

DIANA CATARINA AMADO VITORINO PAULINO

**DETEÇÃO DE *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778)
EM AVES EXÓTICAS DE COMPANHIA NO
DISTRITO DE SETÚBAL, PORTUGAL**

Orientador: Professora Doutora Rita Cardoso

Co-orientador: Professora Doutora Helga Waap

Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias

Faculdade de Medicina Veterinária

Lisboa

2016

DIANA CATARINA AMADO VITORINO PAULINO

**DETEÇÃO DE *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778)
EM AVES EXÓTICAS DE COMPANHIA NO
DISTRITO DE SETÚBAL, PORTUGAL**

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

Membros do Júri

Presidente: Professora Doutora Margarida Simões

Arguente: Professor Doutor Manuel Pequito

Orientadora: Professora Doutora Rita Cardoso

Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias

Faculdade de Medicina Veterinária

Lisboa

2016

Agradecimentos

Agradeço, em primeiro lugar, à Doutora Rita Cardoso por me ter aceite como sua orientanda, por toda a dedicação, disponibilidade e apoio que me deu. Obrigado por toda a preocupação, amizade e simpatia com que sempre me tratou.

À Doutora Helga Waap que me recebeu no Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária com simpatia, proporcionando a realização deste estágio. Pela forma profissional e dedicada com que orientou todo este trabalho. Pela dedicação, disponibilidade, pelos valiosos conselhos e apoio no desenvolvimento desta dissertação e por toda a amizade demonstrada. A sua ajuda e conhecimento foram cruciais para a realização deste trabalho.

À Doutora Ana Paula Mendes, responsável pela “VetExóticos”, mais que uma orientadora de estágio, uma amiga! Muito obrigado pela simpatia e boa disposição com que sempre me recebeu na sua clínica, pelos conhecimentos transmitidos que foram, sem dúvida alguma, indispensáveis na minha formação como futura médica veterinária.

À Doutora Cristina Almeida da “Exoclinic” por ter aceite o meu pedido de estágio na sua clínica. Pela simpatia, disponibilidade e pelos importantes conhecimentos que me transmitiu ao longo do meu estágio.

Aos meus pais, Elisabete e Francisco, e irmãos, Liliana e Fábio, por toda a força transmitida, por acreditarem nas minhas capacidades e me apoiarem durante toda a minha vida. Sem vocês não teria chegado aqui. Muito Obrigado.

Aos meus amigos que me acompanharam durante estes 6 anos de curso, pela amizade e e por toda a força e incentivo nos momentos mais difíceis.

A todos aqueles que, de alguma forma, contribuíram para me tornar na pessoa que sou hoje e me ajudaram a chegar até aqui, o meu muito obrigado.

Resumo

As aves exóticas de companhia podem ser infetadas por várias espécies de ectoparasitas, entre os quais o ácaro zoonótico *Dermanyssus gallinae*. A informação sobre este ácaro em aves exóticas em Portugal é escassa, à semelhança do resto da Europa.

O presente trabalho teve como objetivo geral determinar a prevalência de *D. gallinae* em aves exóticas de companhia, constituindo também uma excelente oportunidade para estudar a fauna ectoparasitária destas aves. No total foram amostradas 217 aves exóticas do Distrito de Setúbal, das espécies *Serinus canaria*, *Taeniopygia guttata*, *Neochmia ruficauda*, *Poephila acuticauda*, *Chloebia gouldiae*, *Lonchura striata domestica*, *Melospittacus undulatus*, *Nymphicus hollandicus*, *Agapornis* spp., *Psittacus erithacus*, *Neophema bourkii* e *Psittacula krameri*. A pesquisa de artrópodes foi efetuada em zaragatoas e raspagens cutâneas, penas e armadilhas. *Dermanyssus* foi identificado ao nível do género em 7,83% das aves, nomeadamente *S. canaria*, *L. striata domestica*, *C. gouldiae*, *T. guttata* e *Agapornis* spp. Outras ectoparasitas identificados incluíram *Ornithonyssus sylviarum*, *Ornithonyssus* spp., *Menacanthus eurysternus*, *Menacanthus* spp., *Dubininia* spp., *Proctophyllodes* spp., *Nymphicilichus perezee*, *Sideroferus lunula* e *Knemidocoptes* spp. A identificação de *Dermanyssus* e *Ornithonyssus* em diversas aves em contacto com o ser humano sublinha a necessidade de sensibilizar médicos veterinários e criadores para estes agentes zoonóticos, promovendo assim o seu combate.

Palavras-chave: *Dermanyssus gallinae*, aves exóticas de companhia, zoonótico, ectoparasitas.

Abstract

Exotic companion birds can be infected by several species of ectoparasites, including the zoonotic mite *Dermanyssus gallinae*. Information on this mite in exotic birds in Portugal is scarce, like in the rest of Europe.

This study was conducted in order to determine the prevalence of *D. gallinae* in exotic pet birds and also represented an excellent opportunity to study the ectoparasitic fauna of these birds. We sampled a total of 217 exotic birds from the Setúbal district: *Serinus canaria*, *Taeniopygia guttata*, *Neochmia ruficauda*, *Poephila acuticauda*, *Chloebia gouldiae*, *Lonchura striata domestica*, *Melopsittacus undulatus*, *Nymphicus hollandicus*, *Agapornis* spp., *Psittacus erithacus*, *Neophema bourkii* and *Psittacula krameri*. The survey of arthropods was performed using skin swabs, skin scrapings, feathers and traps. *Dermanyssus* was identified at the genus level in 7.83% birds, namely *S. canaria*, *L. striata domestica*, *C. gouldiae*, *T. guttata* and *Agapornis* spp. Other ectoparasites identified included *Ornithonyssus sylviarum*, *Ornithonyssus* spp., *Menacanthus eurysternus*, *Menacanthus* spp., *Dubinia* spp., *Proctophyllodes* spp., *Nymphicilichus perezee*, *Sideroferus lunula* and *Knemidocoptes* spp. The finding of *Dermanyssus* and *Ornithonyssus* in several birds in close contact with humans underlines the need to increase the awareness of these zoonotic mites among veterinarians and breeders, thus promoting the combat of this parasitosis.

Keywords: *Dermanyssus gallinae*, exotic companion birds, zoonotic, ectoparasites.

Abreviaturas, Siglas e Símbolos

AB – Armadilha da base

AG – *Agapornis* spp.

AN – Armadilha do ninho

CC – Condição Corporal

CEBEA – Comissão de Ética e Bem-Estar Animal

CG – *Chloebia gouldiae*

cm² – Centímetro quadrado

gr – grama

HR – Humidade Relativa

I.C. – Intervalo de Confiança

ID – Identificação

INIAV - Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária

Kg – Quilograma

Km – Quilómetro

LSD - *Lonchura striata domestica*

ml- Mililitro

mm – Milímetro

°C – Graus Celsius

SC – *Serinus canaria*

SLEV – Encefalite Viral de Saint Louis

SLV – Vírus Saint Louis

SPSS – *Statistical Product and Service Solutions*

TBE – Encefalite transmitida por carraças

TG – *Taeniopygia guttata*

ZC – *Zaragatoa cutânea*

Índice Geral

Agradecimentos	2
Resumo	3
Abstract	4
Abreviaturas, Siglas e Símbolos	5
Índice de Tabelas	8
Índice de Figuras	9
PARTE I – DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES REALIZADAS DURANTE O ESTÁGIO	12
1. Clínica de Animais Exóticos (Novos Animais de Companhia)	12
2. Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias	12
PARTE II – REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	13
1. Introdução	13
2. Aves Exóticas de Companhia - Generalidades	14
2.1. Ordem Passeriformes	14
2.2. Ordem Psittaciformes	15
3. <i>Dermanyssus gallinae</i> (De Geer, 1778)	16
3.1. Ciclo Biológico	16
3.2. Morfologia	18
3.2.1 Gnatossoma	19
3.2.2 Idiossoma	21
3.2.2.1 Podossoma	25
3.3. Epidemiologia	26
3.4. Patogenia, Sinais Clínicos e Capacidade Vectorial	28
3.5. Diagnóstico	30
3.6. Métodos de Controlo	32
3.6.1 Métodos Convencionais	32
3.6.1.1 Acaricidas Sintéticos	32
3.6.1.2 Sílica	33
3.6.2 Métodos Alternativos	33
3.6.2.1 Luz	33
3.6.2.2 Acaricidas Naturais	34
3.6.2.3 Controlo Biológico	34
3.6.2.3.1 “Inimigos Naturais” - Ácaros Predadores	34
3.6.2.3.2 Fungos entomopatogénicos	35
3.6.2.4 Vacinas	35

PARTE III – <i>Dermanyssus gallinae</i> (De Geer, 1778) EM AVES EXÓTICAS DE COMPANHIA NO DISTRITO DE SETÚBAL, PORTUGAL.....	36
1. Objetivos do Estudo	36
2. Material e Métodos.....	36
2.1 Área Geográfica do Estudo	36
2.2 Caracterização da Amostra.....	38
2.2.1 Critérios de Inclusão	38
2.3 Técnicas de amostragem, colheita e processamento das amostras	39
2.3.1 Zaragatoas Cutâneas.....	39
2.3.2 Penas.....	39
2.3.3 Raspagens Cutâneas.....	40
2.3.4 Armadilhas.....	40
2.3.5 Contagem dos artrópodes contidos nas amostras	42
2.3.6 Pesquisa de <i>Dermanyssus gallinae</i>	42
2.4 Análise Estatística	44
3 Resultados	44
3.1 Caracterização da Amostra.....	44
3.2 Pesquisa de <i>Dermanyssus gallinae</i> nas aves exóticas em estudo.....	51
3.2.1 Zaragatoas cutâneas.....	52
3.2.2 Raspagens cutâneas.....	52
3.2.3 Penas.....	53
3.2.4 Armadilhas na base das instalações.....	53
3.2.5 Armadilhas nos ninhos.....	54
3.2.6 Identificação e prevalência das diferentes espécies de ectoparasitas na amostra.....	54
3.2.7 Fatores intrínsecos dos animais positivos a <i>Dermanyssus spp.</i>.....	59
3.2.8 Fatores extrínsecos dos animais positivos a <i>Dermanyssus spp.</i>.....	60
4 Discussão	63
5 Conclusão	69
Referências Bibliográficas	70

Índice de Tabelas

Tabela 1- Casos documentados na literatura científica sobre a transmissão de <i>D. gallinae</i> ao Homem no período de 1936 a 2013	29
Tabela 2- Agentes bacterianos e virais associados a <i>D. gallinae</i>	30
Tabela 3- Nome comum, espécie e respetivo número de aves envolvidas no estudo.	38
Tabela 4- Caracterização da amostra quanto ao sexo, idade e número (n) de animais amostrados.	45
Tabela 5- Tipo e número de amostras recolhidas e excluídas do estudo.....	51
Tabela 6- Prevalência da população de artrópodes em estudo nos diferentes tipos de amostras, por espécie de ave.....	57
Tabela 7- Prevalência da amostra em estudo e intervalo de confiança dos ectoparasitas, por espécie de ave	58
Tabela 8- Espécies e respetivo número de espécimes detetados nas aves pelas diferentes técnicas	59
Tabela 9- Associação entre as variáveis intrínsecas e a presença de infecção por <i>Dermanyssus</i> spp..	60
Tabela 10- Associação entre as variáveis extrínsecas e a presença de infecção por <i>Dermanyssus</i> spp.	61
Tabela 11- Descrição dos 17 casos positivos a <i>Dermanyssus</i> spp..	62

Índice de Figuras

Figura 1- Ciclo biológico de <i>Dermanyssus gallinae</i>	17
Figura 2- Divisão corporal de um ácaro.....	19
Figura 3- Representação esquemática dos diferentes estadios do ciclo biológico de <i>D. gallinae</i>	19
Figura 4- Gnatossoma de <i>D. gallinae</i>	20
Figura 5- Quelícera de <i>D. gallinae</i>	20
Figura 6- Representação esquemática do gnatossoma de <i>D. gallinae</i>	21
Figura 7- Fêmea adulta de <i>D. gallinae</i>	22
Figura 8- Representação esquemática da esclerotização do escudo dorsal das fases evolutivas de <i>D. gallinae</i>	22
Figura 9- Representação esquemática dos escudos ventrais de <i>D. gallinae</i> adulto, fêmea e macho, respetivamente.....	23
Figura 10- Quetotaxia de <i>D. gallinae</i>	24
Figura 11- Escudo dorsal de 10 de 20 fêmeas adultas de <i>D. gallinae</i> aleatoriamente selecionadas	25
Figura 12- Segmentos das patas de <i>D. gallinae</i>	26
Figura 13- Mapa de Portugal Continental com o Distrito de Setúbal em evidência	37
Figura 14- Mapa do Distrito de Setúbal assinalando os locais onde foram realizadas as recolhas das amostras.....	37
Figura 15- Esquema representativo das armadilhas utilizadas e respetivas medidas.....	41
Figura 16- Representação do local exato de colocação das armadilhas na base da instalação	41
Figura 17- Representação do local exato de colocação das armadilhas do ninho	41
Figura 18- Caracterização da amostra quanto à condição corporal (frequência relativa, n=217).	46
Figura 19- Caracterização da amostra quanto à condição corporal - comparação entre espécies.....	46
Figura 20- Caracterização da amostra quanto à proveniência das aves (frequência relativa, n=217)..	47
Figura 21- Caracterização da amostra quanto à proveniência das aves – comparação entre espécies.	47
Figura 22- Caracterização da amostra quanto à localização do alojamento das aves (frequência relativa, n_217).	48
Figura 23- Caracterização da amostra quanto à localização do alojamento das aves – comparação entre espécies.	49
Figura 24- Caracterização da amostra quanto à desparasitação externa das aves (frequência relativa, n=217).	49
Figura 25- Caracterização da amostra quanto ao tipo de desparasitação externa das aves (frequência relativa, n=217).	50

Figura 26- Caracterização da amostra quanto à desinfecção das instalações das aves (frequência relativa, n=217).	50
Figura 27- Caracterização da amostra quanto ao tipo de desinfecção utilizada nas instalações das aves (frequência relativa, n=217).	51
Figura 28- Prevalência de ectoparasitas nas zaragatoas cutâneas por espécie de ave.	52
Figura 29- Exemplar de <i>M. undulatus</i> com lesões típicas de sarna por <i>Knemidocoptes</i> spp.	52
Figura 30- Prevalência de ectoparasitas nas penas por espécie de aves	53
Figura 31- Armadilhas colocadas na base das instalações da amostra em estudo - prevalência parasitária (frequência relativa; n=202).	53
Figura 32- Armadilhas colocadas no ninho das instalações das aves em estudo - prevalência parasitária (frequência relativa; n=137).	54
Figura 33- Pormenor das quelíceras de uma fêmea adulta de <i>O. sylviarum</i>	II
Figura 34- Pormenor do escudo anal de uma fêmea adulta de <i>O. sylviarum</i>	II
Figura 35- Fêmea adulta de <i>O. sylviarum</i>	II
Figura 36- Escudo esternal de uma fêmea adulta de <i>Ornithonyssus</i> sp.	III
Figura 37- Escudo esternal de uma fêmea adulta de <i>O. sylviarum</i>	III
Figura 38- Opistossoma de uma fêmea adulta de <i>O. sylviarum</i>	III
Figura 39- Podossoma e gnatossoma de uma fêmea adulta de <i>O. sylviarum</i>	III
Figura 40- Fêmea adulta de <i>Dermanyssus</i> sp.....	IV
Figura 41- Pormenor do escudo anal de uma fêmea adulta de <i>Dermanyssus</i> sp.....	IV
Figura 42- Escudo esternal de uma fêmea adulta de <i>Dermanyssus</i> sp.....	IV
Figura 43- Pormenor das quelíceras de uma fêmea adulta de <i>Dermanyssus</i> sp.....	V
Figura 44- Pormenor do orifício genital de um macho adulto de <i>Dermanyssus</i> sp.	V
Figura 45- Pormenor do orifício genital de um macho adulto de <i>Ornithonyssus</i> sp.....	V
Figura 46- Fêmea adulta de <i>Dermanyssus</i> sp. com um ovo no seu interior.....	VI
Figura 47- Orifício genital de uma fêmea adulta de <i>O. sylviarum</i>	VI
Figura 48- Ovo de <i>Ornithonyssus</i> sp.....	VI
Figura 49- Assimetria bilateral do peritrema de um exemplar de <i>Dermanyssus</i> sp.....	VII
Figura 50- Opistossoma de <i>Dermanyssus</i> sp.....	VII
Figura 51 - Exemplar de <i>Dermanyssus</i> sp.....	VII
Figura 52- Macho de <i>Dubininia</i> sp. detetato num exemplar de <i>Agapornis</i> spp.....	VIII
Figura 53- Macho de <i>Nymphicilichus perezae</i> detetato num exemplar de <i>N. hollandicus</i>	VIII
Figura 54- Macho de <i>Sideroferus lunula</i> detetado em <i>M. undulatus</i>	VIII
Figura 55- Macho de <i>Proctophyllodes</i> sp. detetato em <i>S. canaria</i>	VIII
Figura 56- Exemplar de <i>Glycyphagus</i> sp.	IX
Figura 57- Pormenor do tarso da pata II de <i>Glycyphagus</i> sp.	IX

Figura 58- Tarso de <i>Liposcelis</i> sp.	X
Figura 59- Exemplar de <i>Liposcelis</i> sp.	X
Figura 60- Exemplar de <i>Liposcelis</i> sp.	X
Figura 61- Pormenor das setas laterais à placa gular de uma fêmea adulta de <i>M. eurysternus</i>	XI
Figura 62- Exemplar de <i>M. eurysternus</i>	XI
Figura 63- Metanoto de <i>M. eurysternus</i>	XI
Figura 64- Pormenor da placa gular de uma fêmea adulta de <i>M. eurysternus</i>	XI
Figura 65- Seta 24 da têmpera marginal de <i>M. eurysternus</i>	XII

PARTE I – DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES REALIZADAS DURANTE O ESTÁGIO

1. Clínica de Animais Exóticos (Novos Animais de Companhia)

Na área da clínica de animais exóticos o estágio foi repartido, sendo realizado em duas clínicas especializadas na área.

A primeira parte do estágio realizou-se no período de 1 de setembro a 31 de outubro de 2014, na clínica veterinária de aves e exóticos – ExoClinic, em Miraflores (Oeiras, Portugal). A segunda parte do estágio decorreu na clínica veterinária de animais exóticos – VetExóticos, no Feijó (Almada, Portugal) de 1 de novembro de 2014 a 16 de janeiro de 2015.

Ambas as clínicas dedicavam-se exclusivamente ao atendimento e apoio técnico dos novos animais de companhia: aves, répteis, mamíferos exóticos, anfíbios entre outros.

Durante os estágios, assistiu-se e prestou-se apoio a diversas consultas (em clínica e ao domicílio) de espécies exóticas, tais como: lagomorfos, roedores, aves, répteis e alguns anfíbios e aracnídeos. Para além disso, procedeu-se à preparação e administração de medicações e fluidos (via oral, subcutânea, intramuscular, endovenosa, intraóssea e intracelómica), preparação de instalações e assistência/manutenção de animais internados. Foi ainda prestado apoio como anestesista e ajudante de cirurgião em diversos procedimentos cirúrgicos (ovariohisterectomias, orquiectomias, laparotomias/celiotomias exploratórias, endoscopias, mastectomias, cirurgias odontológicas e ortopédicas, exérese de tricofoliculomas e quistos foliculares em aves, exérese de massas e abscessos, entre outras).

2. Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias

A componente prática foi realizada no Laboratório de Parasitologia do Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária (INIAV), durante o período de 20 de abril a 24 de setembro de 2015. Durante este tempo, foram analisadas 772 amostras, colhidas de 217 aves de 12 espécies diferentes.

No Laboratório desenvolveram-se atividades referentes à pesquisa de ectoparasitas, em especial ao ácaro zoonótico *Dermanyssus gallinae*. As amostras foram colhidas através de zaragoas e raspagens cutâneas, penas e armadilhas de cartão canelado. Por forma a determinar a espécie de ectoparásita encontrado, procedeu-se ao método de esclarecimento com hidróxido de potássio a 10% e posterior análise microscópica.

PARTE II – REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

1. Introdução

Muitas espécies de vertebrados são mantidas em cativeiro como animais de companhia, sendo as aves exóticas um dos grupos mais populares dentro dos animais exóticos (Harrison & Lightfoot, 2006).

Adquiridas individualmente ou em casais, as aves exóticas constituem um negócio lucrativo para lojas de animais e criadores (Boseret *et al.*, 2013). Devido ao seu elevado valor genético e procura, estas aves, normalmente papagaios, araras ou catatuas, são vendidas legalmente ou ilegalmente a preços muito elevados (Boseret *et al.*, 2013).

O tráfico de aves exóticas é o terceiro negócio mais lucrativo do Mundo. É um problema que decorre há vários anos, afetando a fauna a nível Mundial (Animal Welfare Institute [AWI], 2015) contribuindo também para a introdução e disseminação de doenças zoonóticas e seus vetores em países não endémicos (Boseret *et al.*, 2013). O contacto com estes animais pode representar um risco para a saúde pública (Boseret *et al.*, 2013; Kowal *et al.*, 2014) uma vez que se apresentam como potenciais portadores e/ou transmissores de doenças zoonóticas (Boseret *et al.*, 2013).

Algumas destas doenças podem ter um impacto significativo na saúde humana e economia, uma vez que são transmitidas por vetores (Boseret *et al.*, 2013), dos quais se destacam os vetores artrópodes (Kowal *et al.*, 2014).

Os ectoparasitas das aves, principalmente ácaros da Subordem Mesostigmata, na qual se incluem as famílias Dermanyssidae e Macronyssidae (Wall & Shearer, 2001), são conhecidos pelo seu elevado potencial de transmissão de doenças a aves domésticas (Di Palma *et al.*, 2012; Boseret *et al.*, 2013). O ácaro *Dermanyssus gallinae* (de Geer, 1778), apesar de exaustivamente descrito em aves de produção, é bastante subestimado em aves exóticas de companhia (Boseret *et al.*, 2013).

Este ácaro é frequentemente encontrado em aves silvestres e domésticas. Trata-se de um ectoparasita cosmopolita, noturno e hematófago obrigatório (Di Palma *et al.*, 2012), responsável pela diminuição da produção de ovos, perda de peso, anemia (Di Palma *et al.*, 2012; Hamidi *et al.*, 2011), depressão, prurido, dificuldade respiratória (Ritchie *et al.*, 1994; Sandmeier & Coutteel, 2006) mortalidade elevada em crias e por vezes em fêmeas reprodutoras (Boseret *et al.*, 2013). Para além disso, pode ocasionalmente parasitar mamíferos, incluindo o Homem (Wall & Shearer, 2001).

Foi demonstrado ainda que *D. gallinae* é vetor de agentes patogênicos bacterianos e virais, alguns deles com potencial zoonótico (Marangi *et al.*, 2012; Pereira, 2011). São exemplos destes agentes *Chlamydophila psittaci*, *Coxiella burnetii*, *Salmonella* spp., *Erysipelothrix rhusiopathiae*, *Listeria monocytogenes*, *Shigella* spp., *Escherichia coli*, *Staphylococcus* spp., Poxvírus (vírus da varíola aviária), Paramyxovirus (vírus da doença de Newcastle) e Togavírus (vírus da encefalite equina) (Chamberlain & Sikes, 1955; Durden, Linthicum, & Monath, 1993; Chirico *et al.*, 2003; Desloire *et al.*, 2006; Moro, Chauve, & Zenner, 2007; Moro *et al.*, 2009; Circella *et al.*, 2011; George *et al.*, 2015).

Em termos de diagnóstico, este parasita, pode ser detectado por observação direta nas aves ou no ambiente e por microscopia, nas amostras colhidas (Kaufman, 1996; Sandmeier & Coutteel, 2006).

2. Aves Exóticas de Companhia - Generalidades

A procura por parte do Homem de aves exóticas como animal de companhia, especialmente psitacídeos, tem vindo a aumentar ao longo dos anos, sendo o grupo mais cobiçado dentro dos animais exóticos (Harrison & Lightfoot, 2006).

Atualmente existem no Mundo aproximadamente 8900 espécies de aves, das quais centenas são mantidas em cativeiro como animais de estimação ou criação (Coles *et al.*, 2008).

2.1. Ordem Passeriformes

Os Passeriformes constituem a maior Ordem de aves (Ritchie *et al.*, 1994). Esta é formada por 63 famílias, em que se incluem 5206 espécies (Sandmeier & Coutteel, 2006).

Os Passeriformes incluem, aproximadamente, 60% de todas as espécies de aves existentes no Mundo (Ritchie *et al.*, 1994). Trata-se de uma Ordem extremamente heterogênea que inclui espécies granívoras a espécies carnívoras, que podem variar entre poucas grama (gr) a mais de 1 quilograma (kg) (Sandmeier & Coutteel, 2006).

Estas aves encontram-se amplamente distribuídas por todo o Mundo, existindo poucas famílias endêmicas. A maioria das espécies é migratória, adaptando-se facilmente a uma grande variedade de nichos ecológicos (Ritchie *et al.*, 1994).

Apresentam uma característica em comum - são aves anisodáctilas, ou seja, possuem nos membros pélvicos três dedos orientados cranialmente e um caudalmente (Ritchie *et al.*, 1994).

São exemplos de aves passeriformes habitualmente mantidas em cativeiro como animais de estimação ou criação, os canários, tentilhões, estorninhos e mynahs (Ritchie *et al.*, 1994; Sandmeier & Coutteel, 2006).

Os canários (*Serinus canaria*) apresentam-se como a espécie mais popular entre os Passeriformes devido ao seu carácter sereno, longevidade e capacidade de canto por parte dos machos desta espécie (Rosskopt & Woerpel, 1996; Sandmeier & Coutteel, 2006).

2.2. Ordem Psittaciformes

A Ordem Psittaciformes tem atualmente cerca de 353 espécies, distribuídas por três famílias: Loridae, Cacatuidae e Psittacidae (Coles *et al.*, 2008; Fowler & Cubas, 2001)

Da família Loridae fazem parte os lorís e os loriquitos; na família Cacatuidae inserem-se as catatuas e caturras; a família Psittacidae diz respeito às araras, papagaios e periquitos (Fowler & Cubas, 2001 citado em Cardoso, 2010)

Os Psittaciformes diferenciam-se da generalidade das restantes Ordens de aves através das suas características físicas e filogenéticas (Forshaw & Knight, 2006 citado em Piçarra, 2009).

As principais características que as distinguem das outras espécies de aves são o fato de possuírem bico adunco e normalmente de grandes dimensões; serem aves zigodáctilas, ou seja, possuírem nos membros pélvicos dois dedos orientados cranialmente e outros dois caudalmente, o que lhes confere a capacidade de trepar árvores, manipular frutas, sementes e de ficarem suspensas enquanto se alimentam (Harcourt-Brown & Chitty, 2005). A plumagem colorida e a capacidade de vocalização são outras das características peculiares desta Ordem de aves (Harcourt-Brown & Chitty, 2005) sendo as mais atrativas para o Homem, e que leva a que sejam adquiridas como animais de estimação (Fowler & Cubas, 2001).

No seu estado selvagem, estas aves estão presentes maioritariamente nas regiões tropicais e subtropicais, embora algumas espécies sejam encontradas em regiões mais frias, como a Argentina, o Chile e a Patagónia (Fowler & Cubas, 2001; Harcourt-Brown & Chitty, 2005).

Na Europa, a presença destas aves deve-se principalmente à atividade humana (Fowler & Cubas, 2001). A destruição de habitats e a importação de aves através do comércio ilegal, resultam em bandos de animais livres (Fowler & Cubas, 2001), sendo os géneros

Psittacula, *Myiopsita* e *Aratinga* os que melhor se adaptam ao ambiente temperado da Península Ibérica (Harrison & Lightfoot, 2006; Piçarra, 2009).

3. *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778)

3.1. Ciclo Biológico

Dermanyssus gallinae passa grande parte do seu ciclo biológico fora do hospedeiro (Kaufman, 1996), recorrendo a este apenas durante a noite para se alimentar (Wall & Shearer, 2001). Deste modo, a maior parte do ciclo de vida deste parasita é passado em fendas ou fissuras presentes nas instalações, ninhos, poleiros e detritos, onde os adultos se alojam e acasalam (Wall & Shearer, 1997, 2001).

Tal como se pode observar na figura 1, o ciclo de vida deste ácaro compreende 5 fases: o ovo, a larva, a protoninfa, a deutoninfa e o adulto - macho ou fêmea (Bowman, 2009).

De acordo com Wall & Shearer (2001), Taylor *et al.* (2007) e Bowman, (2009), as fêmeas adultas, aproximadamente 12 a 24 horas após a refeição sanguínea (período de pré-ovoposição), depositam entre 3 a 7 ovos nos locais onde os adultos se alojam. A ovoposição é individual e feita durante o dia (Bowman, 2009; Wall & Shearer, 2001).

Segundo um estudo realizado por Tucci *et al.* (2005), a alimentação no hospedeiro, seguida de um período de ovoposição, é repetida pelo menos sete vezes, com uma produção total de 25 ovos. Neste estudo verificou-se também que a ovoposição aumenta após cada refeição sanguínea, até atingir um número máximo na terceira refeição, decrescendo nas refeições seguintes (Tucci *et al.*, 2005).

A eclosão das larvas (6 patas) dá-se 2 a 3 dias após a postura dos ovos (Wall & Shearer, 2001). Um a 2 dias depois estas larvas, sem se alimentarem, sofrem uma muda para protoninfas (8 patas) (Bowman, 2009; Wall & Shearer, 1997, 2001). Surge então, 1 a 2 dias após a refeição sanguínea da protoninfa, uma segunda fase de ninfa – a deutoninfa (Taylor *et al.*, 2007). As deutoninfas, após a muda, vão ingerir uma nova refeição sanguínea e mudam para adultos passado 2 a 3 dias (Bishopp & Wood, 1917 citado em Pereira, 2011).

Em adulto, as fêmeas apresentam uma cor acinzentada antes de se alimentarem, que passa para vermelha escura após a ingestão de sangue (Bishopp & Wood, 1917 citado em Pereira, 2011).

Na presença do hospedeiro, o ciclo de vida deste ácaro completa-se rapidamente – de ovo a adulto em média ao fim de 7 dias (Wall & Shearer, 2001) – permitindo assim que grandes populações se desenvolvam em muito pouco tempo (Wall & Shearer, 1997).

Para além disso, em condições favoráveis (humidade e temperatura), o parasita adulto pode sobreviver no ambiente, sem se alimentar, durante mais de 9 meses (Wall & Shearer, 2001).

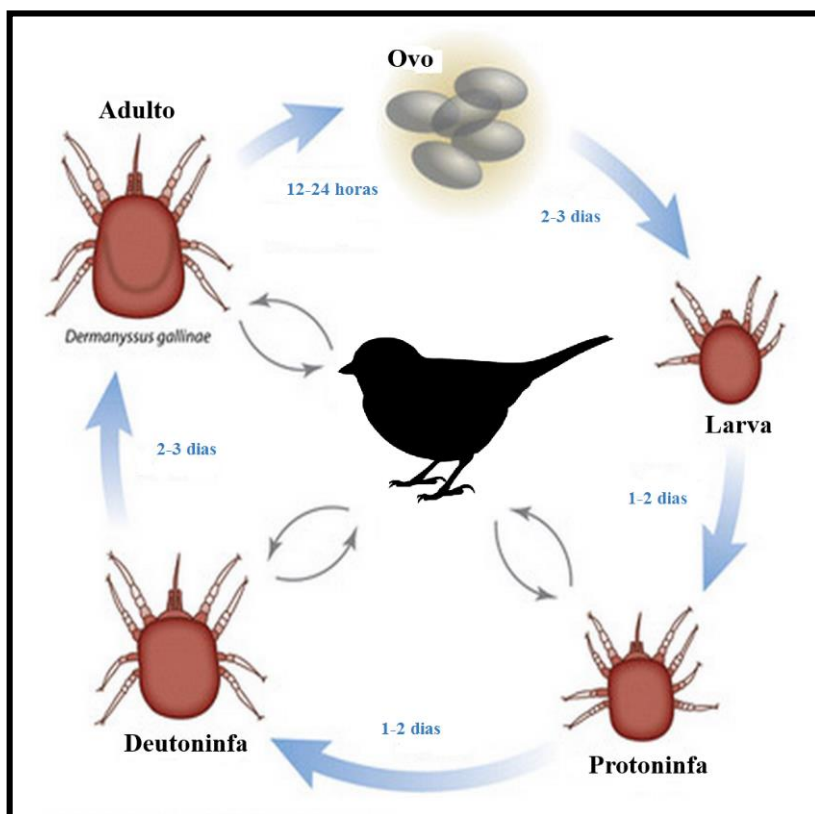


Figura 1- Ciclo biológico de *Dermanyssus gallinae* (adaptado de Sparagano *et al.*, 2014).

Num estudo realizado por Nordenfors *et al.*, (1999), foi analisada a influência da temperatura e humidade relativa (HR) na reprodução, desenvolvimento e sobrevivência de *D. gallinae*. Os dados para este estudo foram obtidos através da incubação de adultos de *D. gallinae* fêmea a diferentes temperaturas (-20°C, 5°C, 25°C, 45°C e 65°C) e HR (30%, 45%, 70% e 90%), avaliando-se a viabilidade das fêmeas, ovos, larvas e protoninfas (Nordenfors *et al.*, 1999). Os autores referiram que os ácaros de *D. gallinae*, mantidos a uma temperatura de -20°C e HR de 50%, não sobreviviam por mais de 10 minutos, ficando completamente inativados ao fim de 20 minutos (Nordenfors *et al.*, 1999). As temperaturas superiores a 45°C mostraram ser letais para este parasita (Nordenfors *et al.*, 1999). Os autores demonstraram

que a HR não influencia o período de ovoposição, uma vez que não foram observadas diferenças significativas na ovopostura de fêmeas mantidas a 30%, 45%, 70% e 90% de HR (Nordenfors *et al.*, 1999). Este estudo é suportado por um estudo semelhante, realizado por Tucci *et al.* (2008), no qual se confirma que o período de ovoposição não é influenciado pela HR. Tucci *et al.* (2008) observaram também que a duração total do ciclo biológico de *D. gallinae* diminui à medida que a temperatura aumenta. A 15°C o ciclo fica completo ao fim de 690,75 horas (aproximadamente 29 dias) e a 30°C, ao fim de 140,69 horas (cerca de 6 dias). Os autores concluíram assim que a temperatura de 30°C é a mais favorável ao desenvolvimento do ácaro (Tucci *et al.*, 2008)

3.2. Morfologia

Morfologicamente, os adultos de *D. gallinae* são relativamente grandes, medindo entre 0,75 - 1mm de comprimento e possuem longas patas (Taylor *et al.*, 2007). A sua cor varia de cinzento a vermelho escuro ou preto, dependendo da fase do ciclo de vida em que se encontram e da altura em que se alimentaram (Kaufman, 1996; Taylor *et al.*, 2007; Wall & Shearer, 1997, 2001).

No geral, o corpo dos ácaros, incluindo os que pertencem à Subordem Mesostigmata, na qual se insere a espécie *D. gallinae*, divide-se em duas porções distintas: a anterior (gnatossoma ou capítulo) e a posterior (idiossoma), tal como se pode observar na figura 2 (Wall & Shearer, 2001). Por sua vez, o idiossoma pode ser dividido em podossoma (propodossoma e metapodossoma) e opistossoma. O podossoma engloba a região das patas e o opistossoma envolve a região localizada atrás das patas, ou seja, a zona mais distal do corpo do ácaro (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011; Wall & Shearer, 1997).

É importante salientar que adultos e ninfas possuem 4 pares de patas (dois pares fazem parte do propodossoma e outros dois do metapodossoma), enquanto as larvas possuem apenas 3 pares de patas (um par no propodossoma e dois pares no metapodossoma) (figura 3) (Wall & Shearer, 2001).

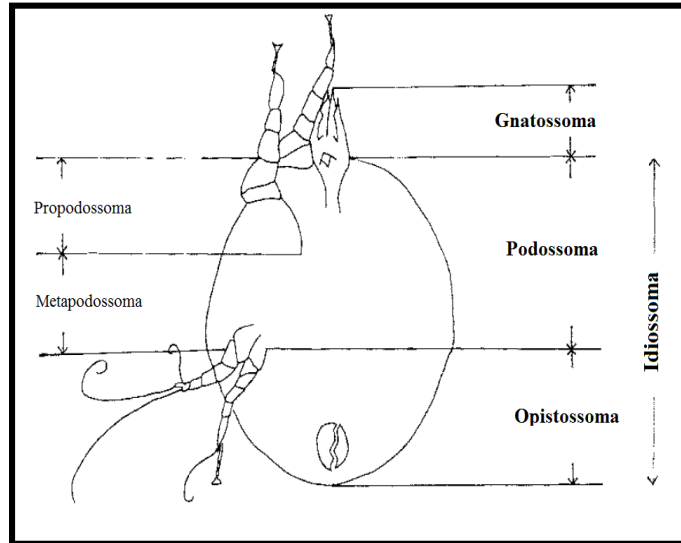


Figura 2- Divisão corporal de um ácaro (adaptado de Wall & Shearer, 2001).

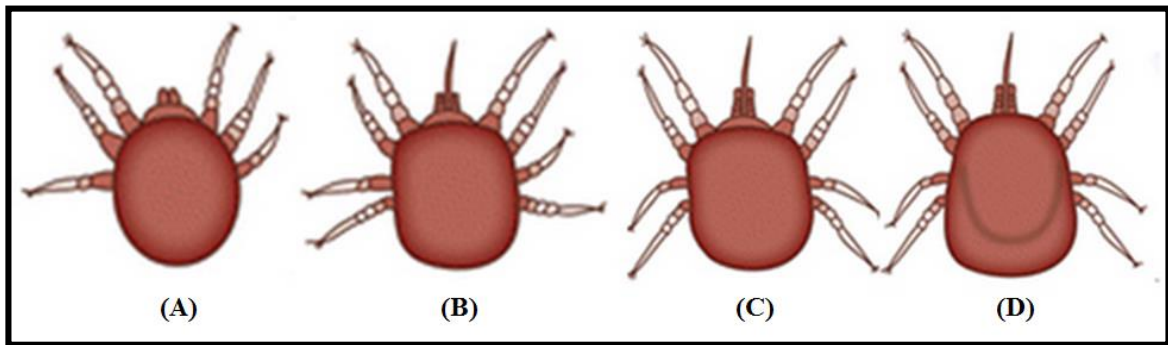


Figura 3- Representação esquemática dos diferentes estágios do ciclo biológico de *D. gallinae* - é de notar o número de patas por fase evolutiva: larva (A); protoninfa (B); deutoninfa (C); Adulto (D) (adaptado de Sparagano *et al.*, 2014).

3.2.1 Gnatossoma

O gnatossoma ou capítulo compreende o segmento anterior do corpo de *D. gallinae* (figura 4) (Pereira, 2011). Caracteriza-se por ser uma estrutura altamente especializada na prensão de alimentos, captura de presas e com funções sensitivas (Wall & Shearer, 2001).

Do gnatossoma fazem parte várias estruturas, entre elas os pedipalpos (figura 4 – [A]) (Pereira, 2011; Wall & Shearer, 2001). Estas estruturas funcionam como órgãos sensoriais, auxiliando o ácaro na localização de alimento (Wall & Shearer, 2001). Nos ácaros pertencentes à Subordem Mesostigmata, os pedipalpos são segmentados em cinco ou seis porções: o trocânter, o fêmur, a patela, a tíbia, o tarso e a extremidade mais distal, a apotele (Wall & Shearer, 1997; Pereira, 2011).



Figura 4- Gnathosoma de *D. gallinae*: pedipalpos (A) (adaptado de Bowman, 2009).

Entre os pedipalpos encontram-se um par de estruturas que também fazem parte do gnathosoma, as quelíceras (Wall & Shearer, 2001). As quelíceras são constituídas por três segmentos: um segmento proximal curto, um segundo segmento, que na sua parte distal forma o dedo fixo da quelícera e um terceiro segmento, que corresponde ao dedo móvel (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011; Wall & Shearer, 1997). O comprimento das quelíceras varia consoante a fase do ciclo de vida em que o ácaro se encontra. Na fase larvar a diferença entre o comprimento do primeiro e do segundo segmento da quelícera não é evidente (Pereira, 2011). Porém, nas fases seguintes, uma vez que já se realizam refeições sanguíneas, o segundo segmento apresenta um comprimento superior ao primeiro, fazendo com que a quelícera se assemelhe a um estilete no caso de protoninfas, deutoninfas e fêmeas adultas (figura 5 – [A]) (Pereira, 2011). No macho, o comprimento do segundo segmento é inferior ao dobro do comprimento do primeiro (figura 5 – [B]) (Pereira, 2011).

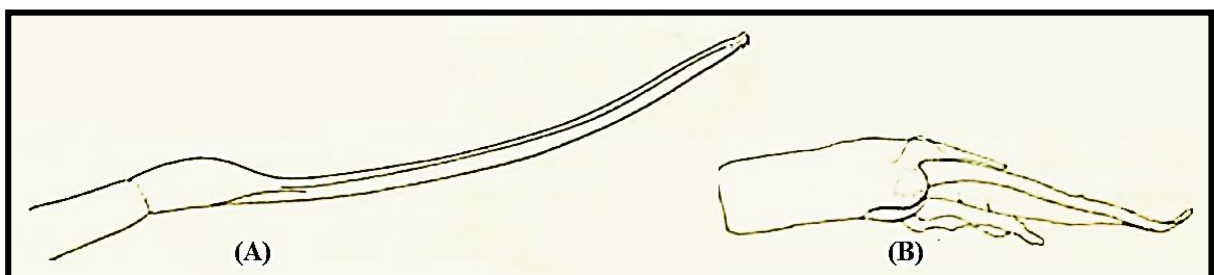


Figura 5- Quelícera de *D. gallinae*: protoninfa, deutoninfa e fêmea adulta (A); macho (B) (adaptado de Evans & Till, 1966).

Outra estrutura também presente no gnatossoma é o *tectum capituli* (Pereira, 2011). Esta estrutura forma o teto do gnatossoma e recobre as quelíceras (Pereira, 2011). No caso de *D. gallinae*, o *tectum capituli* possui uma forma triangular (Pereira, 2011).

Nos ácaros da Subordem Mesostigmata a fusão dos segmentos coxais dos pedipalpos na base do gnatossoma dá origem a uma estrutura denominada *basis capituli* (figura 6 – [A]) (Wall & Shearer, 1997).

Anteriormente à *basis capituli*, encontra-se outra estrutura, o hipostoma. Ao contrário das carraças, os ácaros Mesostigmata não possuem dentes que se projetam desta estrutura (figura 6 – [B]) (Wall & Shearer, 1997).

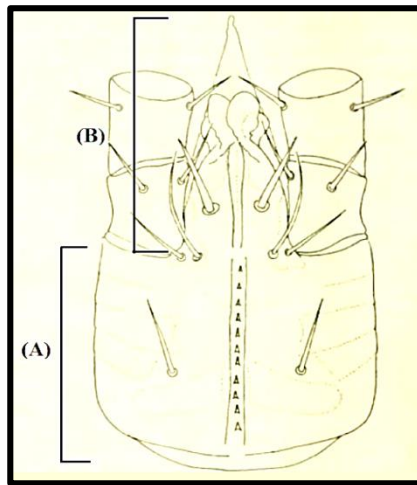


Figura 6- Representação esquemática do gnatossoma de *D. gallinae*. *Basis capituli* (A); hipostoma (B) (adaptado de Evans & Till, 1966).

3.2.2 Idiossoma

O idiossoma apresenta duas faces: a face dorsal e a face ventral (figura 7) (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011).

Na face dorsal, a maioria dos ácaros possui dois ou mais escudos dorsais esclerotizados (Wall & Shearer, 1997, 2001). Contudo, o escudo dorsal sofre alterações na sua esclerotização, consoante a fase do ciclo biológico em que se encontra o parasita (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011). Assim, na fase larvar, este escudo não se encontra esclerotizado. A esclerotização inicia-se apenas na fase evolutiva seguinte, de protoninfa (figura 8 – [A]) (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011). Nesta fase, observa-se a presença de um escudo podonotal (figura 8 – [A1]), que apresenta um prolongamento posterior entre diversos escudos mesonotonais de pequenas dimensões (figura 8 – [A2]) (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011).

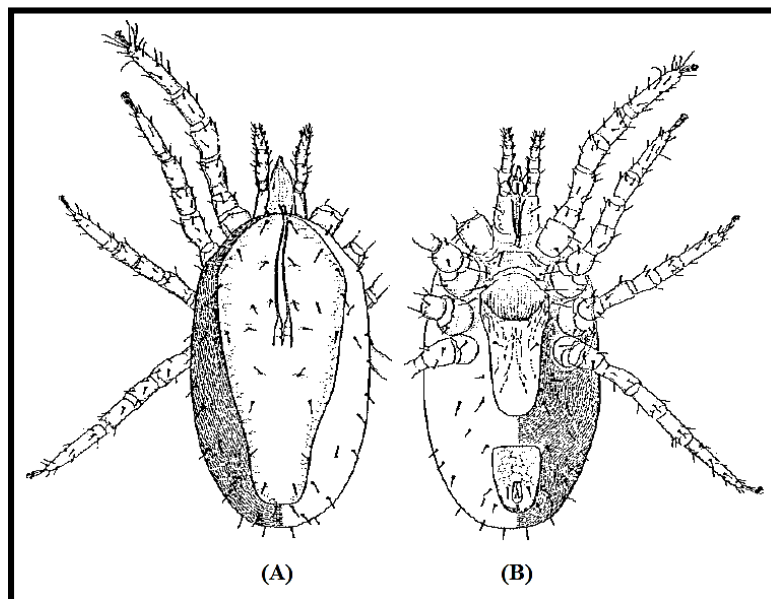


Figura 7- Fêmea adulta de *D. gallinae*: face dorsal (A); face ventral (B) (adaptado de Wall & Shearer, 2001).

Nas fases de deutoninfa (figura 8 – [B]) e adulto (figura 8 – [C]), ocorre a fusão de todas as estruturas esclerotizadas da fase evolutiva anterior, dando origem a um único escudo, o escudo dorsal (figura 8 – [B1 e C1]) (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011).

Na face ventral, observa-se a presença de dois ou três escudos ventrais, dependendo do sexo do parasita (Wall & Shearer, 1997, 2001). Estas estruturas são características importantes para a identificação dos ácaros (Wall & Shearer, 1997, 2001).

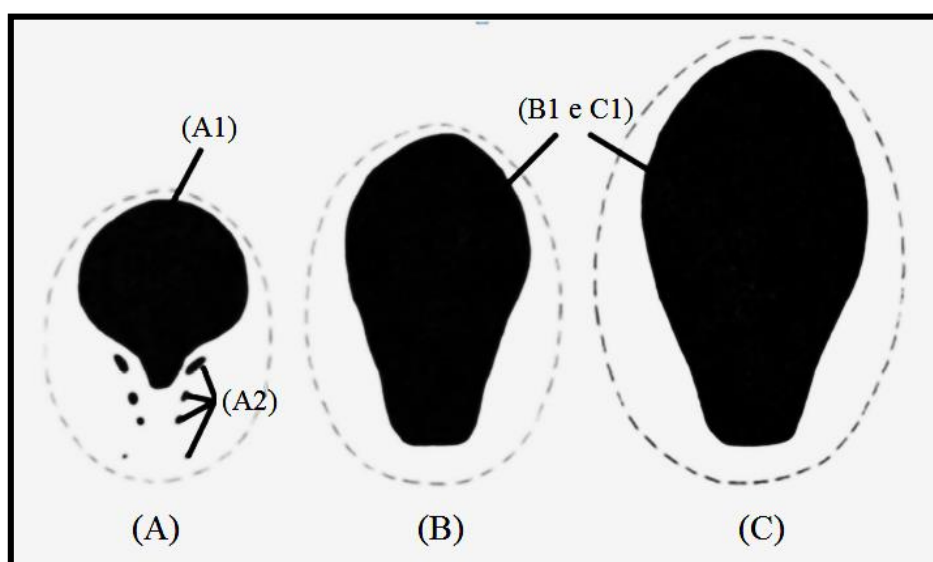


Figura 8- Representação esquemática da esclerotização do escudo dorsal das fases evolutivas de *D. gallinae*: protoninfa (A); deutoninfa (B); adulto (C); escudo podonotal (A1); escudos mesonotonais (A2); escudo dorsal (B1 e C1) (adaptado de Evans & Till, 1965 em Pereira, 2011).

A fêmea apresenta três escudos ventrais (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011). Numa posição anterior, localiza-se o escudo esternal com uma forma sub-retangular (figura 9 – [A1]) (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011). Este escudo possui dois pares de setas e dois pares de poros (figura 10 [B]) (Di Palma *et al.*, 2012). Numa posição mais central, encontra-se o escudo genitoventral (figura 9 – [A2]) (Wall & Shearer, 1997, 2001) com um par de setas e um par de poros (figura 10 [B]) (Di Palma *et al.*, 2012). Associada a este, encontra-se a fenda genital que se localiza ao nível da coxa da quarta pata do parasita (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011).

Por fim, o escudo anal, com forma triangular, situado no opistossoma (figura 9 – [A3]) (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011) apresenta três setas (figura 10 [B]) (Di Palma *et al.*, 2012). No caso dos machos, existem apenas dois escudos, o esterno-genital e o ventro-anal (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011). O escudo esterno-genital situa-se numa posição anterior (figura 9 – [B1]), ao nível do podossoma e contém o orifício genital masculino ladeado pelo primeiro par de setas esternais (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011).

O escudo ventro-anal encontra-se no opistossoma, numa posição posterior ao escudo esterno-genital (figura 9 –[B2]) (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011).

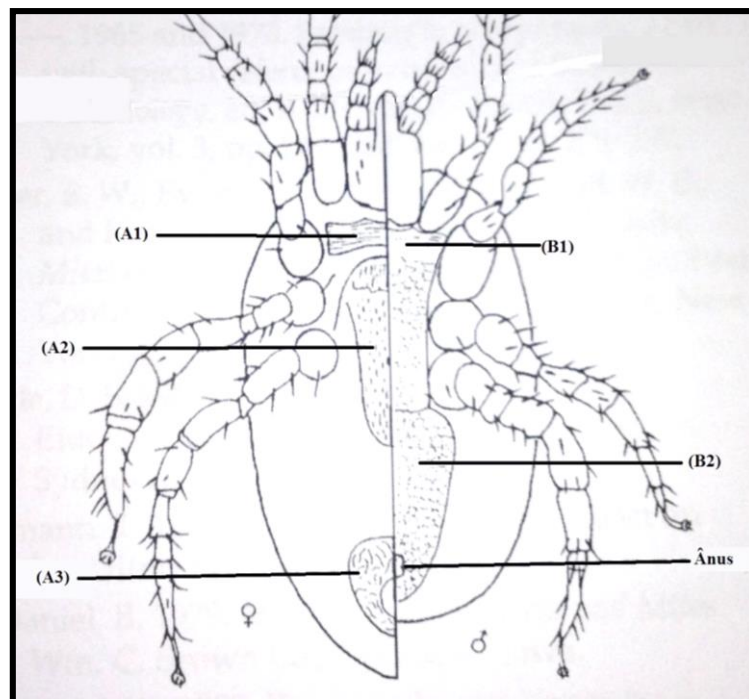


Figura 9- Representação esquemática dos escudos ventrais de *D. gallinae* adulto, fêmea e macho, respetivamente: escudo esternal (A1); escudo genitoventral (A2); escudo anal (A3); escudo esterno-genital (B1); escudo ventro-anal (B2) (fonte: <https://www.studyblue.com/notes/n/arthropoda-facts/deck/6648281>).

Ainda na face ventral, podemos encontrar um par de peritremas (figura 10 [B]) que são os órgãos associados à respiração deste parasita (Roy & Chauve, 2009). Os peritremas, localizados ao nível da terceira e quarta coxa, são estruturas tubulares que se estendem anteriormente através dos estigmas (figura 10 [B]) (Roy & Chauve, 2009).

Outro parâmetro importante na morfologia deste ácaro é a sua quetotaxia (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011), ou seja, a nomenclatura e distribuição das setas presentes no exosqueleto de um artrópode (Merriam-Webster [MW], 2015).

Estas setas encontram-se distribuídas em quatro séries longitudinais, ao longo do escudo dorsal (figura 10 [A]) (Pereira, 2011). Tal como se pode observar na figura 10 [A], do centro para a periferia do escudo observa-se uma série dorsal (j, J), uma série mediana (z, Z), uma série lateral (s, S) e uma série marginal (r, R) (Pereira, 2011). As letras minúsculas representam as setas da região podonotal, enquanto as maiúsculas representam as setas da região opistossomal (Pereira, 2011).

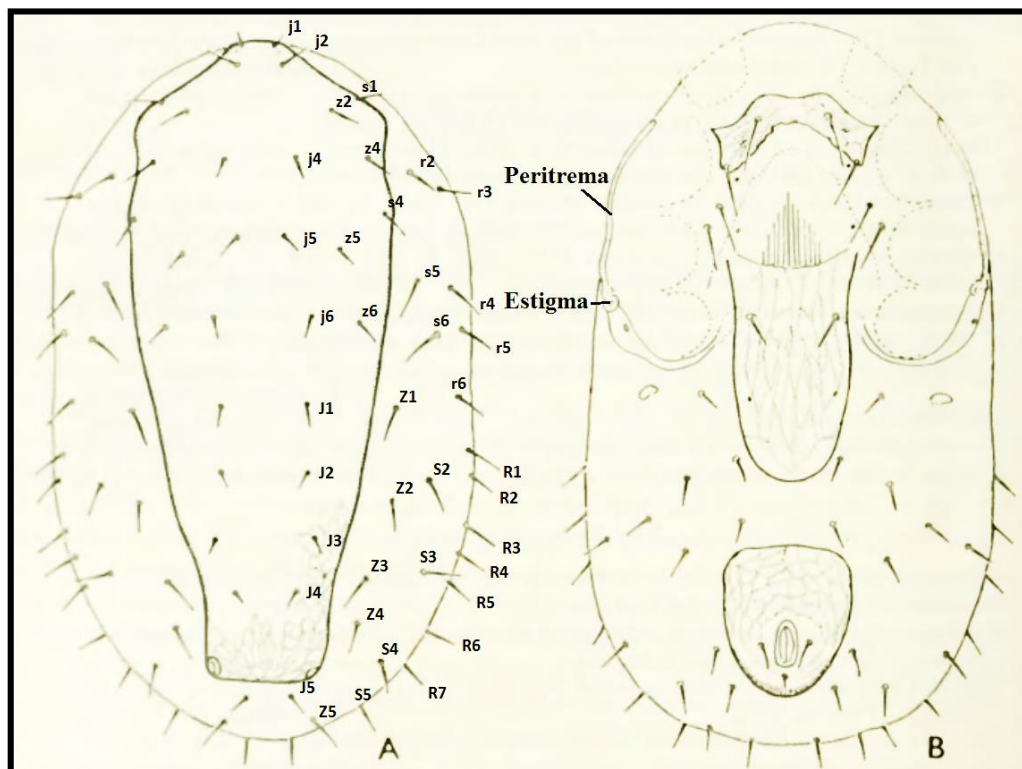


Figura 10- Quetotaxia de *D. gallinae*: vista dorsal (A); vista ventral (B) (adaptado de Evans & Till, 1966).

Estas setas permitem, com base na sua distribuição no escudo dorsal e patas, discriminar a maior parte das espécies de ácaros, contudo alguns autores advertem para a existência de uma grande variação intra-específica (Roy & Chauve, 2009).

Roy & Chauve (2009) demonstraram, a partir de uma única população de *D. gallinae*, a existência de uma grande variação na quetotaxia do escudo dorsal dos espécimes, principalmente ao nível da série dorsal j (figura 11). Na figura 11 são visíveis os diversos casos de assimetria bilateral (figura 11 [e] e [j]), não só na disposição das setas, como também no seu emparelhamento (figura 11 [d], setas J3 e J4 desemparelhadas, ausência destas setas no lado direito) (Roy & Chauve, 2009). Para além disso, os autores observaram também uma grande variabilidade na forma dos escudos dorsais (Roy & Chauve, 2009).

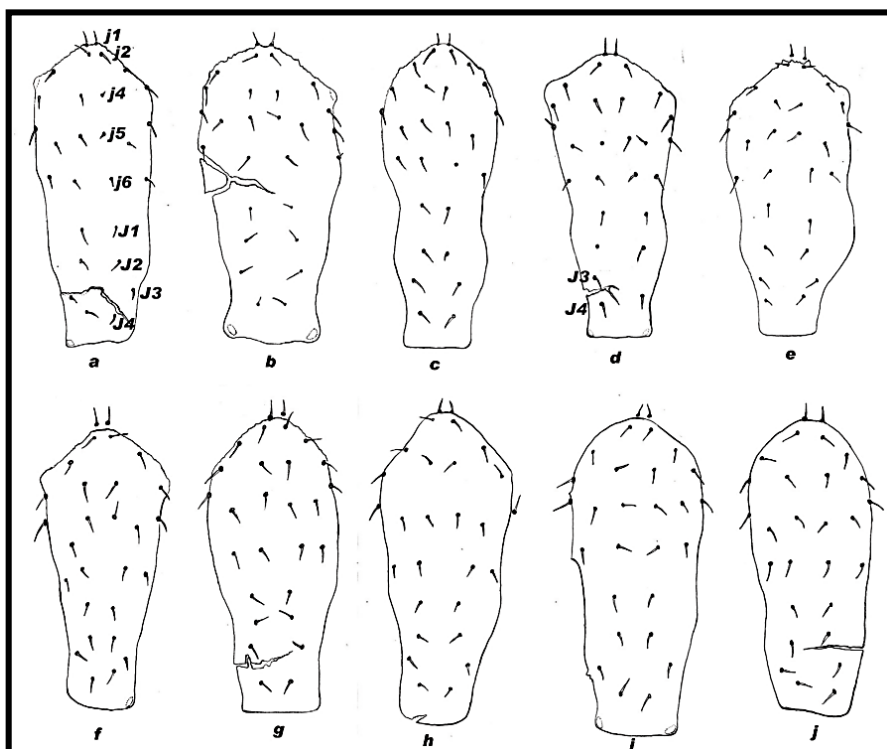


Figura 11- Escudo dorsal de 10 de 20 fêmeas adultas de *D. gallinae* aleatoriamente selecionadas (Adaptado de Roy & Chauve, 2009).

3.2.2.1 Podossoma

O podossoma faz parte do idiossoma e compreende a região das patas (Wall & Shearer, 1997, 2001). Como se pode observar na figura 3, à exceção das larvas, que possuem apenas 3 pares de patas, os adultos e ninfas apresentam 4 pares de patas (I a IV) (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011). As patas são constituídas por seis segmentos e estão ligados ao corpo do parasita através da coxa, seguindo-se o trocânter, o fémur, a patela, a tíbia e o tarso (figura 12) (Di Palma *et al.*, 2012; Wall & Shearer, 2001).

Na porção distal do tarso encontra-se uma estrutura, denominada ambulacro, composto por um conjunto de garras emparelhadas entre si (Wall & Shearer, 1997, 2001).

Embora a quetotaxia destes segmentos tenha sido estudada, dada a sua complexidade, não é considerada relevante para a diferenciação das espécies (Evans & Till, 1966 citado em Pereira, 2011).

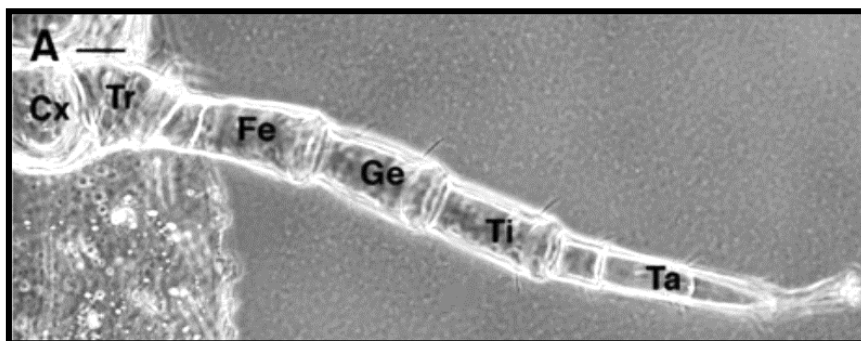


Figura 12- Segmentos das patas de *D. gallinae*: coxa (Cx); trocânter (Tr); fémur (Fe); patela (Ge); tíbia (Ti); tarso (Ta) (adaptado de Di Palma et al., 2012).

3.3. Epidemiologia

Dermanyssus gallinae é prevalente tanto em aves silvestres como domésticas (Di Palma *et al.*, 2012). Não sendo um parasita específico do hospedeiro, pode ser encontrado numa grande variedade de animais, incluindo mamíferos (Ritchie *et al.*, 1994). Trata-se de um ectoparasita zoonótico (Di Palma *et al.*, 2012), sendo atualmente um grave problema epidemiológico e económico a nível mundial para a indústria avícola (Sparagano *et al.*, 2009). No entanto, este parasita é bastante subestimado em aves exóticas de companhia (Boseret *et al.*, 2013).

De acordo com Sparagano *et al.*, (2009) a prevalência de *D. gallinae* em aves de produção (*Gallus gallus domesticus*) é bastante elevada, variando entre 80 e 90% no Reino Unido, Itália, Sérvia, Marrocos, Japão, Montenegro e Holanda. Contudo, infelizmente, não existem dados disponíveis relativamente à prevalência de *D. gallinae* em aves de companhia na Europa (Boseret *et al.*, 2013).

Recentemente, Kowal *et al.* (2014) estudaram a presença de ácaros hematófagos da Subordem Mesostigmata, em aves de companhia mantidas em lojas de animais na Cracóvia, Polónia. Neste estudo foi detetada a presença de *Dermanyssus gallinae* em *S. canaria*, caturras (*Nymphicus hollandicus*) e periquitos australianos (*Melopsittacus undulatus*), sendo

que o número de ácaros observados no ambiente era bastante elevado, variando entre 100 e >1000 indivíduos (Kowal *et al.*, 2014).

Noutro estudo realizado em Itália por Bernardi *et al.*, (2014), foi avaliada a prevalência de ectoparasitas e endoparasitas em psitacídeos mantidos em cativeiro. Este envolveu um total de 573 aves, sendo que 450 pertenciam a criadores e apenas 123 a particulares (Bernardi *et al.*, 2014). A prevalência de ectoparasitas (4,07%) neste trabalho foi inferior à de endoparasitas (9,25%), sendo maior nas aves pertencentes a particulares (16%) do que em animais de criador (2,55%) (Bernardi *et al.*, 2014). Dentro das espécies de ectoparasitas recolhidas, não foram identificados exemplares de *Dermanyssus gallinae* (Bernardi *et al.*, 2014).

Segundo Taylor *et al.*, (2007), os parâmetros como a temperatura, estação do ano e a presença de crias, são fatores importantes, com um impacto positivo ou negativo nas populações de *D. gallinae*. Assim, de acordo com estes autores, as populações de *D. gallinae* aumentam durante os meses mais frios (inverno) e diminuem durante os meses mais quentes (verão) (Taylor *et al.*, 2007). Esta observação é contrariado por Othman *et al.*, (2012) que verificou que a prevalência de *D.gallinae* é superior no verão (cerca de 43,8%), diminuindo ao longo da primavera (35,8%), outuno (27,6%) e inverno (12%). À semelhança de Othman *et al.*, (2012), Yakhchali *et al.*, (2013) verificaram que a prevalência de *D. gallinae* era maior nos meses de primavera/verão (41,8%) e menor nos meses de outuno/inverno (36,4%). De fato, Tucci *et al.*, (2008) demonstraram que a temperatura ótima para o desenvolvimento de *D. gallinae* se situava nos 30°C.

Outra das causas apontadas para o aparecimento de *D. gallinae*, é a introdução deste ácaro nos criadouros ou centros de criação, através da entrada de novas aves ou de outros animais (Pereira, 2011). O fato de este ácaro poder parasitar uma grande variedade de espécies de aves e mamíferos, incluindo o Homem e roedores, pode contribuir para o aumento da prevalência desta parasitose, através do transporte das aves para outros centros de criação (Pereira, 2011; Tucci *et al.*, 1998).

A transmissão de agentes patogénicos, incluindo parasitas, como *D. gallinae*, é frequentemente facilitada nas aves domésticas que compartilham o mesmo espaço com aves de produção e/ou silvestres, sendo as lojas de venda de animais, centros de criação/criadouros, feiras e outros eventos (por exemplo concursos e exposições) exemplos de possíveis fontes de contaminação (Boseret *et al.*, 2013).

3.4. Patogenia, Sinais Clínicos e Capacidade Vectorial

Dermanyssus gallinae pode causar graves danos, tanto na saúde, como no bem-estar dos seus hospedeiros (Mul *et al.*, 2009).

Nas aves, este parasita hematófago obrigatório é responsável não só por lesões cutâneas resultantes da sua mordedura, como também por alterações comportamentais (exacerbação do comportamento de “grooming”, coçar a cabeça e picacismo) (Mul *et al.*, 2009). Isto deve-se à sua natureza notívaga e a todo o processo irritativo associado, que causa maior agitação nas horas que estariam destinadas ao descanso das aves, tornando-as ativas no período da noite (Hamidi *et al.*, 2011; Pereira, 2011).

Para além das alterações comportamentais, estão descritos outros sinais clínicos que podem ser indicativos de infeção por *D. gallinae* (Pereira, 2011), principalmente lesões cutâneas, diminuição da produção de ovos, perda de peso ou alterações dos parâmetros do hemograma (Pereira, 2011). A plumagem das aves encontra-se bastante danificada, devido ao picacismo constante, provavelmente resultante do prurido e eritema causados pelos ácaros (Pereira, 2011).

Ainda, dependendo da carga parasitária, *D. gallinae* pode causar anemia e morte de fêmeas reprodutoras e crias (Boseret *et al.*, 2013; Mul *et al.*, 2009). Nas aves infetadas por este parasita, o hemograma apresenta uma diminuição do hematócrito (Kirkwood, 1967 citado por Pereira, 2011), verificando-se um aumento da produção de células sanguíneas. Nos períodos favoráveis ao desenvolvimento e multiplicação do ácaro, a perda de sangue é superior à capacidade de reposição decorrente da hematopoiese, resultando em anemia severa (anemia regenerativa) e levando por vezes à morte do animal (Mul *et al.*, 2009; Pereira, 2011).

Outros efeitos negativos da infeção por *D. gallinae* incluem perda de peso/condição corporal baixa (Di Palma *et al.*, 2012; Mul *et al.*, 2009), depressão e dificuldade respiratória (Ritchie *et al.*, 1994; Sandmeier & Coutteel, 2006).

Para além disso, em caso de indisponibilidade do hospedeiro natural, este parasita pode ocasionalmente afetar outras aves e mamíferos, incluindo o Homem (Wall & Shearer, 2001).

Auger *et al.* (1979), Akdemir *et al.* (2009) e Collgros *et al.* (2013), descreveram casos humanos de lesões dermatológicas causadas por este parasita. A tabela 1 enuncia os casos de transmissão de *D. gallinae* ao ser humano documentados na literatura científica no período entre 1936 a 2013 (George *et al.*, 2015).

Tabela 1- Casos documentados na literatura científica sobre a transmissão de *D. gallinae* ao Homem no período de 1936 a 2013 (adaptado de George *et al.*, 2015).

Espécie de ácaro	Local de infecção	1936-1961	1962-1987	1988-2013
<i>Dermanyssus gallinae</i>	Residência	6	1	18
	Hospitais	---	6	1
	Emprego	---	2	2
	Ocupacional*	---	---	4

Ocupacional * Implica o desempenho de atividade/ocupação relacionada com aves.

Tal como outros elementos da família Dermanyssidae, *D. gallinae* tem sido associado à transmissão de diversas doenças (Desloire *et al.*, 2006).

Marangi *et al.*, (2012) consideram *D. gallinae* uma espécie de ácaro particularmente preocupante, não só pelos efeitos patogénicos diretos, uma vez que se trata de um parasita hematófago obrigatório, como também pelo seu papel como vetor de agentes patogénicos. Este ácaro é especialmente importante em medicina humana pelo fato de ser portador e transmissor de doenças zoonóticas, tanto virais, como bacterianas (tabela 2) (George *et al.*, 2015). Contudo, a capacidade vetorial de *D. gallinae* ainda se encontra pouco estudada para a maioria dos agentes patogénicos, tratando-se de uma área de estudo em crescimento (George *et al.*, 2015).

Existem vários agentes patogénicos cuja presença em *D. gallinae* já foi comprovada mas ainda nada se sabe acerca do potencial vetorial deste parasita (Pereira, 2011).

Embora existam poucos exemplos de doenças transmitidas ao Homem através de ácaros de aves (vetores) na literatura, pensa-se que a transmissão de espiroquetas (*Spirochaeta gallinarum* e *Borrelia anserina*), *Rickettsia* spp., *Salmonella gallinarum*, *Bartonella* spp., *Pasteurella multocida*, hemogregarinas, esporozoários, filarias e outros flagelados seja possível através destes parasitas (Roy & Chauve, 2009; George *et al.*, 2015).

Adicionalmente, foi demonstrada a transmissão de outras bactérias e vírus em condições laboratoriais, tais como *Chlamydophila psittaci* (Circella *et al.*, 2011) *Coxiella burnetii*, *Listeria monocytogenes* (Moro *et al.*, 2009) *Erysipelothrix rhusiopathiae* (Chirico *et al.*, 2003), *Salmonella enteritidis* (Moro *et al.*, 2007) *Shigella* spp., *Escherichia coli*, *Staphylococcus* spp. (Moro *et al.*, 2009), Poxvírus (vírus da varíola aviária) (Desloire *et al.*, [2006]), Paramyxovirus (vírus da doença de Newcastle) (Arzey, [1990] citado em Desloire *et*

al., [2006]), Togavírus (vírus da encefalite equina) (Chamberlain & Sikes, [1955]; Durden, Linthicum, & Monath, [1993]).

Por fim, foi também reportada a presença do vírus Saint Louis (SLV), responsável pela doença infecciosa Encefalite Viral de Saint Louis (SLEV) no Homem, em *D. gallinae* (Smith *et al.* 1947).

Tabela 2- Agentes bacterianos e virais associados a *D. gallinae* (adaptado de George *et al.*, 2015).

Tipo de agente patogénico	Agente Patogénico	Associação
Bactéria	<i>Salmonella gallinarum</i>	Isolada dos ácaros
	<i>Pasteurella multocida</i>	Transmissão comprovada
	<i>Erysipelothrix rhusiopathiae</i>	Isolado dos ácaros
	<i>Listeria monocytogenes</i>	Isolada dos ácaros
	<i>Coxiella burnetii</i>	Transmissão comprovada
	<i>Nocardia brasiliensis</i>	Isolada dos ácaros
	<i>Mycoplasma synoviae</i>	Isolada dos ácaros
Vírus	Doença de Newcastle	Isolado dos ácaros
	Varíola aviária	Transmissão comprovada
	SLEV	Isolado dos ácaros
	Vírus TBE	Isolado dos ácaros
	Encefalite equina do Oeste	Transmissão comprovada
	Encefalite equina do Leste	Transmissão comprovada
	Encefalite equina Venezuelana	Transmissão comprovada

3.5. Diagnóstico

O diagnóstico deste parasita em aves baseia-se na identificação por observação direta ou microscópica do ácaro na pele, penas do animal, ninhos, poleiros, e instalações (Kaufman, 1996; Foreyt, 2001; Sandmeier & Coutteel, 2006).

Uma vez que se trata de um ácaro notívago, o exame das aves deverá de ser feito durante a noite, quando o parasita se alimenta (Wall & Shearer, 2001). Durante o dia, *D. gallinae* pode ser encontrado no meio ambiente, em fendas, rachas ou zonas mais isoladas nas instalações das aves ou paredes próximas destas, que são os locais onde o parasita adulto se aloja e reproduz (Kaufman, 1996; Wall & Shearer, 2001).

O parasita pode ser detetado à vista desarmada, especialmente após a refeição sanguínea, quando se encontra ingurgitado, apresentando uma cor avermelhada ou negra (Kaufman, 1996).

Em cadáveres, estes ácaros são frequentemente encontrados na cavidade nasofaríngea das aves (Kaufman, 1996).

O diagnóstico ou monitorização de *D. gallinae* também pode ser feito com recurso a armadilhas, concebidas para simular refúgios para os ácaros (Nordenfors & Chirico, 2001). Nordenfors & Chirico (2001), num estudo para monitorizar as populações de ácaros em aves de capoeira, avaliaram o desempenho e a capacidade de armadilhas de cartão canelado, de diferentes tamanhos e formas, na captura de *D. gallinae*. Estes autores definiram quatro tamanhos de armadilhas de forma retangular, todas elas com 3mm de espessura, variando no comprimento e na largura (Nordenfors & Chirico, 2001). As armadilhas utilizadas mediam 200 por 140mm (A); 140 por 100mm (B); 100 por 70mm (C) e 200 por 40 mm (D) (Nordenfors & Chirico, 2001). As armadilhas correspondentes a cada um dos tamanhos foram colocadas em seis posições pré-definidas e idênticas entre si, durante 2, 4, 6, 8 e 10 dias respetivamente (Nordenfors & Chirico, 2001). Após recolha das armadilhas, os ácaros foram inativados a -20°C e contados (Nordenfors & Chirico, 2001). Relativamente ao tamanho das armadilhas, observaram-se, no geral, diferenças significativas entre o número de ácaros capturados por dia e a localização das mesmas. Assim, as armadilhas de dimensões (B) e (C) capturaram mais ácaros por dia e área (com uma média de 46 e 51 ácaros por dia e cm², respetivamente) do que as armadilhas de dimensões (A) e (D) (média de 18 e 15 ácaros por dia e cm², respetivamente) (Nordenfors & Chirico, 2001). Quanto ao tempo de permanência das armadilhas nos locais definidos pelos autores, verificou-se que, independentemente do tamanho, as armadilhas retiradas ao fim de 2 dias continham um número significativamente maior de ácaros do que as armadilhas deixadas durante 4, 6, 8 e 10 dias (Nordenfors & Chirico, 2001).

Com base nestes resultados, os autores concluíram que, todas as armadilhas, independentemente do tamanho, forma e período de amostragem, capturavam ácaros (Nordenfors & Chirico, 2001). Para além da eficácia na captura dos ácaros, as armadilhas mostraram-se bastante convenientes para aplicar e manobrar, tanto em condições de campo como laboratoriais (Nordenfors & Chirico, 2001). Uma vez que *D. gallinae* se refugia em locais escuros e estreitos, o dispositivo utilizado proporcionou aos ácaros um local favorável

e protegido para se esconderem, reproduzirem e colocarem os seus ovos (Nordenfors & Chirico, 2001).

3.6. Métodos de Controlo

O controlo de *D. gallinae* é, desde há muito tempo, um desafio tanto para criadores de aves de produção como para criadores de aves domésticas (Maurer & Perler, 2006).

Existem vários métodos de controlo de *D. gallinae*. Estes podem ser divididos em métodos convencionais e métodos alternativos (Mul *et al.*, 2009). De um modo geral, os métodos convencionais envolvem todas as técnicas que resultem na morte ou prevenção de infestações por *D. gallinae* (Mul *et al.*, 2009). Os métodos alternativos incluem o uso de luz, vacinas e controlo biológico com recurso a ácaros ou fungos (Mul *et al.*, 2009).

3.6.1 Métodos Convencionais

3.6.1.1 Acaricidas Sintéticos

Os acaricidas sintéticos são tradicionalmente considerados o método de eleição para a eliminação de *D. gallinae* (Mul *et al.*, 2009). Exemplos destes compostos incluem: as piretrinas (permetrina), os piretróides sintéticos, os organofosfatos (malatião, diclorvos, diazinião) e os carbamatos (carbaril) (Mccrea *et al.*, 2005).

As piretrinas e piretróides sintéticos são geralmente eficazes na eliminação deste parasita, apresentando ainda, ao contrário dos organofosfatos, baixa toxicidade para os mamíferos (Mccrea *et al.*, 2005). Estes compostos são ainda uma boa opção para aplicação em programas de rotação, uma vez que quimicamente não estão relacionados com os organofosfatos e carbamatos, sendo estes últimos tradicionalmente usados para o controlo de ácaros e piolhos (Mccrea *et al.*, 2005). Por outro lado, a aplicação de programas de rotação de pesticidas tem a vantagem de retardar o desenvolvimento de pragas e diminuir a resistência aos pesticidas (Mccrea *et al.*, 2005).

Uma problemática do uso de acaricidas sintéticos reside no fato destes compostos acarretarem riscos, como a exposição de pessoas e animais aos seus resíduos (Hamscher *et al.*, 2003 citado em Mul *et al.*, 2009).

Por outro lado, diversos estudos indicam o desenvolvimento de resistências de *D. gallinae* a acaricidas, como os piretroides, tornando-os ineficazes. Este fato foi demonstrado em Itália, Reino Unido, França e Suécia (Mul *et al.*, 2009).

Outra causa da ineficácia dos acaricidas é a necessidade de estes compostos terem que contactar diretamente com os ácaros, o que se torna bastante complicado, visto que *D. gallinae* se aloja frequentemente em locais praticamente impossíveis de alcançar (Pereira, 2011). Este fato é uma das principais causas de resistências descritas anteriormente (Pereira, 2011). Para além disso, o uso destes produtos químicos tem vindo a ser proibido em vários países (Pereira, 2011), fazendo com a sua utilização no combate a *D. gallinae* seja considerada uma solução insustentável (Mul et al., 2009 citado em Pereira, 2011).

3.6.1.2 Sílica

A utilização de vários tipos de pós inertes, tais como a sílica, mostraram ser uma alternativa atrativa no controlo de *D. gallinae*, uma vez que não se conhecem efeitos tóxicos associados a este tipo de substâncias, tanto nos animais como no ser humano. A ocorrência de resistências é pouco provável (Mul et al., 2009).

A grande vantagem da sílica prende-se com a sua capacidade de imobilizar o ácaro, aderindo ao seu corpo, especialmente às patas (tarsos), o que impede a sua locomoção (Mul et al., 2009). A sílica, ao atuar por absorção da humidade, provoca danos na cutícula protetora do exosqueleto, levando à desidratação e morte do ácaro (Mul et al., 2009). A eficácia destas substâncias depende da qualidade do produto e de fatores ambientais (HR) (Mul et al., 2009).

Contudo, no ser humano existe um risco associado, embora baixo, de silicose, especialmente durante as aplicações, devido à inalação desta substância (Mul et al., 2009). Por esta razão, é importante ter em conta a formulação do produto (pó, gel ou líquido) (Mul et al., 2009).

3.6.2 Métodos Alternativos

3.6.2.1 Luz

Um dos métodos alternativos para o controlo das infestações por *D. gallinae* consiste na utilização de um programa de iluminação específico (Mul et al., 2009). Um estudo realizado na Bélgica demonstrou que um plano horário de 15 minutos de luz, seguido de 45 minutos de escuridão, pode reduzir as infestações por *D. gallinae* (Mul et al., 2009). Apesar de este efeito ter sido observado em mais estudos noutros países, alguns criadores afirmam que o efeito do programa desaparece ao fim de algum tempo (Mul et al., 2009). Embora ainda não se saiba ao certo o mecanismo de ação do programa de luz sobre *D. gallinae*, acredita-se

que a atividade do ácaro seja inibida pela luz. Assim, os curtos períodos de escuridão impedem que os parasitas sejam capazes de alcançar as aves ou os seus refúgios, possibilitando a sua captura pelas aves (Mul et al., 2009).

3.6.2.2 Acaricidas Naturais

Os acaricidas naturais incluem óleos, ervas ou extratos de plantas, cuja composição contém uma ou mais substâncias ativas contra *D. gallinae* (Mul et al., 2009). Estes produtos têm demonstrado resultados bastante promissores no combate a *D. gallinae*, sendo uma alternativa atrativa aos acaricidas sintéticos, tradicionalmente usados (Pereira, 2011).

Um exemplo destas substâncias é o extrato de alho (*Allium sativum*) que demonstrou ter um sucesso de 96% no controlo de *D. gallinae* (Faghihzadeh Gorji, & Rajabloo, 2014).

3.6.2.3 Controlo Biológico

3.6.2.3.1 “Inimigos Naturais” - Ácaros Predadores

Os “inimigos naturais”, nos quais se incluem os ácaros predadores, têm sido bastante utilizados no controlo de várias parasitoses em culturas agrícolas (Pereira, 2011).

Estes ácaros apresentam-se como uma alternativa promissora no controlo de *D. gallinae*, especialmente se abrangerem todas as etapas do seu ciclo biológico (Mul et al., 2009).

Para que os ácaros predadores possam interromper o ciclo de vida de *D. gallinae*, é necessário que se refugiem, durante o dia, nos mesmos locais (Mul et al., 2009). No entanto, poucos trabalhos têm sido desenvolvidos no sentido de pesquisar potenciais predadores de *D. gallinae* (Pereira, 2011).

Um trabalho desenvolvido por Lesna et al. (2012) no âmbito desta temática, avaliou o potencial de duas espécies de ácaros (*Androlaelaps casalis* e *Stratiolaelaps scimitus*). Lesna et al. (2012) concluíram que, tanto *A. casalis* como *S. scimitus*, são capazes de se alimentar e reproduzir com uma alimentação baseada em *D. gallinae*. Contudo, uma vez que este estudo foi realizado em condições laboratoriais, os autores salientaram a importância de testar a eficácia do controlo biológico em situações reais (Lesna et al., 2012).

3.6.2.3.2 Fungos entomopatogénicos

Os fungos entomopatogénicos são atualmente muito usados no controlo de parasitoses por artrópodes, particularmente no que se refere a culturas agrícolas (Pereira, 2011).

Estes fungos têm a capacidade de infetar e matar ácaros ou insetos (Mul et al., 2009), contudo, normalmente levam vários dias a eliminá-los (Steenberg & Kilpinen, 2014). A capacidade de eliminar os ácaros deve-se à germinação dos esporos do fungo na cutícula do corpo do parasita, onde penetram e se espalham, causando a sua morte (Mul et al., 2009). Por sua vez, o cadáver do ácaro serve de fonte de infeção para outros *D. gallinae*, uma vez que do seu corpo germinam mais fungos, com a produção de mais esporos (Mul et al., 2009).

Tavassoli et al. (2011) avaliaram a eficácia de três estirpes (V245, 3247 e 715C) do fungo entomopatogénico *Metarhizium anisopliae*, com potencial acaricida contra *D. gallinae*. Os resultados revelaram que, sob condições de campo, as concentrações mais elevadas de *M. anisopliae* eram capazes de controlar *D. gallinae* (Tavassoli et al., 2011).

3.6.2.4 Vacinas

As vacinas são uma alternativa bastante atrativa ao uso de inseticidas no combate a estes ácaros (Pereira, 2011). No Reino Unido têm sido conduzidos diversos estudos para desenvolver uma vacina contra *D. gallinae* (Mul et al., 2009). Com estas vacinas pretende-se desenvolver uma reação natural das aves à picada do ácaro (Mul et al., 2009). Esta reação pode ter diferentes expressões (Mul et al., 2009), como por exemplo tornar a pele da ave mais espessa e portanto mais difícil de penetrar (Mul et al., 2009).

PARTE III – *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) EM AVES EXÓTICAS DE COMPANHIA NO DISTRITO DE SETÚBAL, PORTUGAL

1. Objetivos do Estudo

Este trabalho teve como objetivo geral determinar a prevalência de *D. gallinae*, tendo por base uma amostra de aves exóticas residentes no Distrito de Setúbal, de modo a avaliar o seu impacto na saúde destes animais e em saúde pública.

No âmbito deste trabalho, pretende-se ainda, como objetivos específicos:

1. Relacionar diversas características intrínsecas e extrínsecas dos animais da amostra - espécie, género, idade/faixa etária, condição corporal (CC), proveniência da ave (criador/particular), localização da instalação da ave (interior/exterior), desparasitação da ave e desinfeção do meio – com a presença dos parasitas identificados.

2. Avaliar o impacto da infeção por ectoparasitas, em particular o ácaro zoonótico *D. gallinae*, na saúde destes animais e em saúde pública.

2. Material e Métodos

O presente estudo foi aprovado pela Comissão de Ética e Bem-Estar Animal da Faculdade de Medicina Veterinária de Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias (CEBEA-FMV-ULHT).

Os tutores das aves foram devidamente informados no que consistia o estudo, tendo sido a recolha de penas e a utilização dos dados autorizada pelos mesmos.

2.1 Área Geográfica do Estudo

O Distrito de Setúbal localiza-se a cerca de 40 Km de Lisboa, integrando a respetiva Área Metropolitana, faz fronteira com o Alentejo e estabelece ainda uma importante ponte de ligação com o Sul de Portugal (Câmara Municipal de Setúbal [CMS], 2015) (figura 16). É o 8º maior distrito português, com uma população residente de 851,232 das quais 779,373 na Península de Setúbal, região integrada na Grande Área Metropolitana de Lisboa (dados de acordo com o Censos 2011) (CMS, 2015). Toda a região de Setúbal apresenta um clima misto, subtropical e mediterrânico, com fracas amplitudes térmicas, devido à sua proximidade com o mar e à presença dos rios Tejo e Sado (Bastos, 2013).

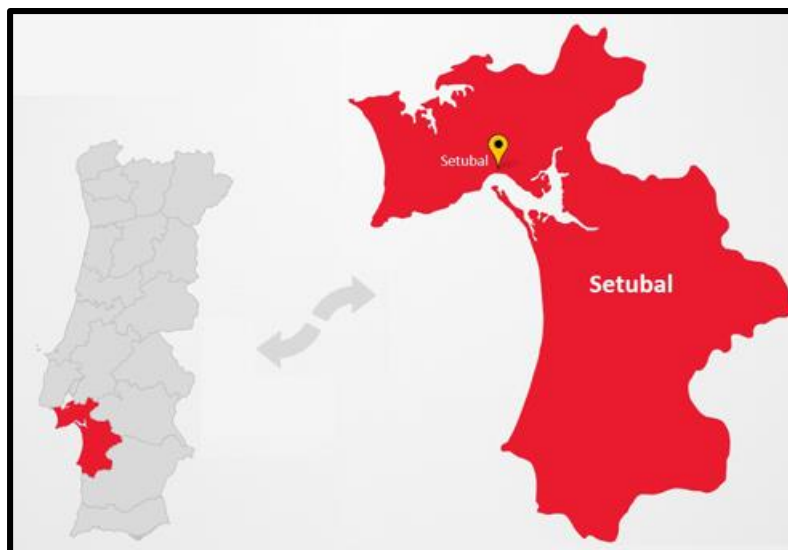


Figura 13- Mapa de Portugal Continental com o Distrito de Setúbal em evidência (fonte: <http://www.digitalofficepro.com/ppt/setubal-portugal-powerpoint-map-slides-028M05.html>).

A recolha de amostras foi realizada na residência dos tutores das aves, localizando-se estas em diferentes concelhos (Municípios de Almada, Seixal, Sesimbra, Setúbal, Barreiro, Moita, Palmela, Montijo, Alcochete) no Distrito de Setúbal (figura 14).

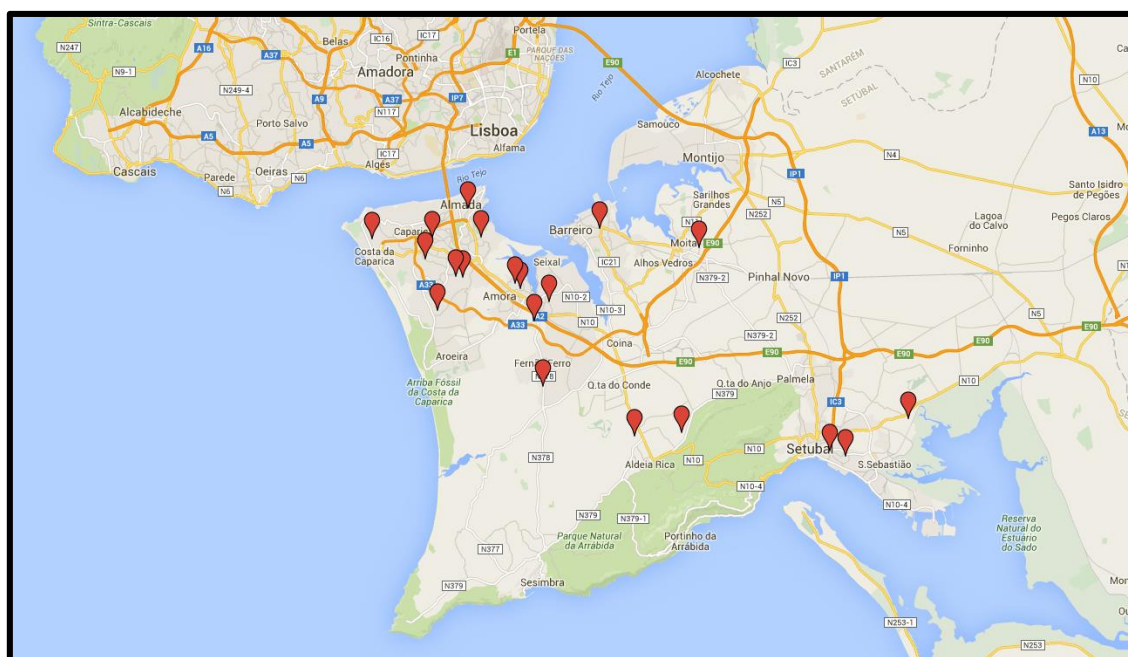


Figura 14- Mapa do Distrito de Setúbal assinalando, a vermelho, os locais onde foram realizadas as recolhas das amostras (original).

2.2 Caracterização da Amostra

A população em estudo é constituída por 12 espécies de aves exóticas (*Serinus canaria*, *Taeniopygia guttata*, *Poephila acuticauda*, *Neochmia ruficauda*, *Lonchura striata domestica*, *Chloebia gouldiae*, *Melopsittacus undulatus*, *Nymphicus hollandicus*, *Agapornis* spp., *Neophema bourkii*, *Psittacula krameri*, *Psittacus erithacus*) (Tabela 3). A recolha de amostras decorreu no período diurno entre o início do mês de fevereiro e o final do mês de abril de 2015. No total foram recolhidas 772 amostras (divididas em diferentes categorias) de 217 aves.

Tabela 3- Nome comum, espécie e respetivo número de aves envolvidas no estudo.

Nome Comum	Espécie	Nº de aves
Canário	<i>Serinus canaria</i>	147
Diamante-mandarim	<i>Taeniopygia guttata</i>	6
Diamante-bavette	<i>Poephila acuticauda</i>	2
Diamante-estrela	<i>Neochmia ruficauda</i>	2
Bengalim-do-japão	<i>Lonchura striata domestica</i>	5
Diamante-de-gould	<i>Chloebia gouldiae</i>	6
Periquito australiano	<i>Melopsittacus undulatus</i>	24
Caturra	<i>Nymphicus hollandicus</i>	6
Agapornis	<i>Agapornis</i> spp.	15
Periquito de bouke	<i>Neophema bourkii</i>	1
Periquito de colar	<i>Psittacula krameri</i>	1
Papagaio cinzento	<i>Psittacus erithacus</i>	2

Previamente à recolha de amostras foi implementado um questionário aos tutores, contemplando a desparasitação do animal, a desinfeção do meio ambiente, e os inseticidas utilizados (Apêndice I). Este questionário foi também preenchido pelo autor, de forma a obter informações relativas à espécie, sexo, idade e condição corporal (score 0-5 de acordo com a escala estabelecida pela *Pet Food Manufacturers Association* [PFMA]), bem como à proveniência e localização do alojamento das aves (Apêndice I).

2.2.1 Critérios de Inclusão

Para efeitos do estudo, considerando os objetivos e por motivos de bem-estar animal, definiram-se como critérios de inclusão as aves de companhia de espécies exóticas com idade igual ou superior a 2 meses provenientes do Distrito de Setúbal.

2.3 Técnicas de amostragem, colheita e processamento das amostras

As amostras foram obtidas com recurso a zaragatoas cutâneas, colheita de penas, raspagens cutâneas e instalação de armadilhas para captura de artrópodes. Foram colhidas durante o dia, no período entre 23 de fevereiro a 18 de abril de 2015 na região do Distrito de Setúbal. O número de amostras por criador/tutor foi aleatório.

2.3.1 Zaragatoas Cutâneas

As zaragatoas cutâneas, destinadas à colheita de possíveis ectoparasitas, foram efetuadas nas asas, regiões sub-axilar, inguinal e peri-cloacal, por serem zonas desprovidas de penas, sendo maior a probabilidade de ocorrência de ectoparasitas. Anteriormente à aplicação das zaragatoas, procedeu-se à inspeção visual da ave, para deteção direta dos ectoparasitas. As zaragatoas foram colocadas num tubo falcon de 50 ml, devidamente identificado, contendo cerca de 10ml de álcool etílico a 70%, de modo a conservar os espécimes de artrópodes capturados.

No laboratório, o conteúdo dos tubos falcon foi vertido numa placa de Petri e observado ao estereomicroscópico binocular (Leica WILD M8). Os espécimes de ectoparasitas detetados por microscopia foram recolhidos, com auxílio de uma pipeta de pasteur, e colocados num *ependorf* em 0,5ml de álcool etílico a 70%. Este procedimento foi efetuado para todos os tubos falcon, de forma a separar as amostras positivas das negativas. Mais tarde, os ectoparasitas contidos nos *ependorf* foram recolhidos, esclarecidos com hidróxido de potássio a 10%, montados entre lâmina e lamela e observados ao microscópio ótico (Olympus BX51).

A identificação das espécies e géneros dos ácaros e piolhos capturados foi feita com base nas características morfológicas, de acordo com as descrições de Pratt & Stojanovich, (1966), Moss, (1968), Price (1977), Schmäscke, Schöne, & Eulenberger (2001), Mateo, (2002), Schmöscke *et al.* (2002), Schmidt *et al.*, (2009), Di Palma *et al.* (2012), Scott & Stojanovich (n.d.).

2.3.2 Penas

As penas (rémiges primárias e retrizes) destinaram-se à deteção de possíveis ectoparasitas e seus ovos. Foram cortadas da ave com uma tesoura própria para o efeito, colocadas dentro de um saco plástico transparente com fecho hermético e identificadas com o número do criador e número da amostra. De seguida, foram submetidas a uma temperatura de

inativação dos parasitas de -20°C, durante 24 horas. Os sacos foram abertos no laboratório e todos os espécimes presentes, tanto nas penas como no saco, foram colocados numa caixa de Petri e observados ao estereomicroscópio. À semelhança do procedimento adotado para as zaragoas cutâneas, os espécimes de ectoparasitas detetados por microscopia foram recolhidos e colocados em *eppendorf* com 0,5ml de álcool etílico a 70%. Mais tarde, foram esclarecidos com hidróxido de potássio a 10%, montados entre lâmina e lamela e observados ao microscópio ótico.

2.3.3 Raspagens Cutâneas

As raspagens destinaram-se à pesquisa de ácaros cutâneos nas aves. Estas raspagens foram efetuadas com uma lâmina de bisturi, na cera, bico e patas das aves com lesões macroscopicamente visíveis. Os detritos resultantes das raspagens foram colocados dentro de um saco plástico transparente com fecho hermético e transportados para laboratório. No laboratório, as amostras resultantes das raspagens foram montadas com lactofenol entre lâmina e lamela, e observadas ao microscópio ótico.

2.3.4 Armadilhas

Neste estudo foram também utilizadas armadilhas para captura de artrópodes. As armadilhas foram construídas a partir de um material não tóxico para as aves, optando-se pelo cartão canelado, tal como descrito no estudo de Nordenfors & Chirico (2001).

A dimensão das armadilhas utilizadas diferiu em função do local de colocação da armadilha (base da instalação ou base do ninho) (figura 15). Devido à conformação das instalações, dos ninhos das aves e de acordo com as armadilhas descritas e resultados obtidos por Nordenfors & Chirico (2001), optou-se pela utilização de armadilhas de forma retangular e com as dimensões de 140x100x3 mm (comprimento x largura x espessura) para a base das instalações das aves e de 100x70x3 mm (comprimento x largura x espessura) para os ninhos (figura 15). A escolha dos locais para colocação das armadilhas teve em consideração, não só os locais com maior probabilidade de encontrar *D. gallinae*, como também locais que estivessem fora do alcance das aves, de modo a evitar a sua destruição. As armadilhas da base foram sempre colocadas na mesma área da instalação (por baixo do comedouro das aves – figura 16) e as armadilhas do ninho foram colocadas no interior ou, quando isso não fosse possível, por baixo ou próximo deste (figura 17).

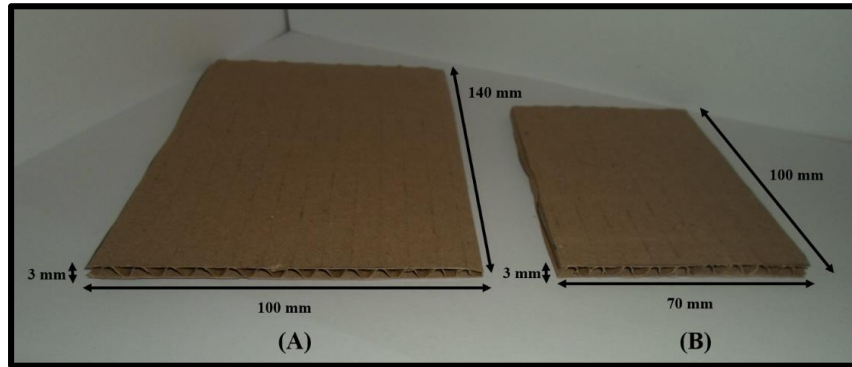


Figura 15- Esquema representativo das armadilhas utilizadas e respectivas medidas: (A) armadilha da base da instalação; (B) armadilha do ninho (original).



Figura 16- Representação do local exato de colocação das armadilhas na base da instalação (seta vermelha) (original).



Figura 17- Representação do local exato de colocação das armadilhas do ninho (seta vermelha) (original).

As armadilhas foram recolhidas das instalações das aves ao fim de 8 dias e colocadas dentro de sacos plásticos transparentes com fecho hermético, devidamente identificados com o número da amostra e o número de criador. As armadilhas foram colocadas numa câmara congeladora e submetidas a uma temperatura de -20°C, durante 24 horas, para inativar os ácaros.

Os sacos foram abertos no laboratório e as armadilhas sacudidas para o interior do saco, de forma a libertar os ectoparasitas inativados do interior da armadilha. O conteúdo do saco foi posteriormente colocado numa caixa de Petri.

As caixas de Petri foram observadas ao estereomicroscópio e os espécimes de ectoparasitas detetados foram recolhidos para tubos *ependorf* com 0,5ml de álcool etílico a 70%.

Mais tarde, os ectoparasitas contidos nos *ependorf* foram esclarecidos em hidróxido de potássio a 10%, montados entre lâmina e lamela e observados ao microscópio ótico.

2.3.5 Contagem dos artrópodes contidos nas amostras

No laboratório, para além da identificação dos ectoparasitas procedeu-se também à contagem dos artrópodes contidos nas amostras.

2.3.6 Pesquisa de *Dermanyssus gallinae*

Feita a identificação dos ectoparasitas e com o objetivo de diferenciar *D. gallinae* de outras espécies de ácaros hematófagos muito semelhantes, tais como *Ornithonyssus* spp., procedeu-se à diferenciação destes ácaros de acordo com as suas características morfológicas, com base nas descrições de Pratt & Stojanovich (1966). Ainda, para diferenciar *D. gallinae* de outras espécies de *Dermanyssus* (p.e. *D. hirundinis*), recorreu-se à chave elaborada por Moss (1968).

Diferenciação dos géneros *Dermanyssus* e *Ornithonyssus*

Os ácaros Mesostigmata, parasitas dos animais, compreendem membros das famílias Dermanyssidae e Macronyssidae. Nas aves, os mais comuns são os ácaros dos géneros *Dermanyssus* e *Ornithonyssus*, que partilham muitas vezes o mesmo hospedeiro e ambiente. Para identificar os géneros dos espécimes encontrados nas armadilhas e zaragatoas cutâneas recorreremos às chaves de identificação de Pratt & Stojanovich, (1966), Moss, (1968), Price (1977), Schmäsckke, Schöne, & Eulenberger (2001), Mateo, (2002), Schmösckke *et al.* (2002), Schmidt *et al.*, (2009), Di Palma *et al.* (2012), Scott & Stojanovich (n.d.). As

principais características que permitiram diferenciar os gêneros *Dermanyssus* e *Ornithonyssus* foram a localização da abertura anal no escudo anal, a forma das quelíceras, e a quetotaxia e forma do escudo esternal. Assim, os ácaros do gênero *Dermanyssus* (figura 40, apêndice II) apresentam a abertura anal localizada no terço inferior do escudo anal (figura 41, apêndice II), o escudo esternal de forma sub-retangular, de pequenas dimensões, possuindo um ou dois pares de setas (figura 42, apêndice II), as quelíceras finas e alongadas, em forma de estilete (figura 43, apêndice II). Os ácaros do gênero *Ornithonyssus* (figura 35, apêndice II) apresentam o orifício anal localizado no terço superior do escudo anal (figuras 34 e 38, apêndice II), as quelíceras em forma de pinça (figura 33, apêndice II) e o escudo esternal de forma triangular que, no caso da espécie *O. sylviarum* (figura 37 e 39, apêndice II) apresenta dois pares de setas no seu interior (figura 37, apêndice II). Apenas as características morfológicas das fêmeas são consideradas para identificação da espécie. A distinção entre machos e fêmeas dos gêneros *Ornithonyssus* e *Dermanyssus* foi feita pela observação, no macho, de um orifício genital na porção anterior do escudo esternal (figura 44 e 45, apêndice II) e pela presença de apenas dois escudos (esterno-genital e o ventro-anal). As fêmeas foram identificadas através da observação de ovos no seu interior (figura 46 e 48, apêndice II), pela presença da fenda genital no escudo esterno-genital ao nível da quarta coxa (figura 47, apêndice II) e pela presença de três escudos individualizados (esternal, esterno-genital e anal) (figuras 35 e 40, apêndice II).

Ácaros da plumagem

A identificação deste tipo de ácaros baseou-se nas descrições morfológicas fornecidas por Schmäscke, Schöne, & Eulenberger (2001), Schmäscke, *et al.* (2002); Schmidt, *et al.* (2009).

Piolhos

Relativamente aos piolhos, a espécie *M. eurysternus* (figura 62, apêndice II) foi identificada através da chave elaborada por Price (1977). As principais características que permitiram a sua identificação foram: a placa gular com quatro pares de setas inseridas lateralmente (figura 61, apêndice II) e pequena zona central despigmentada (figura 64, apêndice II), metanoto com 3 pares de setas localizadas em posição lateroanterior (figura 63, apêndice II) e seta 24 da têmpera marginal com mais de 0.30µm de comprimento (figura 65, apêndice II).

Ácaros do pó/farinhas e Psocoptera

Os ácaros do pó/farinhas (*Glycyphagus* spp.) (figura 56, apêndice II) foram identificados com base na chave de identificação de Scott & Stojanovich (n.d.). Dentro da família Glycyphagidae, estes ácaros distinguem-se pelo tamanho reduzido (inferior ou igual a 4mm), sistema respiratório sem espiráculos e extremidade do tarso fina (figura 57, apêndice II). Esta chave permitiu também identificar o género *Liposcelis* (figura 59 e 60, apêndice II). Dentro da família Liposcelididae, as principais características morfológicas do género *Liposcelis* são a ausência de asas, o tarso com 3 segmentos (figuras 58 e 59, apêndice II) e a presença de longas antenas com mais de 8 segmentos (figura 60, apêndice II).

2.4 Análise Estatística

Os dados recolhidos foram inicialmente armazenados em ficheiro Excel Microsoft Office 2013[®].

A análise estatística foi realizada com o software SPSS Statistics versão 22.0 (IBM SPSS, USA). Para testar a associação entre a presença do ácaro e as variáveis espécie, sexo, faixa etária, condição corporal, proveniência da ave, local das instalações, desparasitação externa e desinfeção do meio, utilizou-se o teste estatístico Qui-quadrado, com um nível de significância de 5% ($p < 0,05$). O teste exato de Fisher foi aplicado quando não estavam reunidas as condições para a realização do teste Qui-quadrado. Os intervalos de confiança (I.C.) para as prevalências foram estimados, com um nível de confiança de 95%, com o programa informático EpiTools[®].

3 Resultados

3.1 Caracterização da Amostra

A amostra em estudo foi constituída por 217 aves, incluindo 147 (67,74%) *S. canaria*, 6 (2,76%) *T. guttata*, 6 (2,76%) *C. gouldiae*, 2 (0,92%) *N. ruficauda*, 2 (0,92%) *P. acuticauda*, 5 (2,30%) *L. striata domestica*, 24 (11,06%) *M. undulatus*, 15 (6,91%) *Agapornis* spp., 6 (2,76%) *N. hollandicus*, 1 (0,46%) *N. bourkii*, 1 (0,46%) *P. krameri* e 2 (0,92%) *P. erithacus* (tabela 4).

Relativamente ao sexo, 122 (56,22%) animais eram do sexo masculino e 95 (43,78%) do sexo feminino (tabela 4). Quanto à proporção de machos e fêmeas por espécie,

foram amostrados 84 machos (57,14%) e 63 fêmeas (42,86%) de *S. canaria*, 14 machos (58,33%) e 10 fêmeas (41,67%) de *M. undulatus*, 8 machos (53,33%) e 7 fêmeas (46,67%) de *Agapornis* spp., 2 machos (33,33%) e 4 fêmeas (66,67%) de *T. guttata*, 4 machos (66,67%) e 2 fêmeas (33,33%) de *C. gouldiae*, 2 machos (33,33%) e 4 fêmeas (66,67%) de *N. hollandicus*, 3 machos (60%) e 2 fêmeas (40%) de *L. striata domestica*, 1 macho (50%) e 1 fêmea (50%) de *N. ruficauda*, 2 machos (100%) de *P. acuticauda*, 2 machos (100%) de *P. erithacus*, 1 fêmea (100%) de *N. bourkii* e 1 fêmea (100%) de *P. krameri* (tabela 4).

Relativamente à idade, 96,77% (210/217) dos animais eram adultos (≥ 1 ano), 0,46% (1/217) jovens (5-11 meses) e 2,76% (6/217) crias (≤ 4 meses) (tabela 4). Dentro dos animais adultos, registaram-se as espécies *S. canaria*, *M. undulatus*, *Agapornis* spp., *T. guttata*, *C. gouldiae*, *N. hollandicus*, *L. striata domestica*, *N. ruficauda*, *P. acuticauda*, *P. erithacus*, *P. krameri* e *N. bourkii*. Nos animais jovens, registou-se apenas um exemplar de *N. hollandicus*. As crias incluíram 3 (50%) exemplares de *S. canaria*, 1 (16,66%) de *P. acuticauda* e 2 (33,33%) de *M. undulatus*.

Tabela 4- Caracterização da amostra quanto ao sexo, idade e número (*n*) de animais amostrados.

Espécie	Sexo		Idade			<i>n</i>
	♂	♀	Cria (≤ 4 meses)	Jovem (5-11 meses)	Adulto (≤ 1 ano)	
<i>S. canaria</i>	84	63	3	0	144	147
<i>T. guttata</i>	2	4	0	0	6	6
<i>P. acuticauda</i>	2	0	1	1	1	2
<i>N. ruficauda</i>	1	1	0	0	2	2
<i>L. striata domestica</i>	3	2	0	0	5	5
<i>C. gouldiae</i>	4	2	0	0	6	6
<i>M. undulatus</i>	14	10	2	0	22	24
<i>N. hollandicus</i>	2	4	0	1	5	6
<i>Agapornis</i> spp.	8	7	0	0	15	15
<i>N. bourkii</i>	0	1	0	0	1	1
<i>P. krameri</i>	0	1	0	0	1	1
<i>P. erithacus</i>	2	0	0	0	2	2
Total	122	95	6	1	210	217

Em termos de condição corporal (CC), 68,20% (148/217) dos animais apresentava CC3, 14,29% (31/217) CC2, 14,29% (31/217) CC4 e 3,23% (7/217) CC5. Nenhum dos animais apresentava CC1 (figura 18).

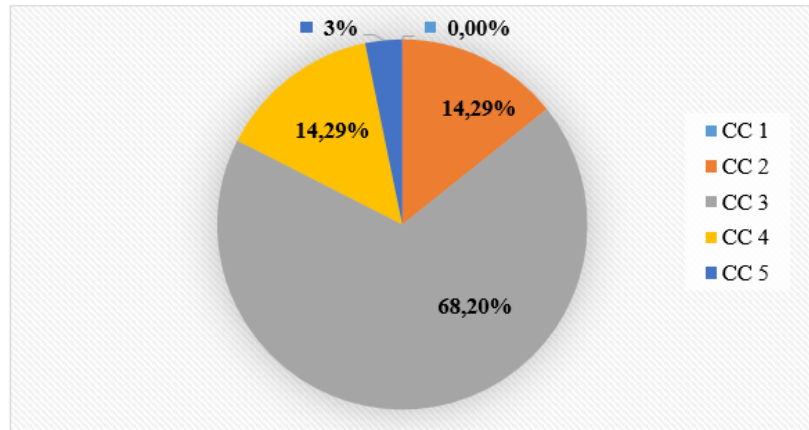


Figura 18- Caracterização da amostra quanto à condição corporal (frequência relativa, n=217).

A CC3 foi observada em 70,06% (103/147) das aves pertencentes à espécie *S. canaria*, 86,67% (13/15) de *Agapornis* spp., 29,16% (7/24) de *M. undulatus*, 83,33% (5/6) de *T. guttata*, 83,33% (5/6) de *C. gouldiae*, 100% (5/5) de *L. striata domestica*, 50% (3/6) de *N. hollandicus*, 100% (2/2) de *P. acuticauda*, 50% (1/2) de *N. ruficauda*, 100% (1/1) de *N. bourkii*, 100% (1/1) de *P. krameri* e 50% (1/2) de *P. erithacus*. Relativamente à CC2, 9,52% (14/147) eram *S. canaria*, 45,83% (11/24) *M. undulatus*, 33,33% (2/6) *N. hollandicus*, 16,67% (1/6) *T. guttata*, 16,67% (1/6) *C. gouldiae*, 50% (1/2) *N. ruficauda*, 6,67% (1/15) *Agapornis* spp. e 50% (1/2) *P. erithacus*. Em relação à CC4, 17,69% (26/147) eram *S. canaria*, 12,50% (3/24) *M. undulatus*, 6,67% (1/15) *Agapornis* spp. e 16,67% (1/6) *N. hollandicus*. A CC5 foi observada em 2,72% (4/147) de *S. canaria* e 12,50% (3/24) de *M. undulatus* (figura 19).

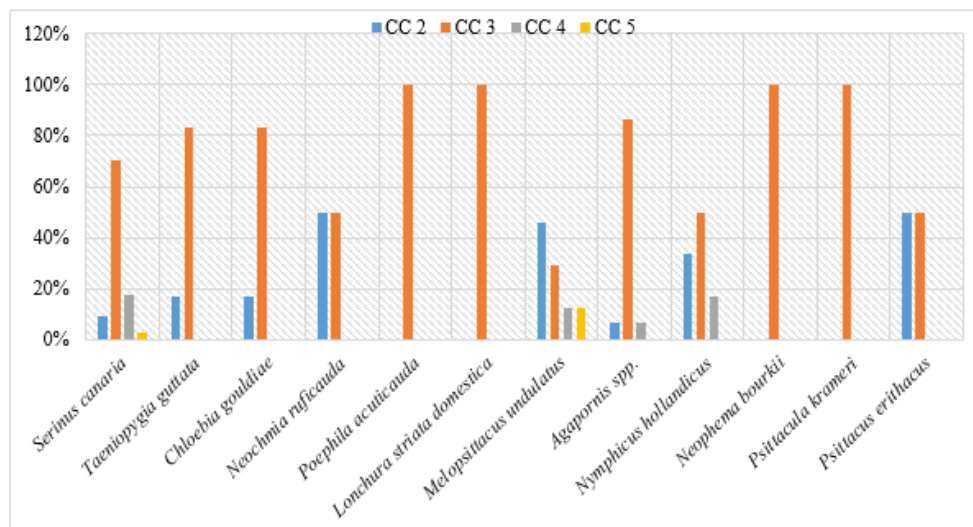


Figura 19- Caracterização da amostra quanto à condição corporal - comparação entre espécies.

Quanto à origem, 77,42% das aves (168/217) provinham de criadores e 22,58% (49/217) de particulares (figura 20). Dos 147 exemplares de *S. canaria* em estudo, 83% (122/147) pertenciam a criadores e 17% (25/147) a particulares. Metade de *T. guttata* (3/6) e *N. hollandicus* (3/6) eram de criador e a outra metade de particulares. Em relação a *C. gouldiae*, 66,67% (4/6) eram de criador e 33,33% (2/6) de particulares. Os dois exemplares de *N. ruficauda* eram de criador (2/2). Todos os exemplares de *L. striata domestica* pertenciam a criadores (5/5). Um dos dois *P. acuticauda* pertencia a um criador e o outro a um particular. Dos 24 *M. undulatus*, 70,83% pertenciam a criadores (17/24) e 29,17% a particulares (7/24). Relativamente aos *Agapornis* spp., a maioria (73,33%) das aves fazia parte de uma coleção de criadores (11/15), sendo que apenas 26,67% dos *Agapornis* spp. (4/15) pertenciam a particulares. Todos os *N. bourkii*, *P. krameri* e *P. erithacus*, pertenciam a particulares (figura 21).

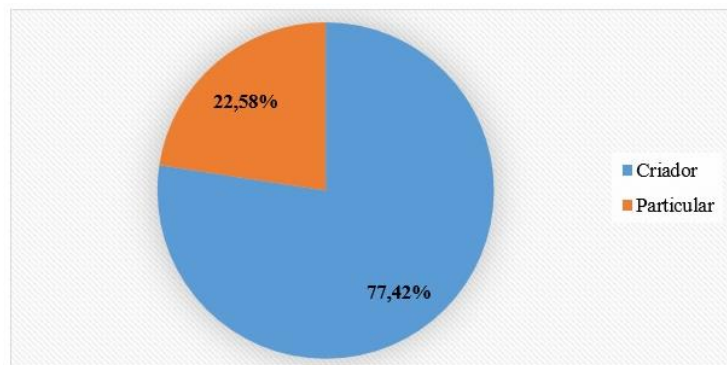


Figura 20- Caracterização da amostra quanto à proveniência das aves (frequência relativa, n=217).

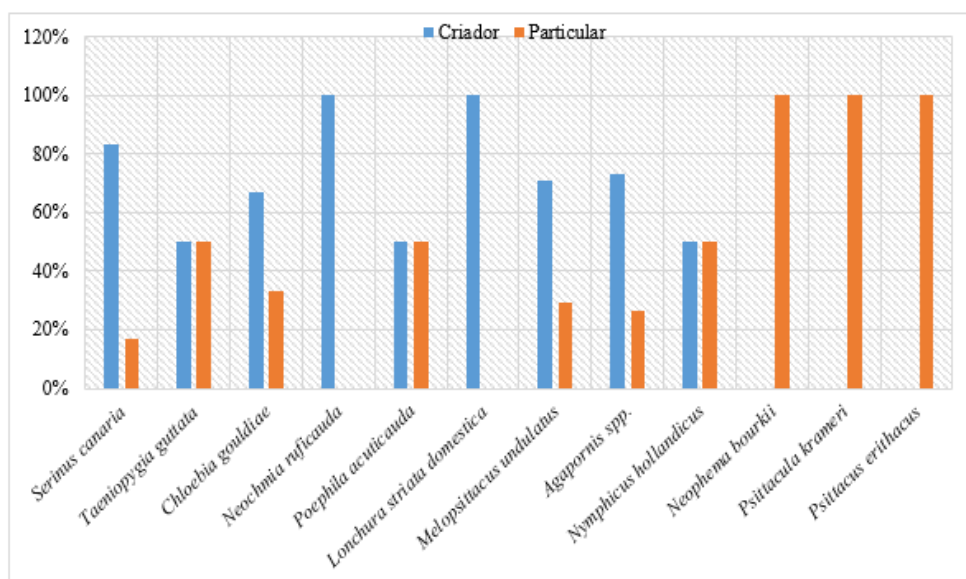


Figura 21- Caracterização da amostra quanto à proveniência das aves – comparação entre espécies.

No que diz respeito ao alojamento, a maioria (80,18%) das aves (174/217) encontrava-se no interior da habitação do tutor, 16,59% (36/217) encontrava-se no exterior e apenas 3,23% (7/217) tinha acesso ao interior e exterior (figura 22).

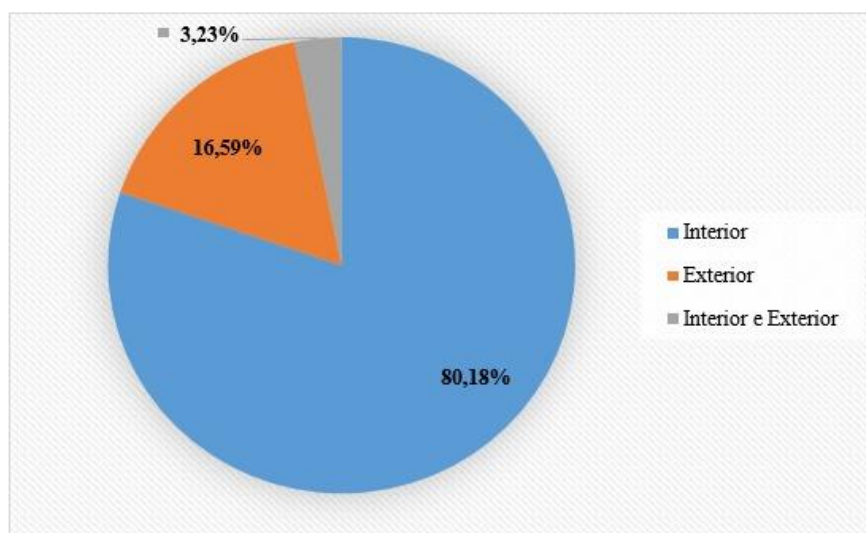


Figura 22- Caracterização da amostra quanto à localização do alojamento das aves (frequência relativa, n=217).

Relativamente ao tipo de regime para cada espécie de aves, 86,39% (127/147) de *S. canaria* eram criados em regime interior, 12,24% (18/147) em regime exterior e 1,36% (2/147) tinham acesso ao exterior e interior, 50% (3/6) de *T. guttata* eram criados no interior, 33,33% (2/6) no exterior e 16,67% (1/6) em regime misto, 45,83% (11/24) de *M. undulatus* eram criados no interior, 41,67% (10/24) no exterior e 12,50% (3/24) em regime misto, 86,67% (13/15) dos *Agapornis* spp. eram criados no interior, 6,67% (1/15) no exterior e 6,67% (1/15) em regime misto, 83,33% (5/6) de *C. gouldiae* eram criados no interior e 16,67% (1/6) no exterior e 33,33% (2/6) de *N. hollandicus* eram criadas no interior e 66,67% (4/6) no exterior. Todos os exemplares de *N. ruficauda* (2/2), *P. acuticauda* (2/2), *L. striata domestica* (5/5), *P. erithacus* (2/2), o *N. bourkii* e o *P. krameri* eram criados dentro da habitação (figura 23).

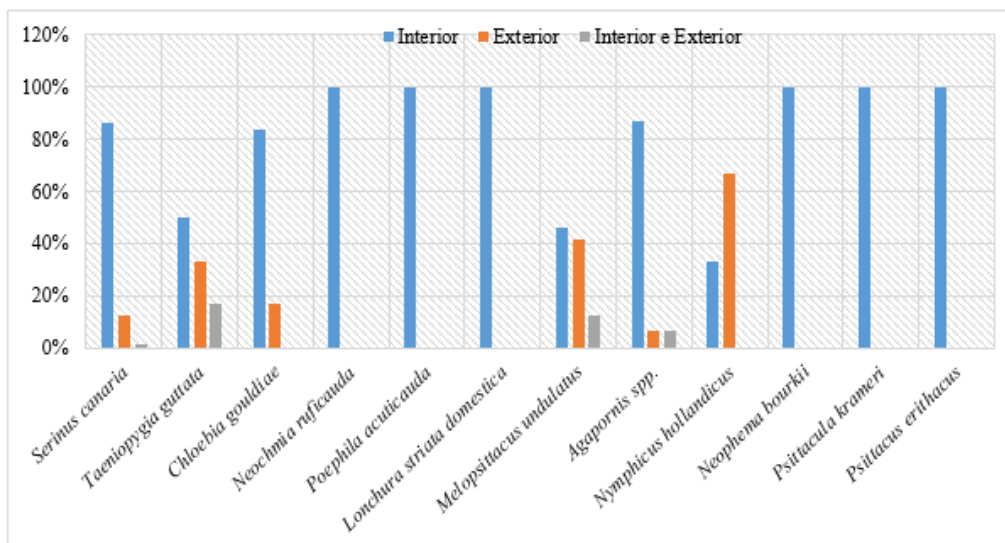


Figura 23- Caracterização da amostra quanto à localização do alojamento das aves – comparação entre espécies.

Em relação à desparasitação externa, 82,03% (178/217) das aves tinham sido desparasitadas contra ectoparasitas e 17,97% (39/217) não tinham sido desparasitados (figura 24). Os ectoparasiticidas utilizados foram: ivermectina (Pulmosan[®]; Pulmo canary[®]; Travipharma Bird Parasites[®]), carbaril (Caniaves[®]), fipronil (Frontline[®]) e permetrina (Zoospray[®]) (figura 25).

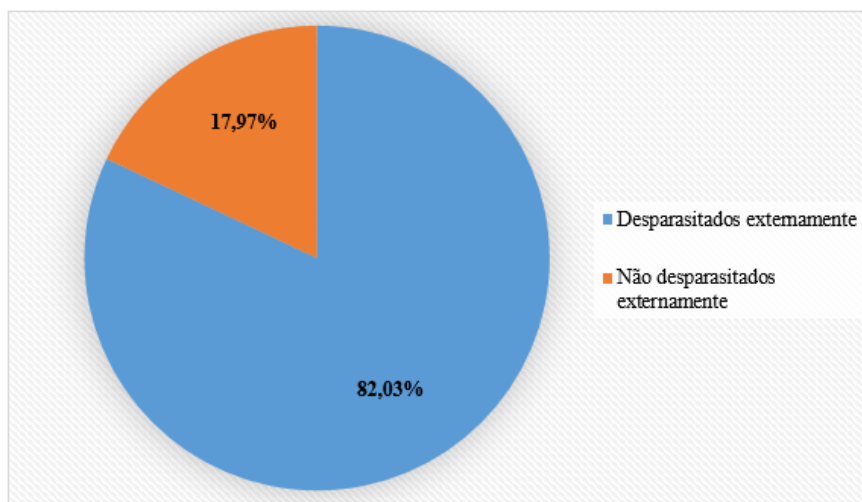


Figura 24- Caracterização da amostra quanto à desparasitação externa das aves (frequência relativa, n=217).

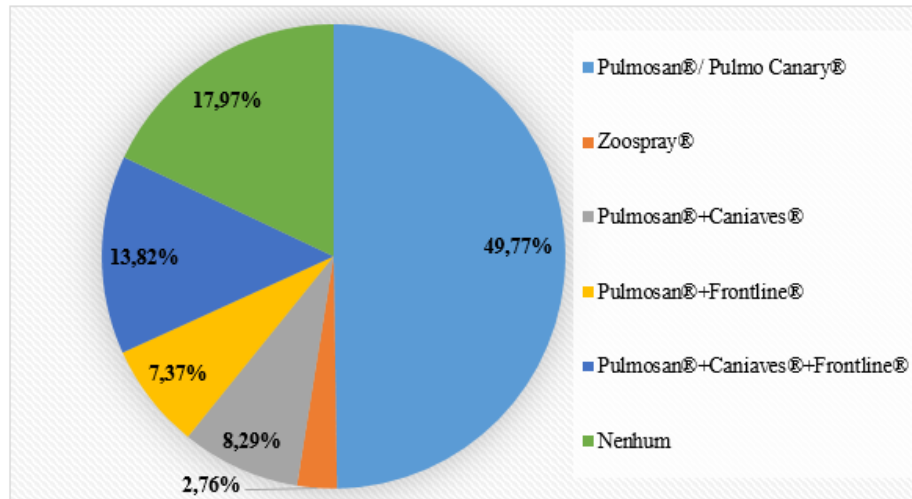


Figura 25- Caracterização da amostra quanto ao tipo de desparasitação externa das aves (frequência relativa, n=217).

Quanto à desinfecção das instalações, 57,14% (124/217) das instalações (gaiolas e viveiros) tinham sido sujeitas a medidas de desinfecção e 42,86% (93/217) não receberam qualquer tipo de tratamento químico (figura 26). Os inseticidas utilizados foram: carbaril (Caniaves[®]), fipronil (Frontline[®]) e tetrametrina e butóxido de piperonilo (Tabernil Inseticida Spray[®]) (figura 27).

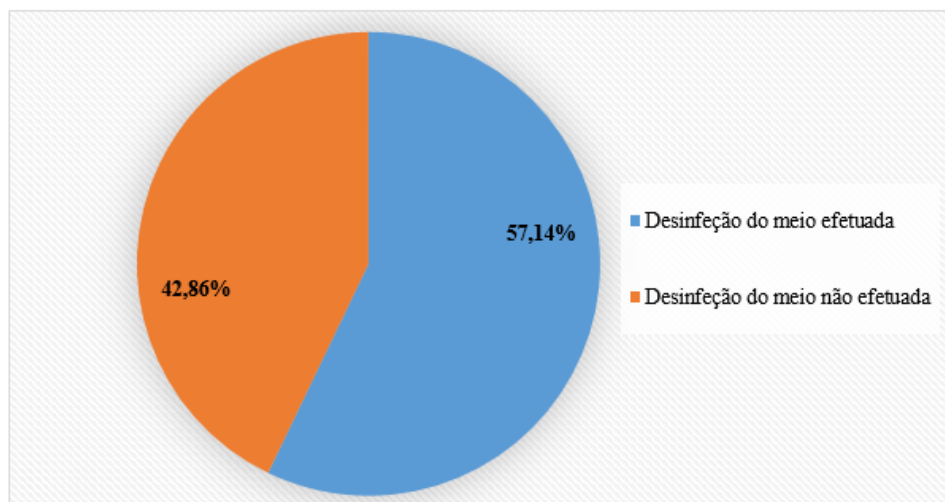


Figura 26- Caracterização da amostra quanto à desinfecção das instalações das aves (frequência relativa, n=217).

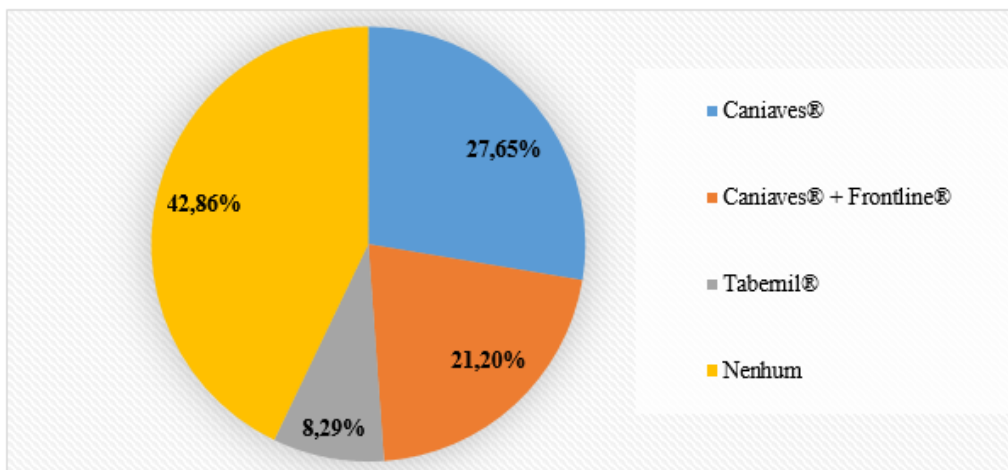


Figura 27- Caracterização da amostra quanto ao tipo de desinfecção utilizada nas instalações das aves (frequência relativa, n=217).

3.2 Pesquisa de *Dermanyssus gallinae* nas aves exóticas em estudo

Para a detecção de *D. gallinae* e outros ectoparasitas, recorreu-se a diferentes tipos de amostras. Das amostras recolhidas, 28,10% (217/772) foram obtidas com recurso a zaragatoas cutâneas, 27,72% (214/772) através da colheita de penas, 0,26% (2/772) por raspagens cutâneas e 43,91% (339/772) através da instalação de armadilhas para captura de artrópodes (base e ninho), perfazendo um total de 772 amostras. Devido à natureza de algumas espécies de aves, algumas armadilhas foram destruídas ou não puderam ser colocadas, uma vez que nem todas as aves possuíam ninho nas suas instalações. Além disso, não foram cortadas rémiges e retrizes a aves com idade igual ou inferior a 2 meses (=3). Os dados referentes ao número de amostras excluídas constam da tabela 5.

Tabela 5- Tipo e número de amostras recolhidas e excluídas do estudo.

Tipo de Amostra	Número de amostras	Número de amostras excluídas	Total de amostras em estudo
Zaragatoa cutânea	217	0	772
Raspagem cutânea	2	0	
Penas	214	3	
Armadilha na base	202	15	
Armadilha no ninho	137	80	

3.2.1 Zaragatoas cutâneas

A prevalência de ectoparasitas (amostras positivas) nas zaragatoas cutâneas analisadas foi de 18,89% (41/217). Relativamente às aves infetadas, 87,80% eram *S. canaria*, 4,88% *C. gouldiae*, 2,44% *L. striata domestica* e 4,88% *M. undulatus* (figura 28).

Para além disso, 9,68% (21/217) das amostras de zaragatoas cutâneas apresentavam ácaros do género *Glycyphagus*.

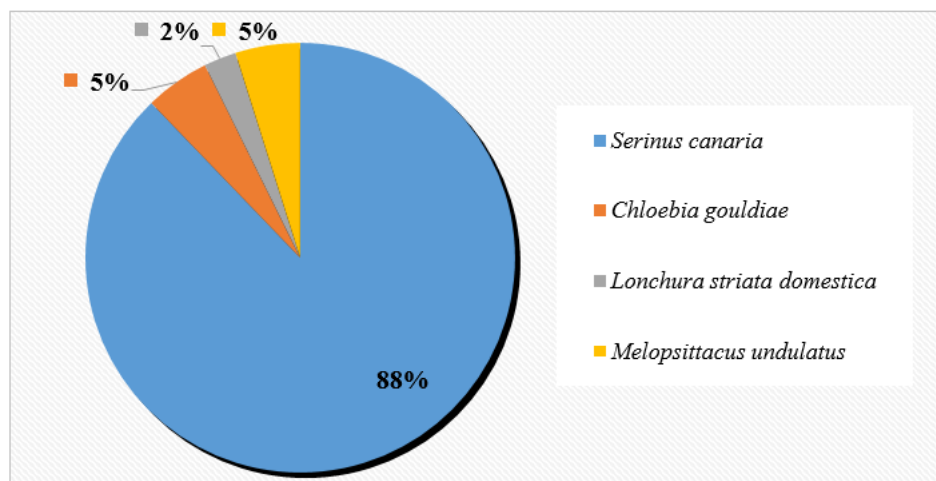


Figura 28- Zaragatoas cutâneas - prevalência de ectoparasitas nas zaragatoas cutâneas por espécie de ave.

3.2.2 Raspagens cutâneas

As amostras colhidas por raspagem cutânea das duas aves da espécie *M. undulatus* com lesões no bico, cera e/ou patas apresentavam ácaros do género *Knemidocoptes* (figura 29).

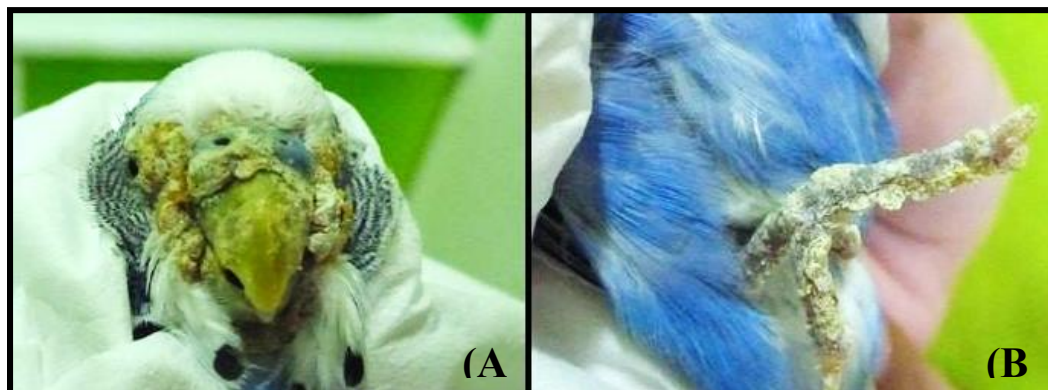


Figura 29- Exemplar de *M. undulatus* com lesões típicas de sarna por *Knemidocoptes* spp. na cera, bico (A) e patas (B) (foto gentilmente cedida por VetExóticos).

3.2.3 Penas

A prevalência de ectoparasitas nas penas colhidas foi de 14,02% (30/214). Relativamente às espécies de aves afetadas, 23,33% (7/30) dos animais positivos eram *S. canaria*, 3,33% (1/30) *T. guttata*, 3,33% (1/30) *C. gouldiae*, 16,67% (5/30) *Agapornis* spp., 10% (3/30) *N. hollandicus* e 43,33% (13/30) *M. undulatus* (figura 30).

Apenas 1 amostra (0,46%) de penas apresentava ácaros do género *Glycyphagus*.

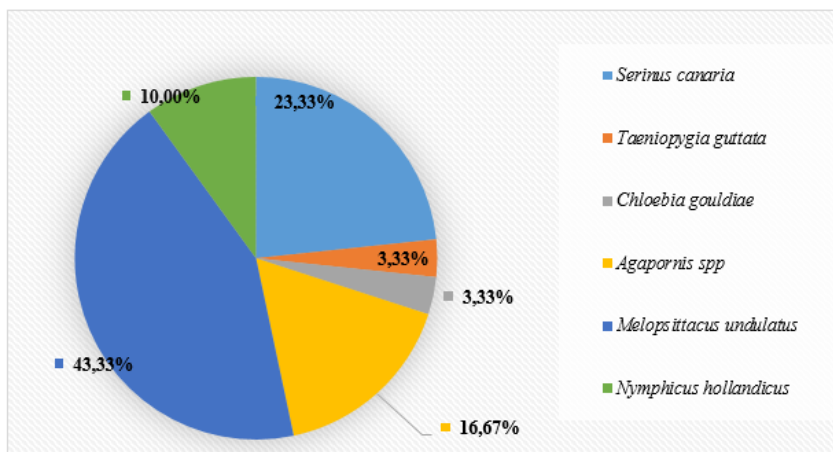


Figura 30- Prevalência de ectoparasitas nas penas por espécie de aves

3.2.4 Armadilhas na base das instalações

Em relação às amostras colhidas por armadilhas colocadas na base das instalações, observou-se que 42,08% (85/202) continham ácaros ou outros artrópodes. As armadilhas positivas provinham das instalações de *S. canaria* (71,76%), *T. guttata* (1,18%), *C. gouldiae* (3,53%), *P. acuticauda* (2,35%), *L. striata domestica* (5,88%), *M. undulatus* (11,76%), *Agapornis* spp. (2,35%) e *N. hollandicus* (1,18%) (figura 31).

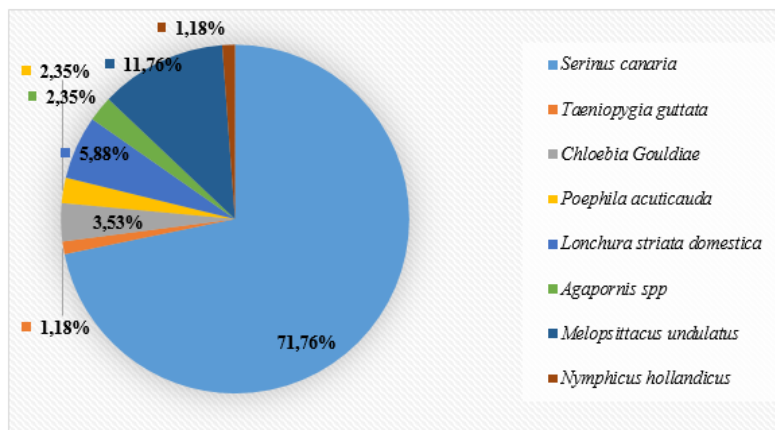


Figura 31- Armadilhas colocadas na base das instalações da amostra em estudo - prevalência parasitária (frequência relativa; n=202).

3.2.5 Armadilhas nos ninhos

Quanto às armadilhas colocadas nos ninhos, 51,82% (71/137) continham artrópodes. Os artrópodes foram identificados nas armadilhas colocadas nos ninhos de *S. canaria* (70,42%), *T. guttata* (1,41%), *C. gouldiae* (4,23%), *N. ruficauda* (1,41%), *P. acuticauda* (1,41%), *L. striata domestica* (7,04%), *Agapornis* spp. (1,41%) e *M. undulatus* (12,68%) (figura 32).

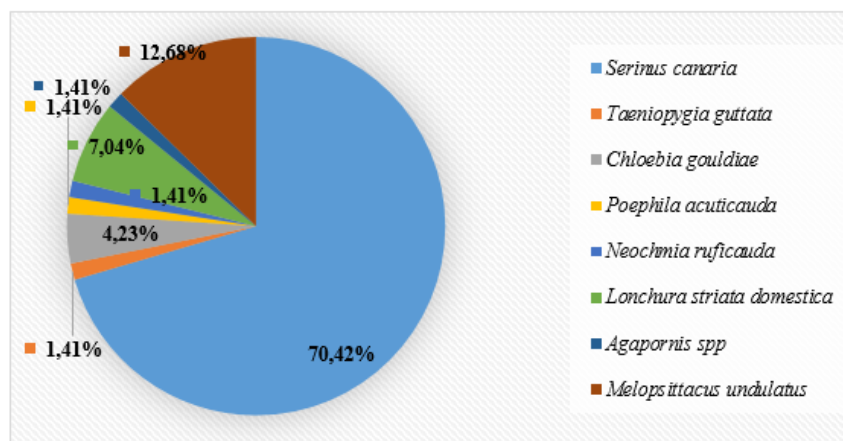


Figura 32 - Armadilhas colocadas no ninho das instalações das aves em estudo - prevalência parasitária (frequência relativa; n=137).

3.2.6 Identificação e prevalência das diferentes espécies de ectoparasitas na amostra

Identificação de artrópodes

No total foram identificadas 10 espécies de ectoparasitas: *Dubininia* spp., *Nymphicilichus perezae*, *Proctophyllodes* spp., *Sideroferus lunula*, *Ornithonyssus sylviarum*, *Ornithonyssus* spp., *Dermanyssus* spp., *Menacanthus eurysternus*, *Menacanthus* spp., *Knemidocoptes* spp., uma espécie de ácaro do pó/farinhas (*Glycyphagus* spp.) e uma espécie de piolho dos livros (*Liposcelis* spp.).

Neste estudo todos os exemplares de ácaros Mesostigmata encontrados nas armadilhas e zaragatoas cutâneas pertenciam aos gêneros *Dermanyssus* e *Ornithonyssus*. Não nos foi possível identificar a espécie dos ácaros *Dermanyssus*, devido à elevada variação intra-específica dos espécimes (polimorfismo na quetotaxia do escudo dorsal – assimetria bilateral das setas; comprimento do peritrema) (figuras 49, 50 e 51, apêndice II). Para além disso alguns eram exemplares únicos e pertenciam ao sexo masculino.

Os ácaros do género *Ornithonyssus*, foram todos identificados como *O. sylvarium*,

com exceção de 5 exemplares, que aparentavam possuir três pares de setas no interior do escudo esternal (figura 36, apêndice II).

A pesquisa de ácaros da plumagem resultou na identificação dos seguintes parasitas: *Dubininia* spp., *Nymphicilichus perezae*, *Proctophyllodes* spp., *Sideroferus lunula*.

Em relação aos piolhos, para além dos exemplares de *M. Eurysternus*, foram recuperados das penas 3 malófagos Amblycera, pertencentes ao género *Menacanthus*.

Dados de prevalência da população em estudo

Das 217 aves examinadas, 88 (40,55%; IC 95%: 34,24-47,20) estavam parasitadas com uma ou mais espécie de ectoparasitas. Setenta e quatro aves (34,10%) estavam infetadas por uma espécie de parasita, 13 aves (5,99%) por duas espécies de parasitas e 1 ave (0,46%) por três espécies.

As espécies não parasitárias *Glycyphagus* spp. e *Liposcelis* spp. foram detetadas em 95 (43,78%; IC 95%: 37,34-50,43) das 217 aves examinadas. Estas espécies de artrópodes foram encontradas maioritariamente ao nível das armadilhas (88/217).

Dermanyssus spp. foi identificado no material colhido de 17 aves (7,83%; IC 95%: 4,95-12,19), com a seguinte distribuição por espécie: 5,44% (IC 95%: 2,78-10,37) *S. canaria*, 80% (IC 95%: 37,55-96,38) *L. striata domestica*, 50% (IC 95%: 18,76-81,24) *C. gouldiae*, 16,67% (IC 95%: 3,01-56,35) *T. guttata* e 6,67% (IC 95%: 1,19-29,82) *Agapornis* spp. (tabela 7). Quanto ao tipo de amostra, *D. gallinae* foi identificado em 0,68% das zaragatoas cutâneas, 2,08% das armadilhas de base e 4,81% das armadilhas de ninho de *S. canaria*, 20% das zaragatoas cutâneas e 80% das armadilhas de ninho de *L. striata domestica*, 20% das armadilhas de base e 66,67% das armadilhas de ninho de *C. gouldiae*, 16,67% das armadilhas de base e 33,33% das armadilhas de ninho de *T. guttata* e 10% das armadilhas de base de *Agapornis* spp. (tabela 6).

Relativamente aos restantes artrópodes, *O. sylviarum* foi a espécie mais prevalente nas aves (16,59%; IC 95%: 18,25-32,03) seguido de *Ornithonyssus* spp. (7,37%; IC 95%: 4,59-11,64), *S. lunula* (5,99%; IC 95%: 3,539-9,98), *Dubininia* spp. (2,30%; IC 95%: 0,99-5,28), *Proctophyllodes* spp. (1,84%; IC 95%: 0,72-4,64), *N. perezae* (1,38%; IC 95%: 0,47-3,99), *Knemidocoptes* spp. (0,92%; IC 95%: 0,25-3,33), *M. eurysternus* (0,92%; IC 95%: 0,25-3,33) e *Menacanthus* spp. (0,46%) (tabela 7).

Os ácaros do género *Ornithonyssus* foram identificados em *S. canaria* (31,97%; IC 95%: 24,98-39,89), *C. gouldiae* (33,33%; IC 95%: 9,68-70), *M. undulatus* (4,17%; IC 95%:

0,74-20,24), e *Agapornis* spp. (6,67%; IC 95%: 1,19-29,82). Quanto ao tipo de amostra, *Ornithonyssus* foi detetado em 22,45% das zaragatoas cutâneas, 2,08% das penas, 11,81% das armadilhas de base e 17,31% das armadilhas de ninho de *S. canaria*, 16,67% das zaragatoas e 33,33% das armadilhas de ninho de *C. gouldiae*, 4,76% das armadilhas de base de *M. undulatus* e 14,29% das armadilhas de ninho de *Agapornis* spp.

Knemidocoptes spp. foi identificado nas raspagens cutâneas de duas aves da espécie *M. undulatus*. A prevalência dos ácaros da plumagem *S. lunula* e *Dubininia* spp., encontrados nas penas de *M. undulatus* (54,16%) e *Agapornis* spp. (33,33%), respectivamente, foi superior à do ácaro *Proctophyllodes*, encontrado em *S. canaria* (2,08%) e *T. guttata* (16,67%). *Nymphicilichus perezee*, sendo um ácaro da plumagem espécie-específico, foi apenas observado em *N. hollandicus*, com uma prevalência de 50%.

Os malófagos *M. eurysternus* e *Menacanthus* spp. foram identificados em *S. canaria* (0,68%; IC 95%: 0,12-3,75) e *C. gouldiae* (16,67%; IC 95%: 3,01-56,35).

Relativamente às espécies não parasitárias, *Glycyphagus* spp., foi o artrópode mais prevalente nas armadilhas colocadas na base das instalações (33,66%) e ninhos (29,93%) das aves. Esta espécie foi detetada na base das instalações e ninhos de *S. canaria* (32,64% e 29,81%), *P. acuticauda* (100% e 100%), *L. striata domestica* (80% e 20%) e *M. undulatus* (42,86% e 63,64%), na base das instalações de *C. gouldiae* (40%), *Agapornis* spp. (7,69%) e *N. hollandicus* (20%) e nos ninhos de *N. ruficauda* (50%). *Liposcelis* spp. foi detetado na base das instalações e ninhos de *S. canaria* (6,94% e 13,46%) e na base das instalações e ninhos de *M. undulatus* (9,52% e 40%).

Tabela 6- Prevalência (%) da população de artrópodes em estudo nos diferentes tipos de amostras (n=772), por espécie de ave.

Espécie de ave	Zaragatoa cutânea	Raspagem cutânea	Penas	Armadilha base	Armadilha ninho
<i>S. canaria</i>	<i>Dermanyssus</i> spp. (0,68) <i>O. sylviarum</i> (19,05) <i>Ornithonyssus</i> spp. (3,40) <i>M. eurysternus</i> (0,68) <i>Glycyphagus</i> spp. (6,80) <i>Proctophyllodes</i> spp. (0,68)	---	<i>Proctophyllodes</i> spp. (2,08) <i>O. sylviarum</i> (2,08) <i>M. eurysternus</i> (0,69)	<i>Dermanyssus</i> spp. (2,08) <i>O. sylviarum</i> (11,11) <i>Ornithonyssus</i> spp. (0,69) <i>Glycyphagus</i> spp. (32,64) <i>Liposcelis</i> spp. (6,94)	<i>Dermanyssus</i> spp. (4,81) <i>O. sylviarum</i> (11,54) <i>Ornithonyssus</i> spp. (6,73) <i>Glycyphagus</i> spp. (29,81) <i>Liposcelis</i> spp. (13,46)
<i>C. gouldiae</i>	<i>O. sylviarum</i> (16,67) <i>Glycyphagus</i> spp. (33,33)	---	---	<i>Dermanyssus</i> spp. (20) <i>Glycyphagus</i> spp. (40)	<i>Dermanyssus</i> spp. (66,67) <i>Ornithonyssus</i> spp. (33,33)
<i>T. guttata</i>	<i>Glycyphagus</i> spp. (16,67)	---	<i>Proctophyllodes</i> spp. (16,67)	<i>Dermanyssus</i> spp. (16,67)	<i>Dermanyssus</i> spp. (33,33)
<i>N. ruficauda</i>	---	---	---	---	<i>Glycyphagus</i> spp. (50)
<i>P. acuticauda</i>	---	---	---	<i>Glycyphagus</i> spp. (100) <i>O. sylviarum</i> (50)	<i>Glycyphagus</i> spp. (100)
<i>L. striata domestica</i>	<i>Dermanyssus</i> spp. (20) <i>Glycyphagus</i> spp. (20)	---	---	<i>Glycyphagus</i> spp. (80)	<i>Dermanyssus</i> spp. (80) <i>Glycyphagus</i> spp. (20)
<i>M. undulatus</i>	<i>Glycyphagus</i> spp. (29,17)	<i>Knemidocoptes</i> spp. (100)	<i>S. lunula</i> (54,16)	<i>Glycyphagus</i> spp. (42,86) <i>Liposcelis</i> spp. (9,52) <i>Ornithonyssus</i> spp. (4,76)	<i>Glycyphagus</i> spp. (63,64) <i>Liposcelis</i> spp. (40)
<i>Agapornis</i> spp.	---	---	<i>Dubininia</i> spp. (33,33)	<i>Dermanyssus</i> spp. (10) <i>Glycyphagus</i> spp. (7,69)	<i>Ornithonyssus</i> spp. (14,29)
<i>N. hollandicus</i>	---	---	<i>N. perezee</i> (50)	<i>Glycyphagus</i> spp. (20)	---
<i>N. bourkii</i>	---	---	---	---	---
<i>P. krameri</i>	---	---	---	---	---
<i>P. erithacus</i>	---	---	---	---	---

Tabela 7- Prevalência (%) da amostra em estudo e intervalo de confiança (IC 95%) dos ectoparasitas, por espécie de ave.

Espécie de artrópode	Espécie de aves									
	<i>Dermanyssus</i> spp.	<i>M. eurysternus</i>	<i>Menacanthus</i> spp.	<i>Ornithonyssus</i> spp.	<i>O. sylviarum</i>	<i>N. perezee</i>	<i>Dubinia</i> spp.	<i>Knemidocoptes</i> spp.	<i>Proctophylloides</i> spp.	<i>S. lumula</i>
<i>S. canaria</i> (n=147)	5,44 (2,78-10,37)	0,68 (0,12-3,75)	0	8,84 (5,24-14,54)	23,13 (17,05-30,58)	0	0	0	2,04 (0,70-5,83)	0
<i>C. gouldiae</i> (n=6)	50 (18,76-81,24)	16,67 (3,01-56,35)	16,67 (3,01-56,35)	16,67 (3,01-56,35)	16,67 (3,01-56,35)	0	0	0	0	0
<i>T. guttata</i> (n=6)	16,67 (3,01-56,35)	0	0	0	0	0	0	0	16,67 (3,01-56,35)	0
<i>P. acuticauda</i> (n=2)	0	0	0	0	50 (9,45-90,55)	0	0	0	0	0
<i>L. striata domestica</i> (n=5)	80 (37,55-96,38)	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>M. undulatus</i> (n=24)	0	0	0	4,17 (0,74-20,24)	0	0	0	8,33 (2,32-25,85)	0	54,17 (35,07-72,11)
<i>Agapornis</i> spp (n=15).	6,67 (1,19-29,82)	0	0	6,67 (1,19-29,82)	0	0	33,33 (15,18-58,29)	0	0	0
<i>N. hollandicus</i> (n=6)	0	0	0	0	0	50 (18,76-81,24)	0	0	0	0
<i>N. bourkii</i> (n=1)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>P. krameri</i> (n=1)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>P. erithacus</i> (n=2)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Total (n=217)	7,83	0,92	0,46	7,37	16,59	1,38	2,30	0,92	1,84	5,99

A co-infecção por duas espécies verificou-se em 13 aves, de 3 espécies diferentes (*S. canaria*, *C. gouldiae* e *M. undulatus*). Em *S. canaria*, a co-infecção por *O. sylviarum* e *Ornithonyssus* spp. foi a mais prevalente (1.84%), observando-se também as co-infecções: *Dermanyssus* spp. e *O. sylviarum* (0,92%), *Dermanyssus* spp. e *M. eurysternus* (0,46%), *Dermanyssus* spp. e *Ornithonyssus* spp. (0,92%) e *Proctophyllodes* spp. e *Ornithonyssus* spp. (0,92%). As aves da espécie *C. gouldiae*, apresentaram as seguintes co-infecções por: *M. eurysternus* e *Menacanthus* spp. (0,46%) e *O. sylviarum* e *Ornithonyssus* spp. (0,46%). Apenas dois exemplares da espécie *M. undulatus* apresentavam co-infecção por *S. lunula* e *Knemidocoptes* spp. (0,92%).

Apenas um exemplar de *S. canaria* apresentava co-infecção por três espécies de ácaros: *O. sylviarum*, *Ornithonyssus* spp. e *Proctophyllodes* spp. (0,46%).

Quantificação dos artrópodes

Foram considerados para contagem, os ácaros dos géneros *Dermanyssus* e *Ornithonyssus*, tal como os piolhos malófagos. No total foram identificados 256 espécimes de artrópodes. Estes incluíram 168 exemplares de *O. sylviarum*, 24 de *Ornithonyssus* spp., 58 de *Dermanyssus* spp., 4 de *M. eurysternus* e 2 *Menacanthus* spp. (tabela 8).

Tabela 8- Espécies e respetivo número de espécimes detetados nas aves pelas diferentes técnicas: ZC –zaragatoa cutânea; P – penas; AB – armadilha da base; AN – Armadilha do ninho.

Espécie de artrópode	Número de espécimes					Total espécimes da amostra
	ZC	P	AB	AN	Total	
<i>O. sylviarum</i>	70	6	48	44	168	256
<i>Ornithonyssus</i> spp.	9	0	5	10	24	
<i>Dermanyssus</i> spp.	2	0	17	39	58	
<i>M. eurysternus</i>	2	2	0	0	4	
<i>Menacanthus</i> spp.	1	1	0	0	2	

3.2.7 Fatores intrínsecos dos animais positivos a *Dermanyssus* spp.

Das 17 aves positivas para *Dermanyssus* spp., 47,06% (8/17) pertenciam à espécie *S. canaria*, 23,53% (4/17) a *L. striata domestica*, 17,65% (3/17) eram *C. gouldiae*, 5,88% (1/17) *T. guttata* e 5,88% (1/17) *Agapornis* spp.

A idade média dos animais positivos foi de 1,76 anos, com um desvio padrão de 0,970. A idade mínima neste grupo de animais positivos foi de 1 ano e a máxima de 4 anos.

A média do score de condição corporal nestes animais foi de 3, com um desvio padrão de 0,500. Treze aves eram do sexo masculino e 4 do sexo feminino.

Não se obtiveram diferenças estatisticamente significativas entre os fatores intrínsecos idade, condição corporal e sexo e a infecção por *Dermanyssus* spp. (tabela 9). Já a associação entre a espécie e a presença de infecção por *Dermanyssus* spp. foi estatisticamente significativa ($p=0,000$).

Tabela 9- Associação entre as variáveis intrínsecas e a presença de infecção por *Dermanyssus* spp. Resultados obtidos com o teste de Qui-Quadrado (espécie, idade e condição corporal) e o teste Exato de Fisher (sexo): p = índice de significância ($p < 0,05$).

Fatores intrínsecos	<i>Dermanyssus</i> spp.
	<i>p</i>
Espécie	0,000
Idade	0,735
Condição corporal	0,815
Sexo	0,064

3.2.8 Fatores extrínsecos dos animais positivos a *Dermanyssus* spp.

As aves positivas a *Dermanyssus* spp. eram provenientes de criador (16/17) e apenas um exemplar provinha de particulares. Relativamente ao local das instalações das aves, 16 animais viviam exclusivamente no interior e apenas 1 permanecia fora de casa. Em termos de profilaxia ectoparasiticida, 16 aves eram desparasitadas externamente, das quais 14 com ivermectina (Pulmosan®; Pulmo canary®), uma com ivermectina e fipronil (Frontline®) e outra com ivermectina, fipronil e carbaril (Caniaves®). Das 17 aves positivas, apenas uma ave não recebia qualquer profilaxia antiparasitária. A desinfecção do meio foi realizada apenas nas instalações de 4 aves. Duas instalações foram desinfetadas com carbaril e fipronil, uma com carbaril e outra com tetrametrina e butóxido de piperonilo (Tabernil®). Não foram realizadas quaisquer medidas profiláticas nas instalações de 13 aves. Não se obtiveram diferenças estatisticamente significativas entre os fatores extrínsecos proveniência da ave, local da instalação e realização de profilaxia ectoparasiticida e a

infecção por *Dermanyssus* spp. (tabela 9). A associação entre a desinfecção do meio (instalações) e a infecção por *Dermanyssus* spp. foi estatisticamente significativa ($p=0,005$).

Tabela 10- Associação entre as variáveis extrínsecas e a presença de infecção por *Dermanyssus* spp. Resultados obtidos com o teste Exato de Fisher: p = índice de significância ($p < 0,05$).

Fatores extrínsecos	<i>Dermanyssus</i> spp.
	<i>p</i>
Proveniência	0,129
Local da instalação	0,318
Desparasitação externa	0,320
Desinfecção do meio	0,005

A tabela 11 mostra a base de dados (variáveis intrínsecas e extrínsecas) referente às
 17 aves positivas a *Dermanyssus*.

Tabela 11- Descrição dos 17 casos positivos a *Dermanyssus* spp.: ID – identificação, AB – armadilha da base da instalação, AN – armadilha do ninho, ZC – zaragatoa cutânea, SC – *Serinus canaria*, LSD - *Lonchura striata domestica*, CG – *Chloebia gouldiae*, TG – *Taeniopygia guttata*, AG – *Agapornis* spp., ♂ - macho, ♀ - fêmea, CC – condição corporal.

ID Amostra	Técnica detecção	Espécie	Sexo	Idade (anos)	CC	Proveniência	Local instalação	Desparasitação externa	Desinfecção meio
3C10	AB	SC	♂	4	2	Criador	Interior	Pulmosan® - (Ivermectina)	Tabernil® (Tetrametrina e butóxido de piperonilo)
4C1	AN	LSD	♂	3	3	Criador	Interior	Pulmosan® - (Ivermectina)	Não
4C2	AN	LSD	♂	2	3	Criador	Interior	Pulmosan® - (Ivermectina)	Não
4C9	AN	CG	♂	2	3	Criador	Interior	Pulmosan® - (Ivermectina)	Não
4C10	AN	CG	♀	1	3	Criador	Interior	Pulmosan® - (Ivermectina)	Não
4C16	ZC e AN	SC	♀	1	3	Criador	Interior	Pulmosan® - (Ivermectina)	Não
4C17	AN	LSD	♀	2	3	Criador	Interior	Pulmosan® - (Ivermectina)	Não
4C21	AB	CG	♂	1	3	Criador	Interior	Pulmosan® - (Ivermectina)	Não
4C22	AB e AN	TG	♂	1	3	Criador	Interior	Pulmosan® - (Ivermectina)	Não
4C23	ZC e AN	LSD	♂	2	3	Criador	Interior	Pulmosan® - (Ivermectina)	Não
4C31	AN	SC	♂	1	3	Criador	Interior	Pulmosan® - (Ivermectina)	Não
4C32	AN	SC	♂	3	2	Criador	Interior	Pulmosan® - (Ivermectina)	Não
5C6	AB	SC	♂	1	3	Criador	Exterior	Pulmosan® - (Ivermectina)	Não
7C1	AB	AG	♂	1	3	Particular	Interior	Não	Não
8C27	AB	SC	♀	3	4	Criador	Interior	Pulmosan® - (Ivermectina)	Caniaves® - (Carbaril)
9C30	AN	SC	♂	1	4	Criador	Interior	Pulmosan® - (Ivermectina) Frontline® - (Fipronil) Caniaves® - (Carbaril)	Caniaves® - (Carbaril) Frontline® - (Fipronil)
10C14	AN	SC	♂	1	3	Criador	Interior	Pulmosan® - (Ivermectina) Frontline® - (Fipronil)	Caniaves® - (Carbaril) Frontline® - (Fipronil)

4 Discussão

O presente estudo teve como objetivo determinar a prevalência de *D. gallinae* em aves exóticas de companhia presentes ao Distrito de Setúbal, Portugal.

Numa primeira etapa, vimo-nos confrontados com a necessidade de decidir qual a melhor forma de recolha de amostras, tendo em conta as espécies de aves incluídas no estudo. Com base nos métodos de captura de ácaros descritos na literatura atual (Wall & Shearer, 2001), optou-se por três estratégias distintas: 1) realização de zaragatoa cutânea em três locais distintos do corpo de cada ave (zona peri-cloacal, inguinal e sub-axilar), por serem zonas desprovidas de plumagem; 2) realização de raspagens cutâneas a aves sintomáticas (descamação nas patas, bico e cera), corte e recolha de penas, rémiges e retrizes; 3) colocação de armadilhas na base das instalações de cada ave, fora do alcance destas e próximas do comedouro, por ser uma zona onde existem detritos, e nos ninhos.

Numa segunda fase, caracterizaram-se morfológicamente os espécimes encontrados, de forma a identificar não só ácaros da espécie *D. gallinae*, como também ácaros (p.e. *O. sylviarum*) e piolhos (p.e. *M. eurysternus*) de outras espécies. Para tal recorremos a uma chave dicotómica que permitisse identificar, primeiramente, a família e género dos parasitas envolvidos (Pratt & Stojanovich, 1966) e de seguida, uma chave que permitisse a diferenciação entre géneros e espécies de *Dermanyssus*, incluindo *D. gallinae* (Moss, 1968). Contudo, neste estudo não foi possível determinar a espécie de *Dermanyssus* envolvida, devido à elevada variação intra-específica dos espécimes capturados e ao seu estado de conservação. Este fato é também referido num artigo publicado por Roy & Chauve (2009). Desta forma, as características morfológicas tornam-se insuficientes para identificar a espécie de ácaro, podendo frequentemente levar a erros na classificação da espécie. Tal como Roy & Chauve (2009) sugerem, a identificação das espécies de *Dermanyssus* requer outro tipo de abordagem, como por exemplo os métodos moleculares. Todavia, apesar de neste trabalho não ter sido possível classificar a espécie, não se pode excluir a hipótese de alguns dos exemplares pertencerem a *D. gallinae*.

A maioria das aves neste estudo provinha de criadores, sendo comum a troca de exemplares entre estes, exportação e importação de aves e possível venda destas aves em lojas de animais. Este fato pode levar a fontes de introdução de *Dermanyssus* nos aviários ou nas residências dos futuros tutores, constituindo um problema de saúde pública (Kowal *et al.*, 2014).

No que diz respeito aos resultados obtidos, apesar de não ter sido possível determinar a espécie de *Dermanyssus* envolvida, este ácaro foi identificado ao nível do género em várias amostras, com uma prevalência global de 7,83% (17/217). Em Portugal não existem dados para comparar os resultados obtidos, pois até onde conhecemos, este trabalho foi pioneiro nos estudos efetuados em aves exóticas de companhia. Bernardi *et al.* (2014) estudaram, em Itália, a prevalência de parasitas internos e externos em psitacídeos de cativeiro, no entanto não detetaram ácaros do género *Dermanyssus* nas aves analisadas. Estes resultados podem ser explicados pela metodologia adotada pelos autores. Devido à sua natureza, *Dermanyssus* é um género de parasita que recorre ao hospedeiro apenas para se alimentar, escondendo-se e reproduzindo-se no meio ambiente (em ninhos, rachas ou outros esconderijos nas instalações das aves). É provável que a falha na deteção de *Dermanyssus* por Bernardi *et al.* (2014) se deva ao fato de os autores apenas terem feito a pesquisa de ectoparasitas no corpo e nas penas das aves e não terem colocado armadilhas nas instalações e ninhos das mesmas. Na Polónia, Kowal *et al.* (2014) referem a presença de *D. gallinae* em *S. canaria*, mas não calcularam a prevalência do parasita.

No que diz respeito aos dados de prevalência de *D. gallinae*, de acordo com Sparagano *et al.*, (2009), esta é elevada nas aves de produção (*Gallus gallus domesticus*), variando entre 80 a 90% no Reino Unido, Itália, Sérvia, Marrocos, Japão, Montenegro e Holanda. Infelizmente, não existem dados disponíveis para os países europeus sobre a prevalência de *D. gallinae* em aves de companhia (Boseret *et al.*, 2013).

Tal como referido anteriormente, a pesquisa de *Dermanyssus* no ambiente é crucial para a deteção deste parasita. Neste trabalho recorreu-se à utilização de dois tipos de armadilhas: umas colocadas na base das instalações; outras colocadas no ninho das aves. Entre estes dois tipos de armadilhas, a armadilha colocada nos ninhos revelou ser mais eficaz na captura de parasitas, sendo que das 137 armadilhas colocadas, 71 foram positivas (51,82%). Uma vez que a contagem de todas as espécies de artrópodes capturadas pelas técnicas referidas se revelou impraticável, procedemos à contagem do número de espécimes de *Dermanyssus* spp., *Ornithonyssus* spp., *O. sylviarum*, *M. eurysternus*, *Menacanthus* spp.

No total, foram capturados 58 exemplares de ácaros do género *Dermanyssus* em *S. canaria*, *C. gouldiae*, *T. guttata*, *L. striata domestica* e *Agapornis* spp. Pelo que sabemos, este trabalho foi o primeiro a isolar *Dermanyssus* spp. em *C. gouldiae*, *T. guttata*, *L. striata domestica* e *Agapornis* spp. Dois exemplares de *Dermanyssus* spp. foram capturados com zaragatoas cutâneas, dezassete com armadilhas de base e 39 com armadilhas de ninho.

Existem poucos estudos que quantificam o número de ácaros detetados com recurso aos diferentes métodos de captura. Sobre este assunto, Kowal *et al.* (2014) publicaram um trabalho referente à pesquisa de *D. gallinae* no ambiente, referindo a sua presença nas instalações de aves (*S. canaria*, *N. hollandicus* e *M. undulatus*) e roedores (*Mesocricetus auratus*, *Phodopus sungorus* e *Mus musculus*), num total >1000 exemplares. No entanto, uma vez que os autores não fornecem dados relativamente ao número de ácaros identificados por espécie animal, não é possível estabelecer comparações com os resultados obtidos no presente estudo.

No estudo de Pereira (2011) realizado em galinhas de aviário, as contagens de ácaros nas armadilhas foram superiores às nossas. No entanto, apesar de o tipo de armadilhas utilizado por Pereira (2011) ser semelhante às utilizadas neste trabalho, estas foram colocadas em sítios diferentes. Assim, Pereira (2011) optou pela colocação das armadilhas na cinta de recolha dos ovos, registando um mínimo de 0 e um máximo de 4100 formas móveis de *D. gallinae*. Por outro lado, o maior número de ácaros recuperados por Pereira (2011) pode ser explicado pelo tipo de criação das aves, incluindo a climatização, a densidade populacional e tipo de instalações utilizadas, que permitem condições propícias à sobrevivência do parasita. De uma forma geral, as aves exóticas são criadas em pavilhões sem controlo da temperatura, a densidade populacional é baixa, encontrando-se na maioria das vezes as aves dispostas por casais nas instalações, mais arejadas e com menos esconderijos para os ácaros.

Em termos de associações estatísticas, não se verificou uma relação estatisticamente significativa entre a idade, condição corporal, sexo e a infeção por *Dermanyssus* spp. Relativamente à condição corporal, estes resultados podem ser explicados pelo tipo de alimentação ministrado às aves. Todas as aves incluídas no estudo eram alimentadas à base de mistura de sementes, ricas em gordura. Assim, se por um lado a boa condição corporal é reflexo de uma alimentação rica, por outro lado, os níveis de infestação encontrados aparentemente não interferem com o estado geral das aves.

Embora neste estudo não se tenha verificado uma associação entre a idade e a infeção por *Dermanyssus*, Gharbi, Sakly, & Darghouth (2013) observaram que em galinhas poedeiras esta aumentava exponencialmente com a idade. No entanto, não existem dados disponíveis relativamente às espécies de aves consideradas neste trabalho.

Quanto ao sexo dos animais, os resultados obtidos podem ser explicados pelo fato de as armadilhas colocadas no ninho serem mais eficazes na captura de *Dermanyssus*, onde,

tanto os machos como as fêmeas das aves em estudo participavam na incubação dos ovos. Este fenómeno é, aliás, comum à maior parte das espécies de aves exóticas.

Já a associação entre a infeção por *Dermanyssus* e a espécie de ave foi estatisticamente significativa ($p=0,000$), sendo *L. striata domestica* a espécie onde se observou uma maior prevalência de *Dermanyssus*, seguindo-se, em segundo e terceiro lugar respetivamente, *C. gouldiae* e *T. guttata*. Este resultado pode ser explicado pelo fato de estas aves serem utilizadas pelos criadores para incubar os ovos e alimentar as crias de outras espécies de aves (p.e. *C. gouldiae* e *T. guttata*). A transferência das aves entre instalações poderá contribuir para uma maior prevalência desta ectoparasitose em *L. striata domestica*, ao aumentar as oportunidades de infeção e também para a disseminação deste ácaro. Neste estudo verificou-se também que as condições de criação de *L. striata domestica*, *C. gouldiae* e *T. guttata*, diferiam em relação às outras espécies de aves. Estas espécies de aves eram mantidas em casais, em baterias de criação, em que cada unidade apresentava um tamanho reduzido. Este tipo de instalações é mais propício ao desenvolvimento do parasita. Para além disso, estas baterias de criação são muitas vezes feitas de madeira, de difícil limpeza e desinfeção, devido à porosidade e volume do material, e os locais de acesso ao tutor são limitados. A baixa prevalência de *Dermanyssus* em psitacídeos pode ser explicada através das características físicas e comportamentais destas aves, o bico adunco e a zigodáctilia dos psitacídeos permitem que estas aves sejam mais hábeis e, conseqüentemente, que realizem uma melhor higiene da plumagem do que os passeriformes (p.e. *L. striata domestica*).

Relativamente aos fatores extrínsecos, estima-se que a desinfeção das instalações seja o fator com maior impacto na prevalência de *Dermanyssus*, uma vez que este ácaro mostrou ser mais prevalente ($p=0,005$) nas instalações que eram menos desinfetadas. Devido às características intrínsecas do seu ciclo biológico, *Dermanyssus* apenas recorre ao hospedeiro durante a noite, para se alimentar, passando o resto do tempo escondido em rachas, calhas ou ninhos, onde se reproduz. Por esta razão, o controlo deste parasita apresenta-se desde há muito tempo um desafio, tanto para criadores de aves de produção como para criadores de aves domésticas (Maurer & Perler, 2006). Vários métodos para o controlo deste parasita têm sido desenvolvidos ao longo dos anos, sendo o uso de acaricidas sintéticos o método de eleição para a eliminação de *D. gallinae* (Mul *et al.*, 2009). Contudo, diversos estudos demonstraram o desenvolvimento de resistências aos acaricidas, incluindo os piretroides, tornando-os ineficazes. Este fato foi demonstrado em Itália, Reino Unido, França e Suécia (Mul *et al.*, 2009).

Neste trabalho, para além de *Dermanyssus* spp., foram detetadas outras espécies de parasitas (*O. sylviarum*, *Ornithonyssus* spp., *M. eurysternus*, *Menacanthus* spp., *Glycyphagus* spp., *Liposcelis* spp., *Dubininia* spp., *S. lunula*, *Proctophyllodes* spp., *N. perezae*, *Knemidocoptes* spp.) e calculadas as respetivas prevalências. Para além disso, foram recuperados 5 exemplares de ácaros do género *Ornithonyssus* que aparentavam possuir três pares de setas no interior do escudo esternal (figura 36, apêndice II). Apesar de esta característica ser fortemente sugestiva de *Ornithonyssus bursa*, o número e a forma de conservação dos espécimes não permitiram tirar mais conclusões. Em relação aos ácaros da plumagem, estes apresentam uma elevada especificidade de hospedeiro (Martinho, 2014). *Dubininia* spp. (figura 52, apêndice II) foi detetado em *Agapornis* spp., *N. perezae* (figura 53, apêndice II) em *N. hollandicus*, *Proctophyllodes* spp. (figura 55, apêndice II) em *S. canaria* e *S. lunula* (figura 54, apêndice II) em *M. undulatus*. Para além dos exemplares de *M. eurysternus* foram recuperados das penas 3 malófagos Amblycera, pertencentes ao género *Menacanthus*, mas em que o número e estado de conservação dos espécimes não permitiram identificar a espécie.

Neste trabalho, observou-se uma prevalência de *Ornithonyssus* spp. em psitacídeos de 0,92% (2/217). Este resultado é concordante com os dados obtidos por Bernardi *et al.* (2014) num trabalho realizado em psitacídeos, utilizando dois tipos de amostras (observação direta do parasita no corpo das aves e nas penas). No mesmo estudo, Bernardi *et al.* (2014) detetaram a presença de *Glycyphagus domesticus* nas penas das aves analisadas, com uma prevalência de 4,07% (9/221). A prevalência de *Glycyphagus* spp. determinada no presente trabalho foi bastante superior (42,40%, 92/217). Estes ácaros foram principalmente capturados nas armadilhas colocadas na base e no ninho. Bernardi *et al.* (2014) não utilizou estas armadilhas, o que pode explicar a baixa prevalência de ácaros do género *Glycyphagus* encontrada. De acordo com Colloff (2009), este género de ácaro é vulgarmente encontrado no substrato das gaiolas e ninhos das aves, sendo conhecido como potencial causa de doenças alérgicas em humanos (Brown & Filer, 1968, Arias-Irigoyen *et al.* 2007; Zhang *et al.* 2012).

Neste estudo, *Dubininia* spp. foi detetado na plumagem de *Agapornis* spp., apresentando uma prevalência de 2,30% (5/217). Este resultado foi ligeiramente superior aos dados reportados por Bernardi *et al.* (2014). Estes autores identificaram este parasita em *Agapornis roseicollis*, com uma prevalência de 1,81% (4/221). *Sideroferus lunula* foi encontrado com uma prevalência de 5,99% (13/217) em *M. undulatus*, superior portanto, à prevalência de 0,45% (1/221) reportada por Bernardi *et al.* (2014). Relativamente a *N.*

perezae, neste trabalho obtivemos uma prevalência de 1,38% (3/217). Tal como se verificou para *Dubininia* spp. e *S. lunula*, este resultado foi superior aos dados obtidos por Bernardi *et al.* (2014), que identificaram este parasita em *N. hollandicus* com uma prevalência de 0,90% (2/221). Em grandes quantidades estes ácaros são responsáveis por prurido, irritação cutânea e destruição da plumagem das aves (Atyeo & Gaud, 1987; Albuquerque *et al.*, 2012 citado em Bernardi *et al.*, 2014).

Num estudo realizado no Brasil, Duarte & Albuquerque (2008) determinaram a prevalência de ácaros do género *Knemidocoptes* em aves de companhia, obtendo uma prevalência de 17,7% em *M. undulatus*. No nosso trabalho, o resultado foi bastante inferior (8,33%, 2/24). Este resultado pode ser explicado pelo fato de as raspagens cutâneas terem sido apenas efetuadas em aves sintomáticas.

No geral, o recurso a diferentes técnicas de colheita de amostras poderá explicar as maiores prevalências obtidas no presente estudo.

Em relação a *M. eurytjernus*, *Menacanthus* spp., *Liposcelis* spp. e *Proctophyllodes* spp., não existem dados em aves exóticas que permitam comparar os resultados obtidos neste trabalho.

Entre os ectoparasitas encontrados, os géneros *Dermanyssus* e *Ornithonyssus* apresentam potencial zoonótico (Mazyad & Abel El-Kadi, 2005; Marangi *et al.*, 2012). A existência de agentes patogénicos nestes ácaros também já foi demonstrada (Moro, Chauve, & Zenner, 2005). Assim, os resultados obtidos neste trabalho são importantes, tanto em termos de saúde animal, como em termos de saúde humana.

Alguns agentes transmitidos por estes artrópodes, como *Salmonella enteritidis* (Moro *et al.*, 2007), *Chlamydophila psittaci* (Circella *et al.*, 2011) e *Listeria monocytogenes* (Moro *et al.*, 2009), desempenham um papel importante na saúde humana e/ou veterinária (Moro *et al.*, 2005). Além da importância para a saúde pública, a sua presença também se reflete economicamente nos países onde são predominantes (Moro *et al.*, 2005).

Neste trabalho, um dos parasitas mais prevalentes foi *O. sylviarum*. Em relação a este parasita, foram já reportados alguns casos de transmissão a seres humanos, com sinais dermatológicos associados a prurido (Boseret *et al.*, 2013). *Ornithonyssus sylviarum* é considerado um parasita emergente na Europa, apresentando-se como um problema atual e crescente em aviários, não devendo por isso ser negligenciado (Boseret *et al.*, 2013).

Embora este trabalho tenha permitido identificar e quantificar, pela primeira vez, ácaros do género *Dermanyssus* em aves exóticas em Portugal, existem diversos pontos a

desenvolver. Estes incluem: i) identificar as espécies de *Dermanyssus* encontradas, recorrendo a métodos moleculares; ii) estender o estudo deste parasita a outras espécies de aves e mamíferos; iii) alargar a área geográfica do estudo, iv) identificar potenciais fatores de risco e v) melhorar ou desenvolver novas metodologias de quantificação dos espécimes, de forma a conhecer a densidade parasitária e implementar medidas de controlo. Por outro lado, por razões de saúde animal e saúde pública, é essencial aprofundar o estudo deste ácaro em *L. striata domestica*, com o objetivo de compreender melhor a relação de *Dermanyssus* com esta espécie de ave.

Apesar de a prevalência global de *Dermanyssus* spp. neste trabalho ser baixa, foram identificados vários espécimes em diversas espécies de aves em contacto estreito com o ser humano. Estes resultados sublinham a necessidade de divulgar o quadro clínico e os métodos de diagnóstico disponíveis, de forma a sensibilizar os médicos veterinários e criadores para esta zoonose, promovendo assim a sua deteção precoce e combatendo a sua disseminação.

5 Conclusão

O presente estudo forneceu, pela primeira vez, dados acerca da prevalência de *Dermanyssus* e de outros ectoparasitas, em aves exóticas de companhia em Portugal. Neste trabalho foram identificados e quantificados ácaros do género *Dermanyssus* em *S. canaria*, *T. guttata*, *C. gouldiae* e *Agapornis* spp. Este parasita é considerado um problema de saúde pública e animal. Os fatores mais importantes associados à prevalência deste ácaro nas amostras em estudo foram a espécie de ave e a desinfeção do meio ambiente. Para além de *Dermanyssus* spp., foram também isoladas outras espécies de ácaros com potencial zoonótico, responsáveis por doenças dermatológicas no ser humano (*O. sylviarum* e *Ornithonyssus* spp.) e ácaros associados a doenças alérgicas (*Glycyphagus* spp.). Estes resultados reforçam a necessidade de alertar médicos veterinários e criadores de aves exóticas para estas parasitoses, com vista a promover a sua deteção precoce, instituir estratégias de prevenção e controlo adequadas, bem como adotar medidas de precaução para evitar a sua transmissão ao ser humano.

Como perspetivas futuras, considerando a grande variabilidade intra-específica observada nos exemplares de *Dermanyssus* recolhidos, é essencial utilizar métodos moleculares nos estudos de prevalência deste ácaro. Para além disso, tendo em conta a sua importância quer para a saúde animal, quer para a saúde humana, é importante investir no

estudo da epidemiologia deste ácaro, nomeadamente no que diz respeito à sua distribuição geográfica, espécies afetadas, fatores de risco, e impacto na produção de aves exóticas.

Referências Bibliográficas

- Akdemir, C., Gülcan, E., & Tanritanir, P. (2009). Case report: *Dermanyssus gallinae* in a patient with pruritus and skin lesions. *Turkiye Parazitoloji Dergisi*. Turkish Society for Parasitology, 33(3), 242–244.
- Albuquerque, D. D. A., Brener, B., Menna-Barreto, R. F. S., & Bruno, S. F. (2012). The first identification of *Nymphicilichus perezae* Mironov and Galloway, 2002 in cockatiels in Brazil and the first record of *Psittophagus* sp. (Gaud and Atyeo, 1996) and *Dubininia* sp. (Vassilev, 1958) in cockatiels (*Nymphicus hollandicus* Kerr, 1792). *Parasitology International*, 61(4), 572–8. <http://doi.org/10.1016/j.parint.2012.05.006>
- Arias-Irigoyen, J., Lombardero, M., Arteaga, C., Carpizo, J. A., & Barber, D. (2007). Limited IgE cross-reactivity between *Dermatophagoides pteronyssinus* and *Glycyphagus domesticus* in patients naturally exposed to both mite species. *The Journal of Allergy and Clinical Immunology*, 120(1), 98–104. <http://doi.org/10.1016/j.jaci.2007.02.028>
- Arzey, G. (1990). Mechanisms of spread of Newcastle disease, (42). Acedido em <http://www.cabdirect.org/abstracts/19912253621.html>
- Atyeo, W. T., & Gaud, J. (1987). Feather mites (Acarina) of the Parakeet, *Melopsittacus undulatus* (Aves: Psittacidae). *Journal of Parasitology*, 73, 203–206. <http://doi.org/10.2307/3282367>
- Auger, P., Nantel, J., Meunier, N., Harrison, R. J., Loiselle, R., & Gyorkos, T. W. (1979). Skin acariasis caused by *Dermanyssus gallinae* (de Geer): An in-hospital outbreak. *Canadian Medical Association Journal*, 120(October), 700–703.
- Animal Welfare Institute (2015). International Trade. Acedido em 17 de Julho em <https://awionline.org/content/international-trade>.
- Bastos, F. (2013). Infecções causadas por protozoários e bactérias transmitidas por vetores em gatos residentes na região da Arrábida, Setúbal. *Dissertação mestrado em Medicina Veterinária*. Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Lusófona de Humanidade e Tecnologias.
- Bernardi, B., Fichi, G., Finotello, R., & Perrucci, S. (2014). Internal and external parasitic infections in captive psittacine birds. *The Veterinary Record*, 174(3), 69. <http://doi.org/10.1136/vr.101748>
- Bishopp, F. C. & Wood, H. P. (1917) Mites and lice on poultry. Washington, D.C.: Washington - Government Printing Office.

- Boseret, G., Losson, B., Mainil, J. G., Thiry, E., & Saegerman, C. (2013). Zoonoses in pet birds: review and perspectives. *Veterinary Research*, 44(1), 36. <http://doi.org/10.1186/1297-9716-44-36>
- Bowman, D. (2009). *Georgis' Parasitology for veterinarians* (9th ed.). Saunders Elsevier.
- Brown, H. M., & Filer, J. L. (1968). Role of mites in allergy to house dust. *British Medical Journal*, 3(5619), 646–7. Acedido em <http://www.pubmedcentral.nih.gov/articlerender.fcgi?artid=1986545&tool=pmcentrez&rendertype=abstract>
- Câmara Municipal de Setúbal (2015). Localização e Características. Acedido em 27 de Julho em <http://www.mun-setubal.pt/pt/categoria/localizacao-e-caracteristicas/2>.
- Cardoso, A. (2010). Picacismo psicogénico em psitacídeos. *Dissertação de mestrado em Medicina Veterinária*. Faculdade de Medicina Veterinária. Universidade de Trás-os-montes e Alto Douro.
- Chamberlain, A., & Sikes, R. (1955). Laboratory investigations on the role of bird mites in the transmission of eastern and western equine encephalitis. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 4(1), 106–18. Acedido em <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/13228853>
- Chirico, J., Eriksson, H., Fossum, O., & Jansson, D. (2003). The poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*, a potential vector of *Erysipelothrix rhusiopathiae* causing erysipelas in hens. *Medical and Veterinary Entomology*, 17, 232–234. <http://doi.org/10.1046/j.1365-2915.2003.00428.x>
- Circella, E., Pugliese, N., Todisco, G., Cafiero, M. A., Sparagano, O. A. E., & Camarda, A. (2011). *Chlamydia psittaci* infection in canaries heavily infested by *Dermanyssus gallinae*. *Experimental & Applied Acarology*, 55(4), 329–38. <http://doi.org/10.1007/s10493-011-9478-9>
- Coles, B. H., Krautwald-Junghanns, M., Orosz, S. E., & Tully, T. N. (2008). *Essentials of Avian Medicine and Surgery* (3rd ed.) <http://doi.org/10.1002/9780470692349>
- Collgros, H., Iglesias-Sancho, M., Aldunce, M. J., Expósito-Serrano, V., Fischer, C., Lamas, N., & Umbert-Millet, P. (2013). *Dermanyssus gallinae* (chicken mite): An underdiagnosed environmental infestation. *Clinical and Experimental Dermatology*, 38, 374–377. <http://doi.org/10.1111/j.1365-2230.2012.04434.x>
- Desloire, S., Valiente Moro, C., Chauve, C., & Zenner, L. (2006). Comparison of four methods of extracting DNA from *D. gallinae* (Acari: Dermanyssidae). *Veterinary Research*, 37, 725–732. <http://doi.org/10.1051/vetres:2006031>
- Di Palma, A., Giangaspero, A., Cafiero, M. A., & Germinara, G. S. (2012). A gallery of the key characters to ease identification of *Dermanyssus gallinae* (Acari: Gamasida: Dermanyssidae) and allow differentiation from *Ornithonyssus sylviarum* (Acari:

- Gamasida: Macronyssidae). *Parasites & Vectors*, 5(1), 104. <http://doi.org/10.1186/1756-3305-5-104>
- Duarte, D., & Albuquerque, A. De. (2008). Ocorrência e tratamento de sarna knemidocóptica (*Knemidokoptes* sp.) em aves de companhia atendidas na Faculdade de Veterinária da Universidade Federal. *Ciência Rural*, 38(5), 1472–1475.
- Durden, L. a, Linthicum, K. J., & Monath, T. P. (1993). Laboratory transmission of eastern equine encephalomyelitis virus to chickens by chicken mites (Acari: Dermanyssidae). *Journal of Medical Entomology*, 30(1), 281–285.
- Evans, G. O., & Till, W. M. (1966). Studies on the British Dermanyssidae (Acari: Mesostigmata) Part II. *Bulletin of The British Museum (Natural History) Zoology* (Vol. 14).
- Faghihzadeh Gorji, S., Faghihzadeh Gorji, S., & Rajabloo, M. (2014). The field efficacy of garlic extract against *Dermanyssus gallinae* in layer farms of Babol, Iran. *Parasitology Research*, 113(3), 1209–13. <http://doi.org/10.1007/s00436-014-3759-2>
- Foreyt, W. (2001). *Veterinary Parasitology - Reference Manual* (5th ed.). Blackwell Publishing.
- Forshaw, J. M., & Knight, F. (2006). *Parrots of the World: An Identification Guide*. [http://doi.org/10.1642/0004-8038\(2007\)124\[1099:POTWAI\]2.0.CO;2](http://doi.org/10.1642/0004-8038(2007)124[1099:POTWAI]2.0.CO;2)
- Fowler, M., & Cubas, Z. (2001). Biology, Medicine and Surgery of South American wild animals. *Biology, Medicine, and Surgery of South American Wild Animals*. Iowa State University Press. <http://doi.org/10.1002/9780470376980>
- George, D. R., Finn, R. D., Graham, K. M., Mul, M. F., Maurer, V., Moro, C. V., & Sparagano, O. A. (2015). Should the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* be of wider concern for veterinary and medical science. *Parasites & Vectors*, 8, 1–10. <http://doi.org/10.1186/s13071-015-0768-7>
- Gharbi, M., Sakly, N., & Darghouth, M. A. (2013). Prevalence of *Dermanyssus gallinae* (Mesostigmata: Dermanyssidae) in industrial poultry farms in North-East Tunisia. *Parasite*, 20, 41. <http://doi.org/10.1051/parasite/2013043>
- Hamidi, A., Sherifi, K., Muji, S., Behluli, B., Latifi, F., Robaj, A., Sparagano, O. (2011). *Dermanyssus gallinae* in layer farms in Kosovo: a high risk for *Salmonella* prevalence. *Parasites & Vectors*, 4(1), 136. <http://doi.org/10.1186/1756-3305-4-136>
- Hamscher, G., Prieß, B., Hartung, J., Nogosseck, M. I., Glünder, G., & Nau, H. (2003). Determination of propoxur residues in eggs by liquid chromatography–diode array detection after treatment of stocked housing facilities for the poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*). *Analytica Chimica Acta*, 483(1-2), 19–26. [http://doi.org/10.1016/S0003-2670\(02\)01022-X](http://doi.org/10.1016/S0003-2670(02)01022-X)

- Harcourt-Brown, N., & Chitty, J. (2005). *BSAVA Manual of Psittacine Birds* (2^{sd} ed.). British Small Animal Veterinary Association Publishing.
- Harrison, G., & Lightfoot, T. (2006). *Clinical Avian Medicine* (1st ed., Vol. I). Spix Publishing, Inc.
- Kaufman, J. (1996). *Parasitic Infections of Domestic Animals - A diagnostic manual* (1st ed.). Birkhauser Verlag, Germany.
- Kirkwood, A. C. (1967). Anaemia in poultry infested with the red mite *Dermanyssus gallinae*. *The Veterinary Record*, 80(17), 514–6. Acedido em <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/6034275>
- Kowal, J., Nosal, P., Niedziółka, R., & Kornaś, S. (2014). Original papers Presence of blood-sucking mesostigmatic mites in rodents and birds kept in pet stores in the Cracow area , Poland, 60(1), 61–64.
- Lesna, I., Sabelis, M. W., van Niekerk, T. G. C. M., & Komdeur, J. (2012). Laboratory tests for controlling poultry red mites (*Dermanyssus gallinae*) with predatory mites in small “laying hen” cages. *Experimental & Applied Acarology*, 58(4), 371–83. <http://doi.org/10.1007/s10493-012-9596-z>
- Marangi, M., Morelli, V., Pati, S., Camarda, A., Cafiero, M. A., & Giangaspero, A. (2012). Acaricide residues in laying hens naturally infested by red mite *Dermanyssus gallinae*. *PLoS ONE*, 7(2), 3–8. <http://doi.org/10.1371/journal.pone.0031795>
- Martinho, F. (2014) *Doenças parasitárias das aves provocadas por ectoparasitas*. Comunicação apresentada em aula de Patologia e Clínica das Doenças Parasitárias, Lisboa, Portugal.
- Mateo, M. (2002). Mallophaga: Amblycera. *Fauna Ibérica*, vol. 20. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Conselho Superior de Investigaciones Científicas, CSIC. Madrid
- Maurer, V., & Perler, E. (2006). Silicas for control of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. Acedido em <http://orgprints.org/7274/>
- Mazyad, S. A., & Abel El-Kadi, M. (2005). *Ornithonyssus* (Acari: Macronyssidae) mite dermatitis in poultry field-workers in Almarg, Qalyobiya governorate. *Journal of the Egyptian Society of Parasitology*, 35(1), 213–22. Acedido em <http://europepmc.org/abstract/med/15881008>
- Mccrea, B., Jeffrey, J. S., Ernst, R. a, & Gerry, A. C. (2005). Common Lice and Mites of Poultry : Identification and Treatment. *University of California - Division of Agriculture and Natural Resources*, 8162.
- Merriam Webster (2015) Chaetotaxy. Acedido em <http://www.merriam-webster.com/dictionary/chaetotaxy>.

- Moro, C., Chauve, C., & Zenner, L. (2005). Vectorial role of some dermanyssoid mites (Acari, Mesostigmata, Dermanyssidae). *Parasite (Paris, France)*, 12(2), 99–109. <http://doi.org/10.1051/parasite/2005122099>
- Moro, C. V., Desloire, S., Chauve, C., & Zenner, L. (2007). Detection of *Salmonella* sp. in *Dermanyssus gallinae* using an FTA filter-based polymerase chain reaction. *Medical and Veterinary Entomology*, 21(2), 148–52. <http://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2007.00684.x>
- Moro, C., Chauve, C., & Zenner, L. (2007). Experimental infection of *Salmonella Enteritidis* by the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*. *Veterinary Parasitology*, 146(3-4), 329–36. <http://doi.org/10.1016/j.vetpar.2007.02.024>
- Moro, C., De Luna, C. J., Tod, A., Guy, J. H., Sparagano, O. A. E., & Zenner, L. (2009). The poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*): a potential vector of pathogenic agents. *Experimental & Applied Acarology*, 48(1-2), 93–104. <http://doi.org/10.1007/s10493-009-9248-0>
- Moss, W. W. (1968). An Illustrated Key To The Species Of The Acarine Genus *Dermanyssus* (Mesostigmata: Laelapoidea: Dermanyssidae). *Journal of Medical Entomology*, 5(1), 67–84. <http://doi.org/10.1093/jmedent/5.1.67>
- Mul, M., Van Niekerk, T., Chirico, J., Maurer, V., Kilpinen, O., Sparagano, O., Chauve, C. (2009). Control methods for *Dermanyssus gallinae* in systems for laying hens: results of an international seminar. *World's Poultry Science Journal*, 65, 589. <http://doi.org/10.1017/S0043933909000403>
- Nordenfors, H., & Chirico, J. (2001). Evaluation of a sampling trap for *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). *Journal of Economic Entomology*, 94(C), 1617–1621. <http://doi.org/10.1603/0022-0493-94.6.1617>
- Nordenfors, H., Höglund, J., & Ugglå, a. (1999). Effects of temperature and humidity on oviposition, molting, and longevity of *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). *Journal of Medical Entomology*, 36, 68–72.
- Othman, R. A., Abdallah, J., & Abo-Omar, J. (2012). Prevalence of the red mite (*Dermanyssus gallinae*) in layer flocks in four districts in northern West Bank, Palestine. *Open Journal of Animal Sciences*, 02(2), 106–109. <http://doi.org/10.4236/ojas.2012.22014>
- Pereira, D. (2011). *Dermanyssus gallinae* em galinhas poedeiras em bateria: Carga parasitária, acção vectorial e ensaio de campo de um biopesticida. *Dissertação de Mestrado integrado em Medicina Veterinária*, Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Técnica de Lisboa.
- Piçarra, J. (2009). Estudo sobre a detecção do circovirus aviário psitacédeos domésticos na região de Barcelona – Espanha. *Dissertação de Mestrado integrado em Medicina Veterinária*. Faculdade de Medicina Veterinária. Universidade Técnica de Lisboa. Acedido em <http://www.repository.utl.pt/handle/10400.5/2397>

- Pratt, H. D., & Stojanovich, C. J. (1966). Acarina: Illustrated key to some common adult female mites and adult ticks. U.S. *Department of health, education and welfare, Public health service, Communicable Disease Center*, Atlanta, Georgia.
- Price, R. (1977). The *Menacanthus* (Mallophaga: Menoponidae) of the passeriformes (Aves). *Journal of Medical Entomology*, 14(2), 207–220.
- Ritchie, B., Harrison, G., & Harrison, L. (1994). *Avian Medicine: principles and application* (1st ed.). Wingers Publishing Inc.
- Rosskopt, W., & Woerpel, R. (1996). *Diseases of Cage and Aviary Birds*. Williams & Wilkins.
- Roy, L., & Chauve, C. (2009). The genus *Dermanyssus* (Mesostigmata : Dermanyssidae): history and species characterization. *Trends in Acarology*, 49–56. <http://doi.org/10.1007/978-90-481-9837-5>
- Sandmeier, P., & Coutteel, P. (2006). Management of canaries, finches and mynahs. In *Clinical Avian Medicine - Management of Canaries, Finches and Mynahs* (Vol. 2, pp. 879–914).
- Schmäsckhe, R., Schöne, R., & Eulenberger, K. (2001). Feather mites of budgerigar (*Melopsittacus undulatus*). *Verh. Berg. Erkr. Zootiere*.
- Schmidt, V., Sachse, M., Schöne, R., & Schmösckhe, R. (2009). Federmilden bei papageienvögeln. *Krankheiten*, 2.
- Schmösckhe, R., Schöne, R., Sachse, M., & Eulenberger, K. (2002). *Feather mites of psittacidae*.
- Scott, H. G., & Stojanovich, C. J. (n.d.). Arthropods of public health importance: key to common classes and orders. U.S. *Department of health, education and welfare, Public health service, Communicable Disease Center*, Atlanta, Georgia.
- Smith, M., Blattner, R., & Heyes, F. (1947). Resulting viremia as source of virus (From the Department of Pathology and the Department of Pediatrics , Wozkington University School of Medicine , St . Louis) Louis County have been fbund to be infected with the virus of St . Louis en- Transmission of, (3), 229–237.
- Sparagano, O., Pavličević, A., Murano, T., Camarda, A., Sahibi, H., Kilpinen, O., Cafiero, M. A. (2009). Prevalence and key figures for the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* infections in poultry farm systems. *Experimental and Applied Acarology*, 48, 3–10. <http://doi.org/10.1007/s10493-008-9233-z>
- Steenberg, T., & Kilpinen, O. (2014). Synergistic interaction between the fungus *Beauveria bassiana* and desiccant dusts applied against poultry red mites (*Dermanyssus gallinae*). *Experimental & Applied Acarology*, 62(4), 511–24. <http://doi.org/10.1007/s10493-013-9757-8>

- Tavassoli, M., Allymehr, M., Pourseyed, S. H., Ownag, A., Bernousi, I., Mardani, K., Shokrpour, S. (2011). Field bioassay of *Metarhizium anisopliae* strains to control the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. *Veterinary Parasitology*, 178(3-4), 374–378. <http://doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.01.031>
- Taylor, M., Coop, R., & Wall, R. (2007). *Veterinary Parasitology* (third edit). Blackwell Publishing.
- Tucci, E. C., do Prado, A. P., & de Araújo, R. P. (2005). Fecundidade de *Dermanyssus gallinae* (de Geer, 1778) (Acari: Dermanyssidae) em laboratório. *Arquivos do Instituto Biológico de São Paulo*.
- Tucci, E., Prado, A. P., & Araújo, R. P. (2008). Development of *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae) at different temperatures. *Veterinary Parasitology*, 155, 127–132. <http://doi.org/10.1016/j.vetpar.2008.04.005>
- Tucci, Guimarães, Bruno, G. (1998). Ocorrência de ácaros hematófagos em aviários de postura no estado de SP. *Revista Brasileira Parasitologia Veterinária*.
- Wall, R., & Shearer, D. (1997). *Veterinary Entomology. Encyclopedia of Insects*. <http://doi.org/10.1016/B978-0-12-374144-8.00270-8>
- Wall, R., & Shearer, D. (2001). *Veterinary Ectoparasites: Biology, Pathology and Control*. (2^{sd} ed.). Blackwell Publishing.
- Yakhchali, M., Rasouli, S., & Alborzi, E. (2013). Prevalence and body distribution of the poultry red mite in layer farms from Markazi province of Iran. *Iranian Journal of Veterinary Research*, 14(1), 72–74.
- Zhang, C., Li, J., Lai, X., Zheng, Y., Gjesing, B., Spangfort, M. D., & Zhong, N. (2012). House dust mite and storage mite IgE reactivity in allergic patients from Guangzhou, China. *Asian Pacific Journal of Allergy and Immunology / Launched by the Allergy and Immunology Society of Thailand*, 30(4), 294–300. Acedido em <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/23393909>

Apêndice I - Questionário apresentado aos tutores das aves em estudo

TUTOR N° _____

INSTALAÇÃO N° _____

ANIMAL: Criação Companhia

Espécie: _____

Sexo: ♀ ♂

Idade (ano anilha): _____

Peso: _____ gr **CC (1-5):** _____

Alojamento: Indoor Outdoor Indoor e Outdoor

AO TUTOR:

Desparasitação externa: Sim Não

Desparasitante(s): _____

Frequência: _____

Limpeza/Desinfecção do ambiente: Sim Não

Produto(s): _____

Frequência: _____

Apêndice II – Fotografias

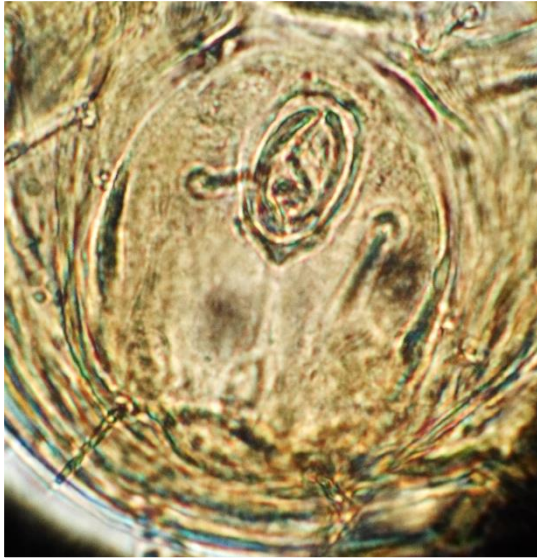


Figura 34- Pormenor do escudo anal de uma fêmea adulta de *O. sylviarum* (Original) 400x.

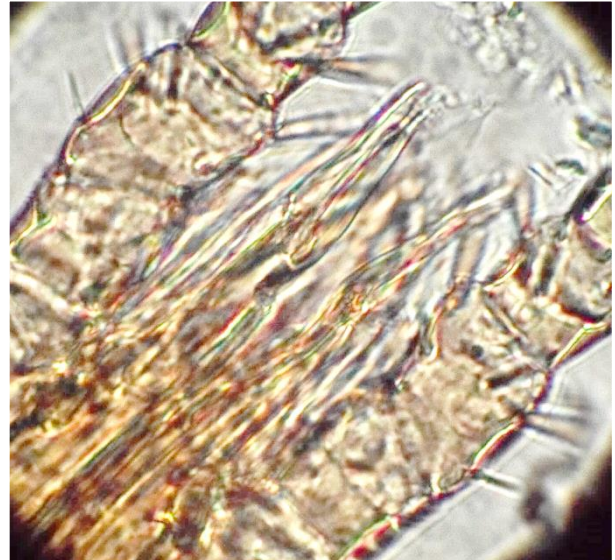


Figura 33- Pormenor das quelíceras de uma fêmea adulta de *O. sylviarum* (Original) 100x.



Figura 35- Fêmea adulta de *O. sylviarum* – é de notar a presença de três escudos distintos e a quelícera exposta (Original) 40x.

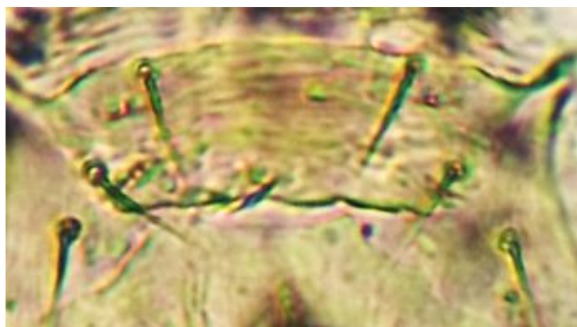


Figura 37- Escudo esternal de uma fêmea adulta de *O. sylviarum* (Original) 400x.

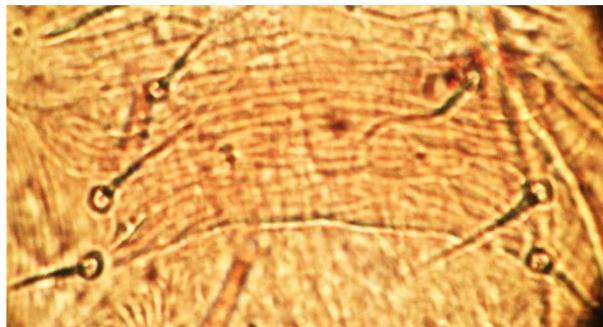


Figura 36- Escudo esternal de uma fêmea adulta de *Ornithonyssus* sp. (Original) 400x.

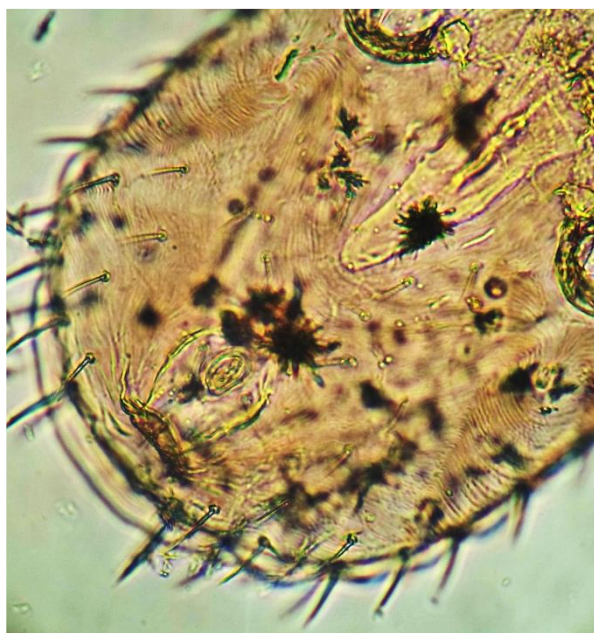


Figura 38- Opistossoma de uma fêmea adulta de *O. sylviarum* – pormenor dos escudos esterno-genital e anal (Original) 40x.

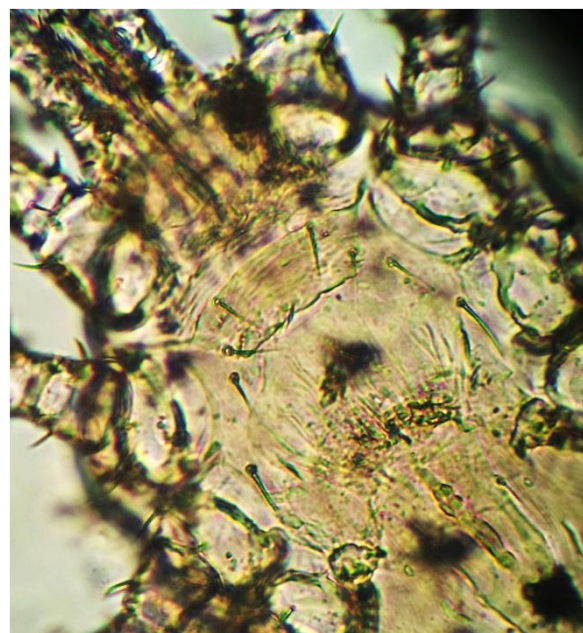


Figura 39- Podossoma e gnathosoma de uma fêmea adulta de *O. sylviarum* – pormenor dos escudos estenal e esterno-genital (Original) 40x.

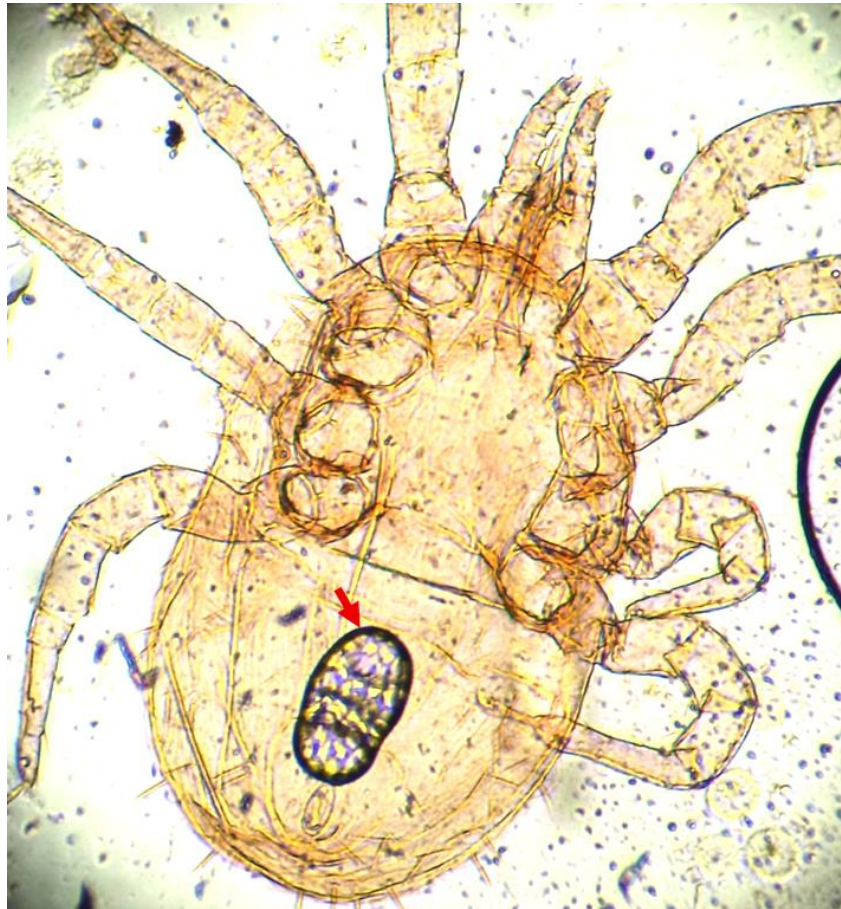


Figura 40- Fêmea adulta de *Dermanyssus* sp. – a seta vermelha assinala um artefato microscópico (Original) 40x.

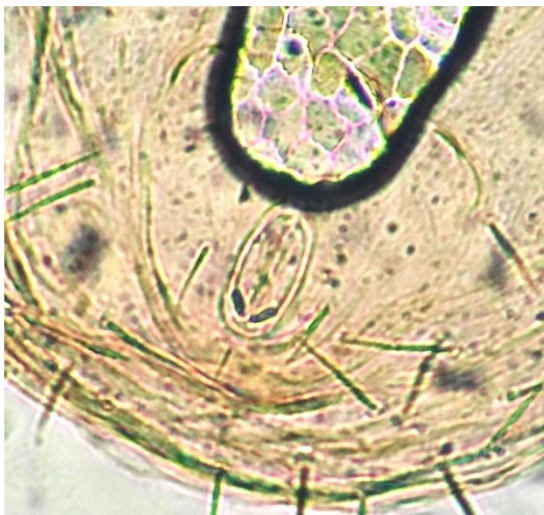


Figura 41- Pormenor do escudo anal de uma fêmea adulta de *Dermanyssus* sp. (Original) 400x.

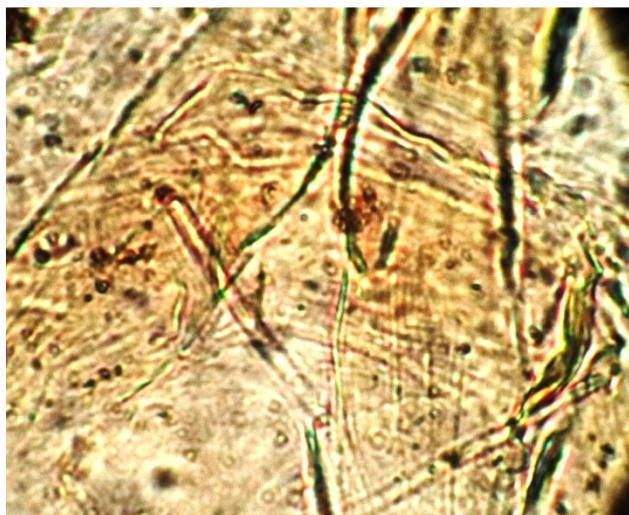


Figura 42- Escudo esternal de uma fêmea adulta de *Dermanyssus* sp. (Original) 400x.

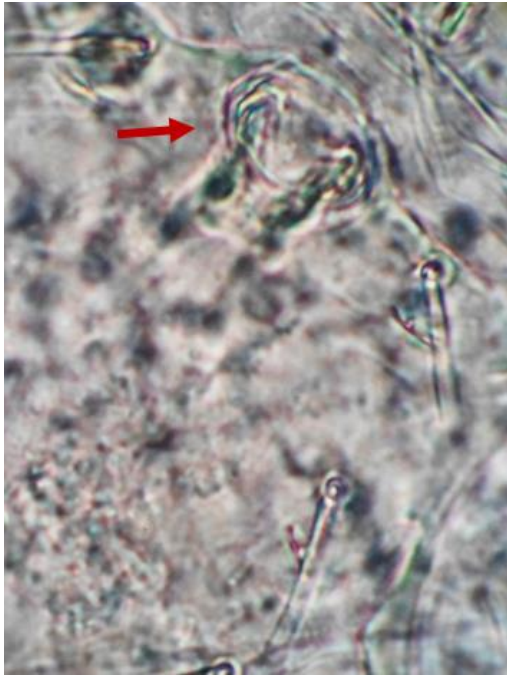


Figura 44- Pormenor do orifício genital (seta vermelha) de um macho adulto de *Dermanyssus* sp. (Original) 400x.

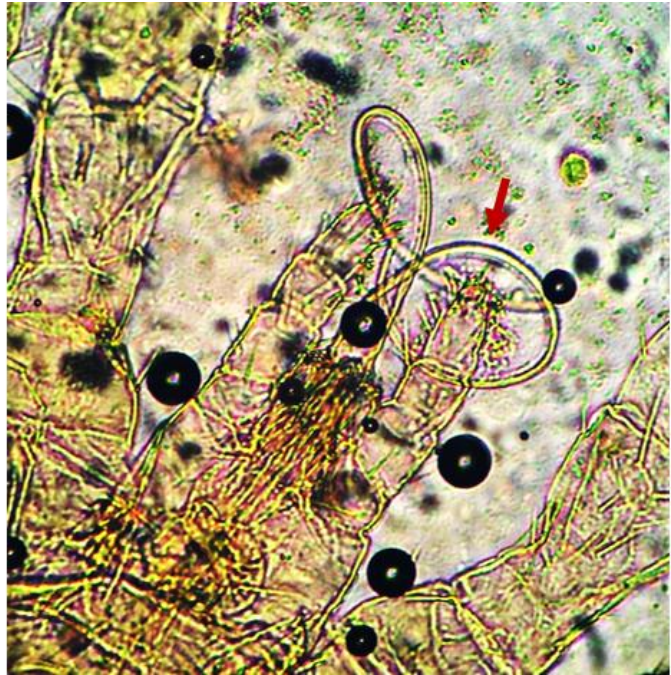


Figura 43- Pormenor das quelíceras (seta vermelha) de uma fêmea adulta de *Dermanyssus* sp. (Original) 100x.



Figura 45- Pormenor do orifício genital (seta vermelha) de um macho adulto de *Ornithonyssus* sp. (Original) 400x.



Figura 46 - Fêmea adulta de *Dermanyssus* sp. com um ovo no seu interior – a seta vermelha assinala o escudo anal (Original) 40x.

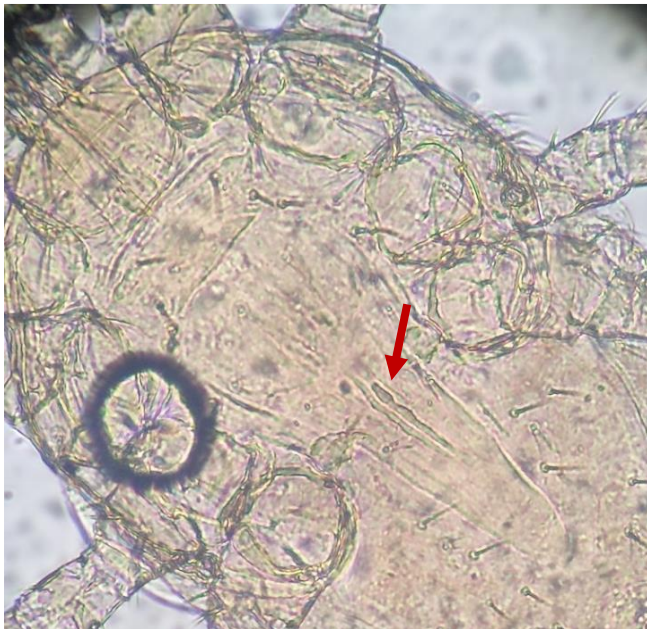


Figura 47- A seta vermelha assinala o orifício genital de uma fêmea adulta de *O. sylviarum* (Original) 40x.



Figura 48- Ovo de *Ornithonyssus* sp. (Original) 400x

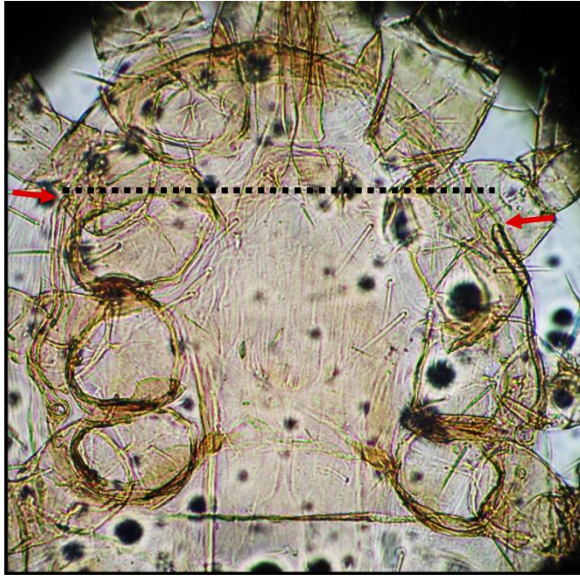


Figura 49- Assimetria bilateral do peritreme de um exemplar de *Dermanyssus* sp. (Original) 40x.



Figura 50- Opistossoma de *Dermanyssus* sp., é de notar a assimetria bilateral das setas do escudo dorsal (assinalado a vermelho) (Original) 40x.

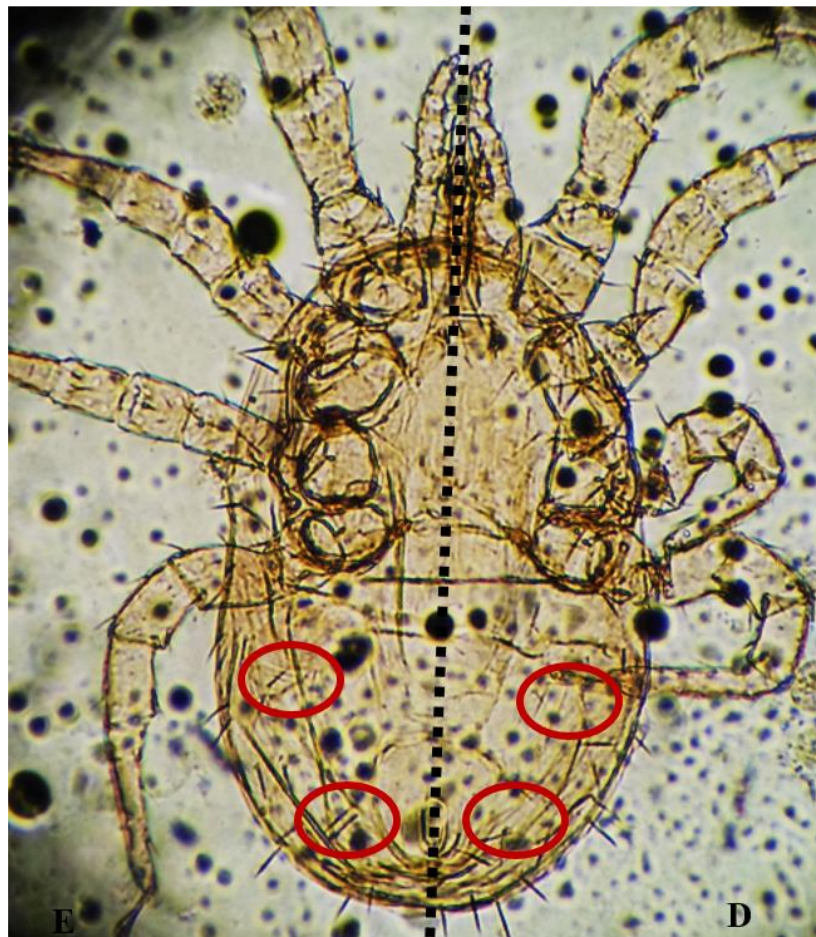


Figura 51 - Exemplar de *Dermanyssus* sp., é de notar o polimorfismo na quetotaxia do escudo dorsal (assinalado a vermelho) que se encontra dividido medialmente: esquerda (E) e direita (D) (Original) 40x.



Figura 52- Macho de *Dubinia* sp. detetato num exemplar de *Agapornis* sp. (Original) 100x.



Figura 53- Macho de *Nymphicilichus perezae* detetato num exemplar de *N. hollandicus* (Original) 100x.



Figura 54- Macho de *Sideroferus lunula* detetado em *M. undulatus* (Original) 100x.



Figura 55- Macho de *Proctophyllodes* sp. detetado em *S. canaria* (Original) 100x.



Figura 56 - Exemplar de *Glycyphagus* sp. (Original) 100x.



Figura 57 - Pormenor do tarso da pata II de *Glycyphagus* sp. (Original) 400x.



Figura 58 - Tarso de *Liposcelis* sp. – pormenor do tarso com 3 segmentos (círculo vermelho) (Original) 100x.



Figura 59 - Exemplar de *Liposcelis* sp. – pormenor da pata II, tarso com 3 segmentos (seta vermelha) (Original) 40x.



Figura 60 - Exemplar de *Liposcelis* sp. – pormenor da antena e seus segmentos (seta vermelha) (Original) 40x.



Figura 62 - Exemplar de *M. eurysternus* (Original) 40x.

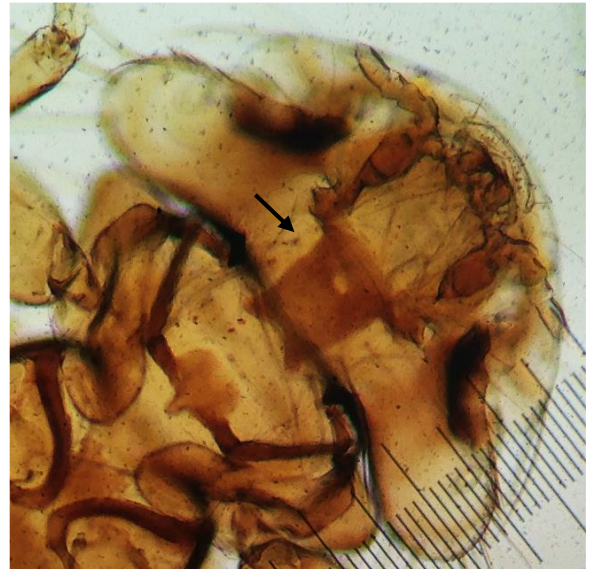


Figura 61 - Pormenor das setas laterais (seta preta) à placa gular de uma fêmea adulta de *M. eurysternus* (Original) 100x.



Figura 64 - Pormenor da placa gular de uma fêmea adulta de *M. eurysternus* – é de notar a zona central despigmentada (seta preta) (Original) 100x.



Figura 63 - Metanoto de *M. eurysternus* – é de notar a presença de 3 setas numa posição lateroanterior (círculo vermelho) (Original) 400x.



Figura 65 - Seta 24 (seta vermelha) da t mpora marginal de *Menacanthus eurysternus* (Original) 400x.