (Taylor et al., 2015).

3.2.2. Esquizogonia

As aves infetam-se ao ingerir as formas infetantes por contaminação fecal-oral. Os oocistos ingeridos sofrem ação mecânica da moela que rompe a parede ou por dióxido de carbono assim os esporocistos são liberados. Depois da ação da tripsina quinase e bile, os esporocistos liberam os esporozoítos. Na maioria das espécies, cada esporozoíto penetra uma célula epitelial e inicia a reprodução assexuada formando um trofozoíto. Se diferencia em esquizonte contendo merozoítos. O esquizonte maduro e a célula hospedeira rompem-se e os merozoítos libertos invadem novas células vizinhas (Taylor et al., 2015).

3.2.3. Gametogonia

A fase sexuada ou gametogonia inicia-se ao final da fase assexuada. Durante essa fase, forma-se os macrogametas (gametas femininos) e microgametas (gametas masculinos), também chamado de macrogametócitos e microgametócitos (Allen & Fetterer, 2002; Taylor et al., 2015).

O macrogameta é fecundado pelo microgameta formando um zigoto. A maturação do zigoto forma um oocisto liberado para o lúmen intestinal, eliminado para o meio exterior e um novo ciclo se desenvolve (Allen & Fetterer, 2002).

3.3. Família Eimeriidae

A família Eimeriidae contém cerca de 1340 espécies nomeadas, as mais importantes são dos géneros *Eimeria* e *Isospora*. Os membros desta família são parasitas intracelulares e na sua maioria a merogonia ocorre nas células intestinais do seu hospedeiro (Taylor et al., 2015).

3.3.1. Género *Isospora*

Os género *Isospora* contém muitas espécies, mas poucas são descritas em psitacídeos (Tabela 3). Unicamente em mamíferos, *Isospora* spp. foram reclassificadas como *Cystoisospora* spp. (Taylor et al., 2015).

O género *Atoxoplasma*, agente da atoxoplasmose, também chamada de isosporidiose sistémica. Embora esse género tenha sido referido recentemente como sinónimo de *Isospora*, e permanecer ainda alguma indefinição, foram realizadas descrições em hospedeiros da ordem Passeriformes (Mohr et al., 2017).

Produzem oocistos com 2 esporocistos que contém cada um 4 esporozoítos (Atkinson et al., 2008).

O estadio extra-intestinal destes géneros ocorre no fígado, baço e gânglios linfáticos (Taylor et al., 2015).

Tabela 3: Espécies de *Isospora* descritas na família Psittacidae por infecção natural

Gênero	Hospedeiro	Referências
<i>Isospora</i>	<i>Poicephalus senegalus</i>	Balicka-Ramisz et al., 2007
	<i>Psittacus erithacus</i>	

3.3.2. Gênero *Eimeria*

Eimeria é o gênero de coccídea mais comum em aves (Tabela 4). Caracteriza-se por ter um oocisto com quatro esporocistos com dois esporozoítos cada (Figura 3) (Atkinson et al., 2008).

Tabela 4: Espécies do gênero *Eimeria* descritas na família Psittacidae por infecção natural

Espécie	Hospedeiro	Referências
<i>Eimeria aestivae</i>	<i>Amazona aestiva</i>	Hofstatter & Guaraldo, 2011
<i>Eimeria amazonae</i>	<i>Amazona aestiva</i>	De Carvalho Balthazar et al., 2013
	<i>Amazona ochrocephala</i>	Hofstatter & Kawazoe, 2011
<i>Eimeria ararae</i>	<i>Ara ararauna</i>	Lopes et al., 2014
<i>Eimeria aratinga</i>	<i>Aratinga canicularis</i>	Upton & Wright, 1994
<i>Eimeria ochrocephalae</i>	<i>Amazona ochrocephala</i>	Hofstatter & Kawazoe, 2011
<i>Eimeria psittacarae</i>	<i>Psittacara leucopthalmus</i>	Tucunduva et al., 2018

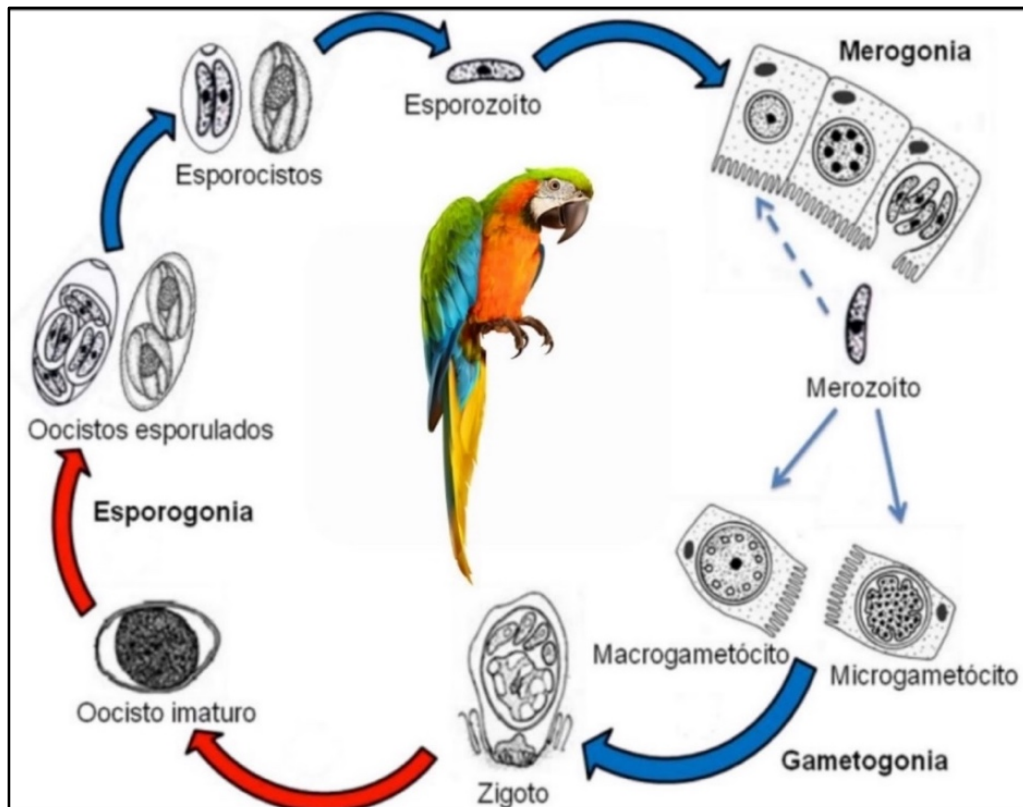


Figura 4: Ciclo de vida de coccídeos Eimeriidae, exemplo dos gêneros *Eimeria* e *Isospora* (adaptado de Gallo, 2013).

3.4. Família Cryptosporidiidae

A família Cryptosporidiidae contém um único gênero, *Cryptosporidium*, que parasita mamíferos, aves, répteis e peixes (Taylor et al., 2015).

As espécies *Cryptosporidium meleagridis*, *Cryptosporidium baileyi*, *Cryptosporidium galli* e *Cryptosporidium avium* parasitam aves, estando descrito *Cryptosporidium avian* genótipo III como o mais frequentemente encontrado em Psittaciformes (Tabela 5) (Ferrari et al., 2017).

A transmissão ocorre por via oro-fecal, mas também via inalação para as espécies que têm um tropismo respiratório como *Cryptosporidium baileyi* (Current et al., 1986).

A gametogonia ocorre após duas gerações de merontes, levando à produção de oocistos. Os oocistos possuem cada um quatro esporozoítos, sem apresentar esporocistos (Atkinson et al., 2008).

Dois tipos de oocistos são assim produzidos: o primeiro tem uma parede espessa e é eliminado nas fezes e o segundo tem uma parede fina e liberta os esporozoítos no lúmen intestinal, ocorrendo autoinfecção (Figura 4) (Taylor et al., 2015).

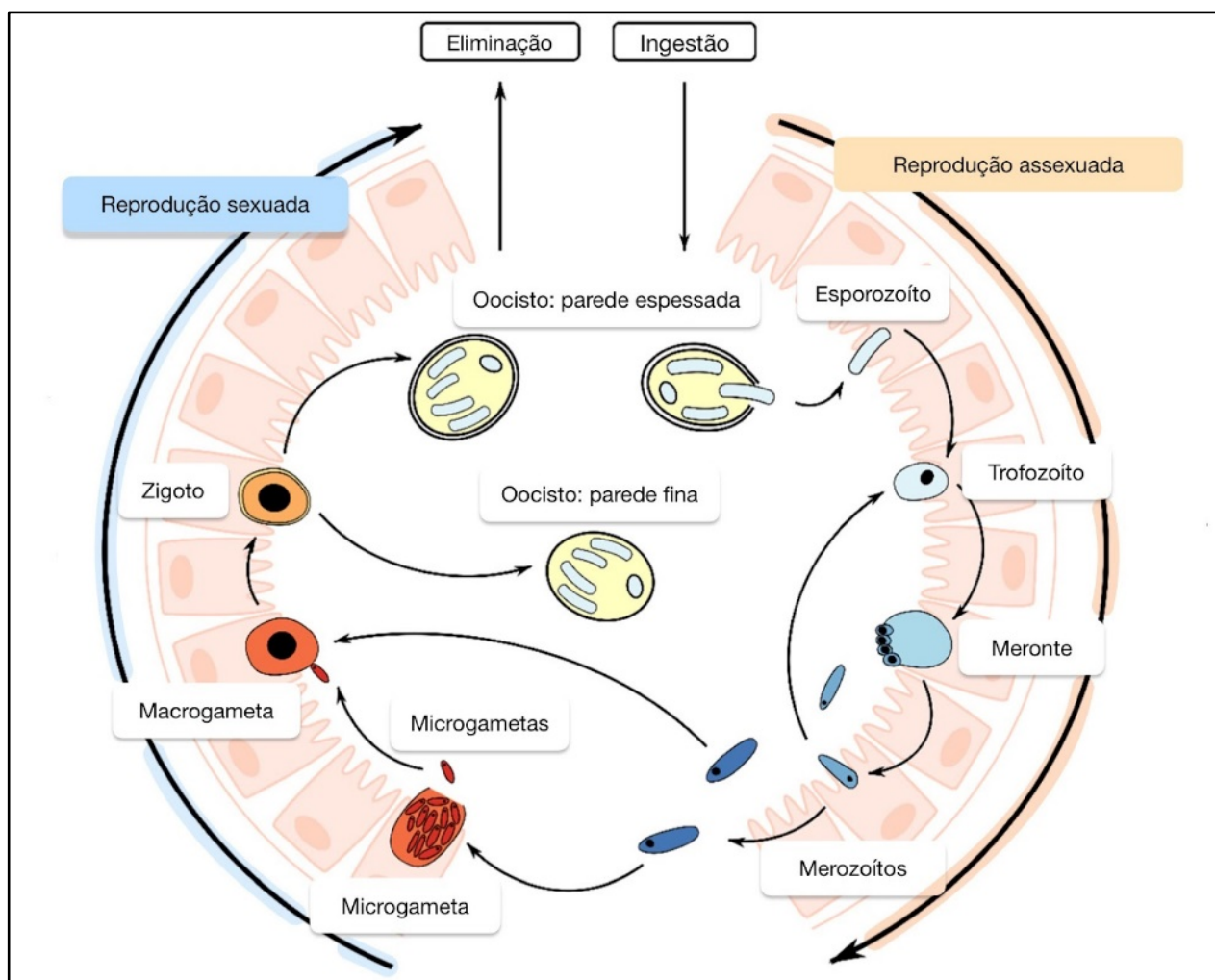


Figura 5: Ciclo biológico do gênero *Cryptosporidium* (adaptado de Gunasekera et al., 2020).

Tabela 5: Espécies de *Cryptosporidium* descritas na família Psittacidae por infecção natural

Gênero/Espécie	Hospedeiro	Referências
<i>Cryptosporidium</i>	<i>Amazona aestiva</i>	Nakamura et al., 2009
	<i>Orthopsittaca manilata</i>	
	<i>Amazona aestiva</i>	Tsai et al., 1992
	<i>Psittacus erithacus</i>	
<i>Cryptosporidium</i> (genótipo aviário II)	<i>Aratinga solstitialis</i>	Ng et al., 2006
<i>Cryptosporidium</i> (genótipo aviário III)		

3.5. Família Sarcocystidae

A família Sarcocystidae tem um ciclo de vida semelhante ao dos gêneros *Eimeria* e *Isospora*, exceto as reproduções assexuada e sexuada que ocorrem respectivamente em hospedeiros intermediários e finais. Os oocistos têm dois esporocistos, cada um com quatro esporozoítos (Taylor et al., 2015).

3.5.1. Gênero *Sarcocystis*

O ciclo de vida de *Sarcocystis* requer dois hospedeiros. O hospedeiro intermediário infeta-se pela via fecal-oral ao ingerir esporocistos excretados pelo hospedeiro definitivo na fase assexuada. O hospedeiro definitivo comumente carnívoro infeta-se ao ingerir o hospedeiro intermediário com o quistos maduros nos músculos (Atkinson et al., 2008; Doneley, 2018).

As aves podem ser hospedeiros definitivos e intermediários (Tabela 6) (Prakas & Butkauskas, 2012). Quando o hospedeiro intermediário ingere esporocistos infetantes, os esporozoítos são libertados no intestino e atingem o endotélio vascular dos gânglios linfáticos mesentéricos onde ocorre a merogonia (Ortega-Barria & Dominguez, 2008).

Ao fim da merogonia, são libertados merozoítos que penetram as células musculares e se desenvolvem em forma infetante, os bradizoítos. Após ingestão dos bradizoítos pelo hospedeiro definitivo, a reprodução sexuada ocorre nas células epiteliais do intestino. Ao contrario da família Eimeriidae, a esporogonia completa-se antes dos oocistos saírem para o meio exterior e ficam assim infetante imediatamente a saída do trato intestinal (Atkinson et al., 2008).

Tabela 6: Espécies de *Sarcocystis* descritas na família Psittacidae

Gênero/Espécie	Hospedeiro	Referências
<i>Sarcocystis</i>	<i>Ara ararauna</i>	Todd et al., 1975
	<i>Aratinga auricapilla</i>	
	<i>Aratinga canicularis</i>	
	<i>Brotogeris jugularis</i>	
	<i>Forpus passerinus</i>	
	<i>Amazona ventralis</i>	Page et al., 1992
	<i>Amazona aestiva</i>	Tsai et al., 1992
<i>Sarcocystis calchasi</i>	<i>Cyanoliseus patagonus</i>	Söderström et al., 2021
<i>Sarcocystis falcatula</i>	<i>Amazona xanthops</i>	Clubb & Frenkel, 1992
	<i>Ara ararauna</i>	
	<i>Ara militaris</i>	
	<i>Aratinga solstitialis</i>	
	<i>Enicognathus leptorhynchus</i>	
	<i>Pionus senilis</i>	
	<i>Rhynchopsitta pachyrhynca</i>	

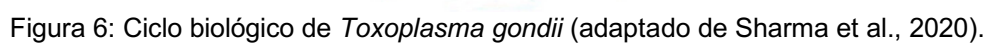
3.5.2. G nero *Toxoplasma*

O g nero *Toxoplasma* contém uma única espécie, *Toxoplasma gondii* (Tabela 7). Sem especificidade pelo hospedeiro intermediário, e pode parasitar qualquer animal de sangue quente (Taylor et al., 2015). As aves atuam como hospedeiros intermediários e podem ficar infectadas pela ingestão de oocistos esporulados do ambiente (Figura 5) (Atkinson et al., 2008).

Os oocistos libertam os esporozoítos que se desenvolvem em taquizoítos nos enterócitos. Na fase aguda de infeção ocorre uma disseminação dos taquizoítos por via linfática ou sanguínea. A resposta imune do hospedeiro limita a invasão dos taquizoítos, assim forma-se quistos nos tecidos musculares (músculo esquelético e cardíaco) e neuronais, cérebro, pulmões, fígado, rins, olho (Atkinson et al., 2008), nomeados bradizoítos, ocorrendo assim a fase cr nica. Após a ingestão de quistos de uma presa cronicamente infectada, os bradizoítos são libertados no hospedeiro definitivo, e invadem rapidamente as células epiteliais intestinais. Uma parte se converte em merozoítos maduros que iniciam a reprodução sexuada. Os oocistos não esporulados resultantes são eliminados nas fezes (Sharma et al., 2020).

Tabela 7: *Toxoplasma gondii* descrita na família Psittacidae por infeção natural

Espécie	Hospedeiro	Fonte
<i>Toxoplasma gondii</i>	<i>Amazona vinacea</i>	Ferreira et al., 2012



4. Coccidiose em psitacídeos

A coccidiose em psitacídeos é uma doença parasitária relativamente rara (De Carvalho Balthazar et al., 2013).

No Guatemala, em 350 amazonas selvagens, unicamente 6% das cinquenta *Amazona autumnalis autumnalis* apresentam coccídeas (Rooney et al., 2001).

Enquanto um estudo em 28 psitacídeos selecionados (*Psittacus erithacus* e *Poicephalus senegalus*) mostra que todos possuem oocistos de coccídeas (Balicka-Ramisz et al., 2007).

A coccidiose é causada por coccídeas que permanece ao Subfilo Apicomplexa (Taylor et al., 2015) e aos géneros: *Eimeria*, *Isospora*, *Sarcocystis*, *Toxoplasma* e *Cryptosporidium*. As coccídeas são parasitas intracelulares e são principalmente associadas às células intestinais, também podem infectar outras células, sendo uma das principais causas de alterações gastrointestinais (Schuster & Krone, 2015).

4.1. Patogenia

A patogenia (Tabela 8) varia com a espécie de coccídea envolvida assim que a intensidade da infeção, idade e imunidade do hospedeiro (Schuster & Krone 2015).

4.1.1. Coccidiose Intestinal

Na coccidiose intestinal, a esquizogonia ocorre nos enterócitos causando lesões da mucosa intestinal e enterite (Doneley, 2018).

As lesões intestinais causadas por coccidiose podem ser uma porta de entrada para uma infeção secundária (De Carvalho Balthazar et al., 2013).

A infeção por *Isospora* causa principalmente uma perda da arquitetura glandular e das vilosidades intestinais e provoca uma diminuição da absorção (De Freitas et al., 2003).

Cryptosporidium pode afetar qualquer tecido epitelial (Doneley, 2009), em psitacídeos três formas principais são mais encontradas: respiratória, intestinal e renal (Novaes et al., 2018).

Oocistos de *Cryptosporidium meleagridis* encontram-se no intestino delgado e grosso e na bursa de Fabricius (Schuster & Krone, 2015).

4.1.2. Coccidiose extra-intestinal

Em psitacídeos cativos, a sarcocistose é frequentemente aguda causando edema pulmonar podendo estar associado a hemorragia, hepatomegalia e esplenomegalia. É importante notar que em outros hospedeiros, *Sarcocystis* é raramente patogênico (Atkinson et al., 2008)

Sarcocystis calchasi e *Sarcocystis encephalitis* são responsáveis por encefalite (Jacobson et al., 1984; Söderström et al., 2021).

Sarcocystis falcitula causa três formas clínicas diferentes: doença pulmonar aguda, doença muscular e doença neurológica (Doneley, 2009), podendo causar igualmente encefalite (Doneley 2018).

No caso clínico descrito por Ferreira, *Toxoplasma gondii* pode causar uma severa congestão pulmonar, assim como miocardite, nefrite e hepatomegalia (Ferreira et al., 2012).

Oocistos de *Cryptosporidium baileyi* podem ser localizados na conjuntiva, nasofaringe, sacos aéreos e igualmente no intestino delgado e grosso e na bursa de Fabricius (Schuster & Krone, 2015)

Tabela 8: Coccídea e suas lesões associadas em Psittaciformes descritas em casos clínicos

Gênero/Espécie	Lesões	Referências
<i>Cryptosporidium avian genotype III</i>	Alargamento do istmo e lúmen proventriculares estreitados e paredes proventriculares espessadas	Makino et al., 2010
<i>Eimeria</i> spp.	Enterite hemorrágica	Panigrahy et al., 1981
<i>Eimeria aratinga</i>	Enterite hemorrágica, congestão hepática	Salem et al., 2022
<i>Toxoplasma gondii</i>	Hemorragia cerebral, esplenomegalia, hepatite, espessamento do ventrículo direito	Cooper et al., 2015
	Edema e congestão dos pulmões, sacos aéreos turvos, hepatomegalia leve, nefrite intersticial	Ferreira et al., 2012
<i>Sarcocystis</i> spp.	Aguda: hepatócitos levemente degenerados, edema e atelectasia pulmonar Crônica: quisto na coxa e na língua	Da Silva Ney et al., 2021
	Congestão pulmonar e edema, hemorragia, hepatomegalia, esplenomegalia, hidronefrose e quisto no músculo esquelético	Schuster & Krone, 2015
<i>Sarcocystis calchasi</i>	Quisto do parasita no músculo esquelético e miocárdio Meningoencefalite Pneumonia	Söderström et al., 2021
	Fase aguda: necrose e inflamação do fígado e baço Fase crônica: encefalite	Olias et al., 2014
<i>Sarcocystis encephalis</i>	Encefalite	Jacobson et al., 1984

4.2. Sintomatologia

Os sinais clínicos da coccidiose dependem das espécies de coccídeas, assim como o número de oocistos ingeridos e a idade e imunidade da ave afetada (Schuster & Krone, 2015).

Aves infetadas podem não apresentar sinais clínicos até que estejam estressadas ou até que um grande número de esquizontes esteja presente. Os sinais clínicos são observados de quatro a seis dias após a infecção e quatro a oito horas antes dos oocistos serem detetados nas fezes (Doneley, 2018).

Algumas espécies são patogénicas e os principais sintomas encontrados são inespecíficos, podendo incluir diarreia, que pode ser mucoide ou sanguinolenta, penas arrepiadas, desidratação variável, anemias de graus diferentes, despigmentação da pele, perda de peso e prostração (Allen & Fetterer, 2002).

4.2.1. Género *Cryptosporidium*

Os sinais clínicos que podem ocorrer na cryptosporidiose são diarreia não hemorrágica, conjuntivite, edema da região facial (Schuster & Krone, 2015) assim que vômitos crónicos e perda de peso (Makino et al., 2010).

Em *Agapornis* spp são descritos sintomas gastrointestinais antes da morte (Ravich et al., 2014).

Sintomas de doença respiratória são também observados como dispneia, tosse, traqueíte e pneumonia (Schuster & Krone, 2015).

Um estudo mostrou que na China 3,22% dos papagaios domésticos estão expostos a *Cryptosporidium* spp (Zhang et al., 2015).

4.2.2. Género *Eimeria* e *Isospora*

A maioria das aves parasitadas com espécies de *Eimeria*, com localização intestinal, não apresenta sintomas ou sinais clínicos (Atkinson et al., 2008).

Entanto os géneros *Eimeria* e *Isospora* podem causar uma coccidiose intestinal e renal levando sinais clínicos com uma perda de peso, anorexia, perda de coordenação, diarreia (frequentemente hemorrágica), dilatação abdominal, penas arrepiadas, morte do animal (Schuster & Krone, 2015).

Podemos observar fezes aderidas às penas ao redor da cloaca (Figura 6) (De Carvalho Balthazar et al., 2013).

Eimeria aratinga causa sinais clínicos severos e alta mortalidade em caturras (*Nymphicus hollandicus*) (Salem et al., 2022).

Em aves afetadas por *Isospora* spp. é descrito afagia ou polifagia e problemas reprodutivos (Carneiro et al., 2011).



Figura 6: Coccidiose em *Amazona aestiva* e diarreia mucoide esverdeada aderida nas penas (De Carvalho Balthazar et al., 2013).

4.2.3. Gênero *Sarcocystis*

Surtos de *Sarcocystis* são reportados, causando a morte de várias espécies de aves, particularmente psitacídeos (Dubey et al., 2015), assim a sarcocistose influencia o sucesso de programa de reintrodução de psitacídeos raros (Atkinson et al., 2008).

Os sinais clínicos são fraqueza, sinais neurológicos, sinais musculares, sangue na traqueia e na cavidade oral. Em psitacídeos é frequente que a morte seja súbita (Schuster & Krone, 2015).

Os psitacídeos encontram-se mais suscetíveis a forma pulmonar de *Sarcocystis falcatula* e a mortalidade por sarcocistose é importante em psitacídeos em comparação a mortalidade em Psittaciformes (Godoy et al., 2009).

4.2.4. Gênero *Toxoplasma*

A ave pode ser gravemente afetada, podendo mesmo morrer sem sinais clínicos. Os sinais clínicos, quando presentes, são frequentemente os sinais clássicos de coccidiose: emaciação, diarreia, dispneia, penas arrepiadas (Schuster & Krone, 2015).

Nas infecções crônicas, os sintomas típicos são cegueira, ataxia e torcicolos (Harrison & Lightfoot, 2006). Em *Agapornis roseicollis* foi descrito um caso de toxoplasmose com sinais neurológicos severos (Cooper et al., 2015) e em *Amazona* spp. uma prostração seguida de morte do animal (Ferreira et al., 2012).

Um estudo mostrou que na China 8,36% dos papagaios domésticos estão expostos a *Toxoplasma gondii* (Zhang et al., 2014).

4.3. Diagnóstico

O diagnóstico inicia-se por uma anamnese do animal, um exame geral a distância considerando o ambiente assim que o comportamento do animal e um exame físico (Carneiro et al., 2011).

Os sinais clínicos, as lesões e o histórico do animal podem orientar um diagnóstico presuntivo (Dubey, 2019).

Os métodos de diagnóstico para a coccidiose intestinal aviária incluem : a examinação das fezes para detecção dos oocistos, a examinação direta da mucosa intestinal no objetivo de observar esquizontes, merozoitos ou oocistos e a citologia, histopatologia, imuno-histoquímica e os métodos moleculares (Schuster & Krone, 2015).

Soluções saturadas de cloreto de sódio (NaCl) ou de açúcar (sacarose) são utilizados para separar as fezes dos parasitas por método de flutuação (Atkinson et al., 2008), sendo que os oocistos de coccídeos têm uma gravidade específica aproximada de 1,1 (Dubey, 2019).

Os oocistos para serem identificados precisam de ser na sua forma esporulada (Doneley, 2018) assim condições favoráveis devem ser recreadas: oxigênio e temperatura entre 22 e 25°C (Dubey, 2019) e adicionar dicromato de potássio 1 a 3% as fezes (Atkinson et al., 2008).

O método por reação em cadeia da polimerase (PCR) que consiste em amplificar um fragmento de ácido desoxirribonucleico (ADN) pode ser usado para ajudar no diagnóstico assim que a identificação. Espécies podem ser identificadas utilizando a comparação de sequências. Em alguns casos o diagnóstico é realizado apenas *post-mortem*, através de necropsia. Este permite a análise macroscópica dos órgãos assim como a localização das lesões. Uma raspagem dos oocistos da mucosa intestinal pode ser efetuada para definir as espécies envolvidas (Dubey, 2019).

O diagnóstico de sarcocistose é principalmente efetuado *post-mortem* e o método *ante-mortem* é comumente a biópsia do músculo (Cray et al., 2005), quadríceps (Doneley 2018).

A diferenciação das espécies de *Cryptosporidium* ocorre por genotipagem molecular (Taylor et al., 2015).

4.4. Tratamento e profilaxia

O tratamento consiste na associação do tratamento medicamentoso (Tabela 4), uma revisão do manejo do animal e uma desinfecção eficaz (Schuster & Krone, 2015).

Nas aves selvagens é difícil controlar as doses e o intervalo dos tratamentos (Atkinson et al., 2008).

Para prevenir a coccidiose é importante vigiar a minimizar a transmissão fecal-oral como o piso da jaula que devem ser limpo regularmente e os comedouros e bebedouros não devem ser mantidos no piso (Doneley, 2018) assim que evitar a superlotação. Efetuar um exame clínico regularmente pode também estar implementado na profilaxia (Schuster & Krone, 2015).

Oocistos de coccídea são resistente no ambiente e podem sobreviver meses em condições desfavoráveis. Também são resistentes a maior parte dos desinfetantes (Doneley, 2018).

Pode ser utilizado hidróxido de amónio, vapores de formaldeído ou inflamar superfícies previamente molhadas (Schuster & Krone, 2015).

Na prevenção de sarcocistose. é importante que os hospedeiros definitivos não permaneçam em contacto com as aves, hospedeiros intermediários, assim como a utilização de controlo eficaz para os insetos (Doneley, 2018).

Tabela 9: Tratamentos da coccidiose em aves

Substância ativa	Dose	Gênero/Espécie	Comentários	Referências
Amprolium	50-100mg/L (5-7 dias) PO*	♦	Tratamento para bandos	Carpenter, 2023 Doneley, 2018
	250mL/L PO* (7 dias)	<i>Sarcocystis</i> spp.	Usar em associação com pirimetamina e primaquina	Carpenter, 2023
	15-30 mg/kg PO* SID (1-5 dias)	♦	Repetir o tratamento depois 5 dias	Doneley, 2018
Clazuril	7mg/kg PO (3 dias, pausa 2 dias e mais uma vez 3 dias)	♦	Uma dose única pode parar a excreção de oocistos durante 2 semanas	Carpenter, 2023 Doneley, 2018
Diclazuril	0,3 mg/kg na água (3 dias) PO?	<i>Eimeria arantiga</i>	Caturra (<i>Nymphicus hollandicus</i>)	Salem et al., 2022
	10 mg/kg PO SID (Dia 0,1,2,4,6,8,10)	<i>Toxoplasma</i> spp.	♦	Doneley, 2018
Metronidazole	10-30 mg/kg PO, IM BID (dez dias)	♦	♦	Carpenter, 2023
	50 mg/kg PO BID/SID	♦	♦	Doneley, 2018
	40-80 mg/L na água (3 dias) PO*	♦	♦	
Ponazuril	20 mg/kg PO*	<i>Cryptosporidium baileyi</i>	Unicamente descrito em falcões	Carpenter, 2023

*Nenhuma via de administração é referenciada pelo autor

♦ Não especificado pelo autor

Tabela 9: Tratamentos da coccidiose em aves

Substância ativa	Dose	Gênero/Espécie	Comentários	Referências
Primaquina	0,3-1 mg/kg PO SID (3-10 dias)	<i>Sarcocystis</i> spp.	Usar com cloroquina	Carpenter, 2023 Doneley, 2018
	1 mg/kg PO SID (45 dias)	<i>Sarcocystis</i> spp.	Usar com Amprolium, enrofloxacina e pyrimetamina	Carpenter, 2023
Pirimetaminea	0,5 mg/kg PO BID (30-45 dias)	<i>Toxoplasma</i> spp., <i>Sarcocystis</i> spp.	Para <i>Sarcocystis</i> usar em associação com amprolium e primaquina	Carpenter, 2023 Doneley, 2018
	0,5-1 mg/kg PO BID (30 dias)	♦	Eclectus e Amazona Usar com Trimetoprim- sulfadiazina (30 mg/kg)	Carpenter, 2023
	♦	<i>Sarcocystis</i> <i>falcatula</i> , <i>Toxoplasma</i> <i>gondii</i>	Usar com trimetoprim- sulfadiazina ou trimetoprim- sulfamethoxazole	Doneley, 2009
	0,5-1 mg/kg PO BID (2-4 dias) e depois 0,25 mg/kg (30 dias)	<i>Sarcocystis</i> spp.	♦	Doneley, 2018
Pirimetina	♦	<i>Sarcocystis</i> <i>falcatula</i>	Usar com trimetoprim- sulfamethoxazole, ponazutril, senão a sarcocistose é fatal	Rivas et al., 2021
Sulfachlorpiridazina	400 mg/L (30 dias) PO*	♦	Caturras, Periquitos	Carpenter, 2023

*Nenhuma via de administração é referenciada pelo autor

♦ Não especificado pelo autor

Tabela 9: Tratamentos da coccidiose em aves

Substância ativa	Dose	Gênero/Espécie	Comentários	Referências
Sulfachlorpiridazina	400-500 mg/L (5 dias, pausa 2 dias, mais 5 dias) PO*	♦	Maioria das espécies	Carpenter, 2023
Sulfadimetoxina	50 mg/kg PO SID (5 dias, pausa 3 dias, mais 5 dias)	♦	Tratamento e profilaxia Contraindicado em desidratação, doença hepática e renal	Carpenter, 2023
	20-50 mg/kg PO BID (3-5 dias)	♦	Repetir depois 5 dias	Doneley, 2018
Sulfametazina	75 mg/kg PO SID (3 dias, pausa 2 dias, mais 3 dias)	♦	Periquito	Carpenter, 2023
Sulfametazina	125 mg/mL na água PO* (3 dias, pausa 2 dias, 3 dias)	♦	Maioria das espécies	Carpenter, 2023
	75-185 mg/kg PO SID (3 dias)	♦	♦	Doneley, 2018
Toltrazuril	7 mg/kg PO SID (2-3 dias)	<i>Atoxoplasma</i> spp.	Diminuição da excreção e redução da fase extraintestinal Menos eficaz na água Periquito	Mohr et al., 2017 Jamriška et al., 2013 Carpenter, 2023
	2 mg/mL PO* (2 dias consecutivos por semana)	♦	♦	Carpenter, 2023
Trimetoprim/sulfadiazina	30 mg/kg PO, TID/BID	♦	<i>Sarcocystis</i> spp. tratar ao menos 6 semanas	Carpenter, 2023

*Nenhuma via de administração é referenciada pelo autor

♦ Não especificado pelo autor

5. Conclusão

Os autores consideram a prevalência de coccidiose em psitacídeos como baixa (De Carvalho Balthazar et al., 2013) mas até o momento, há poucas descrições completas, caso clínicos e identificações de coccidiose em psitacídeos. Pode indicar que a coccidiose em psitacídeos é esporádica ou que existe pouca pesquisa realizada sobre este assunto.

O impacto da coccidiose está, em maioria, descrito na avicultura de produção (Dubey, 2019).

A definição de coccidiose em psitacídeos varia entre os autores, sendo por vezes é definida como a doença causada por coccídeas (Schuster & Krone, 2015) ou por protozoários do género *Eimeria* e *Isospora* excluindo assim *Cryptosporidium*, *Sarcocystis* e *Toxoplasma* (Doneley, 2009).

As aves mantidas em cativeiros que contactam com outras aves são mais expostas à coccidiose sendo o ambiente mais favorável a infeção por coccidiose. As maneiras mais prováveis de infeção são a ingestão de água ou alimentos contaminados com a forma infetante do parasita ou infeção direta pelo contato com fezes contaminadas. Os criadores e as lojas de animais têm um papel importante no controle da coccidiose através dos exames coprológicos efetuados e das medidas de higiene nas instalações (Schuster & Krone, 2015).

Potencial de coccidiose em psitacídeos cativeiros existe, pelo que é recomendável a realização de coprologia regularmente mas também um tratamento estratégico durante momentos críticos que podem causar um *stress* (Schuster & Krone, 2015). Assim o médico veterinário tem também um papel importante na prevenção, através os planos de desparasitação adequado para cada animal, as informações disponibilizadas relativamente à higiene e aos possíveis sinais clínicos a serem observados.

6. Referências bibliográficas

- Allen, P. C., & Fetterer, R. H. (2002). Recent Advances in Biology and Immunobiology of *Eimeria* Species and in Diagnosis and Control of Infection with These Coccidian Parasites of Poultry. *Clinical Microbiology Reviews*, 15(1), 58–65. <https://doi.org/10.1128/cmr.15.1.58-65.2002>
- Atkinson, C. T., Thomas, N. E., & Hunter, D. B. (2008). Parasitic Diseases of Wild Birds. *Wiley eBooks*. <https://doi.org/10.1002/9780813804620>
- Balicka-Ramisz, A., Tomza-Marciniak, A., Pilarczyk, B., Wieczorek-Dabrowska, M., & Bakowska, M. (2007). Pasożyty jelitowe papug [Intestinal parasites of parrots]. *Wiadomosci parazytologiczne*, 53(2), 129–132.
- Bauck, L. (1995). Nutritional problems in pet birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1995. Vol. 4, n° 1, pp. 3-8.
- Bould, J. G., Elsheikha, H. M., & Morsy, T. A. (2009). Avian coccidiosis: the basic pathology to control. *PubMed*, 39(1), 85–98. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/19530612>
- Busecan, E. (2016). African Grey parrots: All about Nutrition, Training, Care, Diseases and Treatments. Erika Busecan
- Carpenter, J. W., & Marion, C. (2023). *Exotic Animal Formulary* - E-Book. Elsevier Health Sciences.
- 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 alegre-ES. *Ciência Animal Brasileira / Brazilian Animal Science*, 12(3), 525–529. <https://revistas.ufg.br/vet/article/view/6821>

- Clubb, S. L., Frenkel, J. K. (1992). *Sarcocystis falcatula* of opossums: transmission by cockroaches with fatal pulmonary disease in psittacine birds. *Journal of Parasitology*, 78(1): 116-124.
- Cooper, M., Šlapeta, J., Donahoe, S. L., & Phalen, D. N. (2015). Toxoplasmosis in a Pet Peach-Faced Lovebird (*Agapornis roseicollis*). *Korean Journal of Parasitology*, 53(6), 749–753. <https://doi.org/10.3347/kjp.2015.53.6.749>
- Cray, C., Zielezienski-Roberts, K., M, B., Stevenson, R., Ness, R. K., Clubb, S. L., & Marsh, A. E. (2005). Serologic Diagnosis of Sarcocystosis in Psittacine Birds : 16 Cases. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 19(3), 208-215. [https://doi.org/10.1647/1082-6742\(2005\)019](https://doi.org/10.1647/1082-6742(2005)019)
- Current, W. L., Upton, S. J., & Haynes, T. (1986). The Life Cycle of *Cryptosporidium baileyi* sp. (Apicomplexa, Cryptosporidiidae) Infecting Chickens. *The Journal of protozoology*, 33(2), 289-296. <https://doi.org/10.1111/j.1550-7408.1986.tb05608.x>
- Da Silva Ney, L., Gallo, S. S. M., Ederli, N. B., & De Oliveira, F. C. R. (2021). Lesions caused by *Sarcocystis* spp., parasites of opossums (*Didelphis aurita*), in acute and chronic infections in birds (*Melopsittacus undulatus*). *Parasitology Research*, 120(2), 751–754. <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06979-8>
- De Carvalho Balthazar, L. M., Lopes, B. D. B., Berto, B. P., Santos, C. S. D., Filho, W. L. T., Neves, D. M., & Lopes, C. W. G. (2013). Coccidiose em um papagaio verdadeiro (*Amazona aestiva*) mantido em confinamento - Relato de caso. *DOAJ (DOAJ: Directory of Open Access Journals)*. <https://doaj.org/article/7029cf2aac304f5f853018fe34489624>
- De Freitas, M. F. L., De Oliveira, J. C., De Brito Cavalcanti, M. D., & De Freitas, D. (2003). Occurrence of coccidiosis in canaries (*Serinus canarius*) being kept in private captivity in the state of Pernambuco, Brazil. *Parasitología Latinoamericana*, 58(1–2). <https://doi.org/10.4067/s0717-77122003000100017>

- Doneley, B. (2018). *Avian Medicine and Surgery in Practice : Companion and Aviary Birds*, Second Edition. *CRC Press*.
- Doneley, R. J. T. (2009). Bacterial and Parasitic Diseases of Parrots. *Veterinary Clinics of North America : Exotic Animal Practice*, 12(3), 417-432. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2009.06.009>
- Dubey, J. P., Calero-Bernal, R., Rosenthal, B. M., Speer, C. A., & Fayer, R. (2015). *Sarcocystosis of Animals and Humans*. *CRC Press eBooks*. <https://doi.org/10.1201/b19184>
- Dubey, J. P. (2019). *Coccidiosis in Livestock, Poultry, Companion Animals, and Humans*. *CRC Press eBooks*. <https://doi.org/10.1201/9780429294105>
- Ferrari, E. D., Nakamura, A. A., Nardi, A. L. T., Santana, B. N., Da Silva Camargo, V., Nagata, W. B., Bresciani, K. D. S., & Meireles, M. V. (2017). *Cryptosporidium* spp. in caged exotic psittacines from Brazil : Evaluation of diagnostic methods and molecular characterization. *Experimental Parasitology*, 184, 109-114. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2017.12.004>
- Ferreira, F. H. G., Donatti, R. V., Marques, M. V. R., Ecco, R., Preis, I. S., Shivaprasad, H. L., Vilela, D. A., & Da Silva Martins, N. R. (2012). Fatal Toxoplasmosis in a Vinaceous Amazon Parrot (*Amazona vinacea*). *Avian Diseases*, 56(4), 774–777. <https://doi.org/10.1637/10063-011912-case.1>
- Forshaw, J. M. (2010). *Parrots of the World*. Princeton University Press.
- Gallo, S. (2013). *Parasitas gastrintestinais em emas, Rhea americana, de um criatório científico em Campos dos Goytacazes-RJ : aspectos morfológicos e moleculares*. [Dissertação apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como requisito parcial para a obtenção do grau de Mestre em Ciência Animal na Área de Concentração em Sanidade Animal.]. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro.

- Gill, F., Donsker, D., & Rasmussen, P. (2023). IOC World Bird List (v13.1). doi : 10.14344/IOC.ML.13.1.
- Godoy, S. N., De Paula, C. D., Cubas, Z. S., Matushima, E. R., & Catão-Dias, J. L. (2009). Occurrence of *Sarcocystis falcitula* in Captive Psittacine Birds in Brazil. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 23(1), 18-23. <https://doi.org/10.1647/2008-006r.1>
- Grentzinger, P. (2016). *Elaboration d'un guide pratique à la consultation des psittacides et présentation des examens complémentaires disponibles chez cette famille* [Thèse de doctorat]. Université Claude-Bernard Lyon I.
- Grosset, C. (2009). *Nutrition des psittacidés - Les erreurs les plus courantes*. L'Essentiel. 2009. Vol. 147, pp. 32-34.
- Gunasekera, S., Zahedi, A., O'Dea, M., King, B., Monis, P., Thierry, B., Carr, J. M., & Ryan, U. (2020). Organoids and Bioengineered Intestinal Models: Potential Solutions to the Cryptosporidium Culturing Dilemma. *Microorganisms*, 8(5), 715. <https://doi.org/10.3390/microorganisms8050715>
- Harcourt-Brown, N., & Chitty, J. (2005). *BSAVA Manual of Psittacine Birds*. BSAVA.
- Harrison, G. J., & Lightfoot, T. L. (2006). *Clinical Avian Medicine*. Spix publishing
- Hofstatter, P. G., & Guaraldo, A. M. A. (2011). A New Eimerian Species (Apicomplexa : Eimeriidae) from the Blue-Fronted Amazon Parrot *Amazona aestiva* L. (Aves : Psittacidae) In Brazil. *Journal of Parasitology*, 97(6), 1140-1141. <https://doi.org/10.1645/ge-2797.1>
- Hofstatter, P. G., & Kawazoe, U. (2011). Two New Eimeria Species (Apicomplexa : Eimeriidae) From the Yellow-Crowned Amazon *Amazona ochrocephala* (Aves : Psittacidae) in Brazil. *Journal of Parasitology*, 97(3), 503-505. <https://doi.org/10.1645/ge-2681.1>

- Jacobson, E. R., Gardiner, C., Nicholson, A. G., & Cd, P. (1984). Sarcocystis encephalitis in a cockatiel. *PubMed*, 185(8), 904–906. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/6438034>
- Jamriška, J., Lavilla, L. A., Thomasson, A., Barbon, A. R., Lopez, J., & Modrý, D. (2013). Treatment of atoxoplasmosis in the Blue-crowned Laughing Thrush (*Dryonastes courtoisi*). *Avian Pathology*, 42(6), 569–571. <https://doi.org/10.1080/03079457.2013.854309>
- Kawazoe, U. (2000) Coccidiose In: Doença das Aves, Campinas: FACTA, p. 391-405
- Lopes, B. D. B., Berto, B. P., Balthazar, L. M. C., Coelho, C. D., Neves, D. V., & Lopes, C. (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*. <https://doi.org/10.1007/s11230-014-9490-7>
- Makino, I., Abe, N., & Reavill, D. R. (2010). Cryptosporidium Avian Genotype III as a Possible Causative Agent of Chronic Vomiting in Peach-Faced Lovebirds (Agapornis roseicollis). *Avian Diseases*, 54(3), 1102–1107. <https://doi.org/10.1637/9227-123009-case.1>
- McDonald, D. (2003). Feeding ecology and nutrition of Australian lorikeets. In : Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine. Elsevier. 2003. pp. 195–204.
- Mohr, F., Betson, M., & Quintard, B. (2017). Investigation of the presence of *Atoxoplasma* spp. In blue-crowned laughing thrush (*dryonastes courtoisi*) adults and neonates. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 48(1), 1–6. <https://doi.org/10.1638/2016-0044.1>
- Moore, B. A., Oriá, A. P., & Montiani-Ferreira, F. (2022). Ophthalmology of Psittaciformes: parrots and relatives. In *Springer eBooks* (pp. 349–391). https://doi.org/10.1007/978-3-030-71302-7_17
- Nakamura, A. A., Albeny-Simões, D., Antunes, R. F., Da Silva, D. C., & Meireles, M. V. (2009). Molecular characterization of Cryptosporidium spp. from fecal samples of birds kept in captivity in Brazil. *Veterinary Parasitology*, 166(1-2), 47-51. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.07.033>

- Ng, J., Pavlasek, I., & Ryan, U. (2006). Identification of Novel *Cryptosporidium* Genotypes from Avian Hosts. *Applied and Environmental Microbiology*, 72(12), 7548-7553. <https://doi.org/10.1128/aem.01352-06>
- Novaes, R. L., Pires, M. S., Sudré, A. P., & Bomfim, T. C. B. D. (2018). Captive-bred neotropical birds diagnosed with *Cryptosporidium* Avian genotype III. *Acta Tropica*. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2017.12.013>
- Olias, P., Maier, K., Wuenschmann, A., Reed, L., Armien, A. G., Shaw, D. P., Gruber, A. D., & Lierz, M. (2014). *Sarcocystis calchasi* has an expanded host range and induces neurological disease in cockatiels (*Nymphicus hollandicus*) and North American rock pigeons (*Columbia livia* f. dom.). *Veterinary Parasitology*, 200(1–2), 59–65. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.11.012>
- Ortega-Barria, E., & Dominguez, E. (2008). *Sarcocystis* species. In *Elsevier eBooks* (pp. 1266–1267). <https://doi.org/10.1016/b978-0-7020-3468-8.50278-9>
- Page, C.D., Schmidt, R.E., English, J.H., Gardiner, C.H., Hubbard, G.B., Smith, G.C. (1992). Antemortem diagnosis and treatment of sarcocystosis in two species of psittacines. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 23(1): 77-85.
- Panigrahy, B., Mathewson, J. J., Hall, C. F., Grumbles, L. C. (1981). Unusual disease conditions in pet and aviary birds. *PubMed*, 178(4), 394–395. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/7240000>
- Prakas, P., & Butkauskas, D. (2012). Protozoan parasites from genus *Sarcocystis* and their investigations in Lithuania. *Ekologija*, 58(1). <https://doi.org/10.6001/ekologija.v58i1.2349>
- Ravich, M., Reavill, D. R., Hess, L., Childress, A. L., & Wellehan, J. F. X. (2014). Gastrointestinal *Cryptosporidiosis* in Captive Psittacine Birds in the United States : A Case Review. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 28(4), 297-303. <https://doi.org/10.1647/1082-6742-28.4.297>

- Rivas, A. E., Conley, K. J., Seimon, T. A., Hollinger, C., Knych, H. K., Moore, R. B., & Paré, J. A. (2021). Sarcocystosis in a captive flock of thick-billed parrots (*Rhynchopsitta Pachyrhyncha*) from 2005 to 2016: morbidity, mortality, diagnostics, and management strategies. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 52(1). <https://doi.org/10.1638/2020-0044>
- Rooney, M., Burkhard, M. J., Greiner, E. C., Zeng, Q., & Johnson, J. (2001). Intestinal and blood parasites in amazon parrots destined for relocation in Guatemala. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 32(1), 71–73. [https://doi.org/10.1638/1042-7260\(2001\)032](https://doi.org/10.1638/1042-7260(2001)032)
- Salem, H. F., Salem, M. A., Soliman, M. M., Althobaiti, S. A., Khafaga, A. F., El-Tahan, A. M., El-Hack, M. E. A., & Attia, M. M. (2022). Parasitological and histopathological examination of Cocktail lovebirds infected with *Eimeria aratinga* (Apicomplexa : Eimeriidae). *Poultry Science*, 101(5), 101781. <https://doi.org/10.1016/j.psj.2022.101781>
- Schuster, R., Krone, O. (2015) Infectious diseases (Parasites) in *Avian Medicine*, Samour, J., Elsevier Health Sciences.
- Sharma, J., Rodriguez, P., Roy, P., & Guiton, P. S. (2020). Transcriptional ups and downs: patterns of gene expression in the life cycle of *Toxoplasma gondii*. *Microbes and Infection*, 22(10), 525–533. <https://doi.org/10.1016/j.micinf.2020.09.001>
- Söderström, M., Malkamäki, S., Sukura, A., Sainmaa, S., & Airas, N. (2021). Sarcocystis calchasi in a captive Patagonian conure (*Cyanoliseus patagonus*) in Finland. *Journal of Comparative Pathology*, 189, 135–140. <https://doi.org/10.1016/j.jcpa.2021.10.008>
- Taylor, M. A., Coop, R. L., & Wall, R. L. (2015). *Veterinary Parasitology*. John Wiley & Sons.
- Todd, K.S., Gallina, A.M., Nelson, W.B. (1975). Sarcocystis species in Psittaciform birds. *The Journal of Zoo Animal Medicine*, 6 (4): 21-24.

- Toft, C. A., & Wright, T. F. (2015). *Parrots of the wild: A Natural History of the World's Most Captivating Birds*. Univ of California Press.
- Tsai, S. S., Hirai, K., & Itakura, C. (1992). Histopathological survey of protozoa, helminths and acarids of imported and local psittacine and passerine birds in Japan. *The Japanese journal of veterinary research*, 40(4), 161–174.
- Tucunduva, P., Rodrigues, M. B., Carvalho, R. B. J., & Berto, B. P. (2018). *Eimeria psittacarae* n. sp. (Apicomplexa: Eimeiriidae) from white-eyed parakeets *Psittacara leucophthalmus* (Müller, 1776) (Psittaciformes: Psittacidae) kept for rehabilitation and reintroduction in the Parque Nacional da Serra dos Órgãos, Southeastern Brazil. *Zootaxa*, 4459(1). <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4459.1.7>
- Tynes, V. V. (2013). *Behavior of Exotic Pets*. John Wiley & Sons.
- 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: 117-119.
- Zhang, X., Nianzhang, Z., Tian, W., Zhou, D., Yingtian, X., & Zhu, X. (2014). First Report of *Toxoplasma gondii* Seroprevalence in Pet Parrots in China. *Mary Ann Liebert, Inc.*, 14(6), 394-398. <https://doi.org/10.1089/vbz.2013.1522>
- Zhang, X., Zhang, N., Zhao, G., Zhao, Q., & Zhu, X. (2015). Prevalence and genotyping of *Cryptosporidium* infection in pet parrots in North China. *BioMed Research International*, 2015, 1–6. <https://doi.org/10.1155/2015/549798>