



Faculdade de Veterinária

Departamento de Sanidade e Saúde Pública

Licenciatura em Medicina Veterinária

Trabalho de culminação de estudos

**Ocorrência de Parasitas gastrointestinais em galinhas boschveld e
landim na Província e Cidade de Maputo**

Estudante: Nércia Das Neves Manuel da Costa

Supervisor: Mestre Hermógenes Neves Mucache

Maputo, Dezembro de 2025

DECLARAÇÃO DE HONRA

Eu, Nércia Das Neves Manuel Da Costa, declaro por minha honra que o trabalho intitulado **“Ocorrência de Parasitas gastrointestinais em galinhas na Província e Cidade de Maputo”** resulta da minha investigação e das orientações críticas e sugestões dos meus supervisores. Os resultados apresentados são verdadeiros e resultam de uma pesquisa por mim realizada com base nas referências bibliográficas mencionadas e nos métodos descritos.

Maputo, Dezembro de 2025

(Nércia Das Neves Manuel Da Costa)

DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho ao meu anjo da guarda, minha mãe Glória Ângela António (em memória), com todo meu amor e gratidão por a ter tido como mãe, por sempre apoiar minhas decisões, por ter cultivado em mim o espírito de nunca desistir dos meus objectivos e sonhos, por cuidar de mim sempre.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente agradecer a Deus, pelo dom da vida e por permitir a concretização deste objectivo na minha vida.

Agradeço ao meu supervisor, Dr. Hermógenes Mucache pelos ensinamentos, pelos conselhos, pela paciência.

Aos meus tios, Gabriel António, Belo António e Ana António, Evelina António, Mateus António Orton António, Maico António, António Junior e Rui António pelo amor, pelo apoio, pela motivação, pelo encorajamento de seguir em frente e por cuidarem de mim e dos meus irmãos.

Aos meus pais, Neves Da Costa e David Chomar pelo apoio moral, pela motivação de sempre continuar a batalhar, pelos conselhos maduros e por cuidarem de mim sempre.

Aos meus irmãos, Newilson, Davy, Victória e Newanda por serem minha motivação todos os dias.

Aos meus irmãos, Ticha, Paulo, Faúzio, Assante, Marven, Kelvin, Witness e Elisa pelo companheirismo, pelas conversas e apoio emocional.

Ao meu amado Tony Nhalia, pelo amor que me tem demonstrado, pela dedicação, paciência, amizade, pelos conselhos, pelo apoio incondicional, me encorajando, dando força para levantar e seguir em frente nos momentos difíceis.

As minhas amigas, Leopoldina Brito, Antonina da Liz, Shanice Machava, Dora Cossa, Marven Tamires, Carmen Alberto, Jeny Yudmila, Yotasse Meiva, Cesaria de Jesus, pelo apoio moral, pelo carinho, pela troca de conhecimentos e pelo companheirismo durante a minha formação.

Aos meus colegas, Filosa, Belita, Safira, Madalena, Josina, Simões, Ambrósio, Yurgen, Joaquina, Sónia, Flora, Ulnisses, Macedo, Isáias, Nuro, Aik, Berta, José Nédio, Moda, Sharon, Almerinda, Fácia, Jéssica, pela troca de experiências.

A Dra. Regina Miambo, Dra. Sónia Afonso, aos técnicos da secção de parasitologia, senhora Olga Manjate, ao senhor Basílio Flores, pelos ensinamentos e colaboração. A toda comunidade da UEM-FAVET pelos ensinamentos.

A Dra. Ana Zandamela e Sr. Romão pela apoio, paciência e experiência.

Fundação Kyeema e a direcção dos mercados por permitir a colheita das amostras.

Agradecer a todos que de forma directa ou indirecta fizeram parte deste percurso académico.

LISTA DE SÍMBOLOS E ABREVIATURAS

cm: Centímetro

°C: Celsius

FAVET: Faculdade de Veterinária

kg: Quilograma

km: Quilómetro

km²: Quilómetro quadrado

L1: Larva do primeiro estágio

L2: Larva do segundo estágio

L3: Larva do terceiro estágio

L4: Larva do quarto estágio

L5: Larva do quinto estágio

mm: Milímetro

ml: Mililitro

mg: Miligrama

ppm: Partes por milhão

spp. Espécies

SPSS: Statistical Package for Social Science

µm: Micrómetro

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Ciclo de <i>Eimeria</i> (Taylor <i>et al.</i> , 2007)	12
Figura 2: Ciclo de vida de <i>Cryptosporidium</i> (Bouazid <i>et al.</i> , 2013)	13
Figura 3: Representação geográfica dos locais d estudo no distrito de Marracuene (imagem de satélite extraída do Google Maps).....	16
Figura 4: Representação geográficas dos locais de estudo na cidade de Maputo (imagem de satélite extraída do Google Maps).....	17
Figura 5: Amostra fecais em tubos Falcon de 50 ml com respectiva identificação.	19
Figura 6: Amostras processadas pela tecnica de Wills.....	19
Figura 7: Esfregaços fecais corados pela tecnica de Ziehl-Neelsen Modificado.....	20
Figura 8: Oocisto de <i>Cryptosporidium</i> spp. corados pela tecnica de Ziehl Neelsen modificado (ampliação de 100x), estruturas esféricas de cor vermelha.....	23
Figura 9: (E) <i>Raillietina</i> spp. (F) <i>Capilária</i> spp. (G) <i>Ascaridia galli</i> (H) <i>Echinuria uncinata</i> (L) <i>Eimeria</i> spp. (J) <i>Heterakis gallinarum</i> , detectados pela tecnica de Flutuação de Willis.	24

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Parasitas gastrointestinais em galinhas no distrito de Marracuene.	21
Tabela 2: Parasitas gastrointestinais em galinhas nos mercados informais da cidade de Maputo.	21
Tabela 3: Prevalência de parasitas gastrointestinais em galinhas nos diferentes locais de estudo.	22
Tabela 4: Prevalência de <i>Cryptosporidium</i> spp. em galinhas nos diferentes locais do estudo...	22
Tabela 5: Comparação de dois locais (Maputo e Marracuene).....	25

ÍNDICE

1. RESUMO	1
2. INTRODUÇÃO.....	2
3. OBJECTIVOS	4
3.1. Geral.....	4
3.2. Específicos	4
4. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	5
4.1. Parasitas gastrointestinais de galinhas	5
4.1.1. Nemátodos gastrointestinais em galinhas.....	5
4.1.2. Cestodos gastrointestinais em galinhas	8
4.1.3. Protozoários em galinhas	10
4.1.4. Epidemiologia de parasitas gastrointestinais	14
4.1.5. Diagnóstico de helmintos e protozoários gastrointestinais de galinhas	14
5. MATERIAIS E MÉTODOS	15
6. RESULTADOS.....	21
7. ANÁLISE DE DADOS	25
8. DISCUSSÃO.....	26
9. CONCLUSÃO	29
10. RECOMENDAÇÕES	30
11. REFERÊNCIAS.....	31
12. ANEXOS	35

1. RESUMO

A galinha landim constitui uma das principais fontes acessíveis de proteína e de renda em comunidades de baixa renda. No ciclo de produção, os parasitas gastrointestinais representam um desafio significativo para a saúde das galinhas, podendo impactar de forma negativa no ganho de peso e consequentemente na produção de carne e ovos, levando em alguns casos à morte. O presente estudo teve como objectivo determinar a prevalência de parasitas gastrointestinais em 40 galinhas de raça boschveld no distrito de Marracuene e 80 galinhas landim comercializadas nos mercados informais da cidade de Maputo. Foi colhido um total de 120 amostras de fezes, das quais, 40 no piso dos aviários nos bairros (Malí, 15 de Agosto e Habel Jafar) do distrito de Marracuene e 80 no piso das gaiolas dos mercados (Xipamanine, Xiquelene e Benfica) entre os meses de Março e Setembro de 2024. As amostras foram processadas pelo método de flutuação de Willis para a identificação de ovos de helmintos e oocistos de *Eimeria* e a técnica de Ziehl-Neelsen modificado (ZNM) para a identificação de oocistos de *Cryptosporidium*. A prevalência de parasitas gastrointestinais em Marracuene foi de 10%, tendo sido maior no bairro Malí (12,5%) comparativamente ao bairro 15 de Agosto (7,7%). A prevalência nos mercados informais foi de 28,75%, sendo maior no Xipamanine (39%) e menor no Xiquelene (13,3%). Os seguintes helmintos *Ascaridia galli* (49,2%), *Amidostomum anseris* (17,5%), *Echinuria uncinata* (15%), *Heterakis gallinarum* (7,5%), *Raillietina spp.* (5,8%) e *Capillaria spp.* (4,2%) e protozoários *Cryptosporidium spp.* (17,5%), *Eimeria spp.* (35,8%) foram observados em galinhas dos três bairros seleccionados no município de Marracuene, igualmente nos três mercados seleccionados da cidade de Maputo. Os resultados indicam que não há diferença estatisticamente significativa entre as médias percentuais do grupo de Maputo e Marracuene. Parasitas gastrointestinais são mais prevalentes em galinhas nos mercados informais seleccionados da cidade de Maputo comparativamente aos bairros do distrito de Marracuene, sendo os protozoários observados com menor frequência comparativamente aos helmintos, apresentando o *Cryptosporidium* potencial zoonótico. Recomenda-se a implementação de protocolos de desparasitação e de controlo de parasitas gastrointestinais em galinhas landim por forma a reduzir a taxa de infecção, melhorando deste modo a qualidade de vida das galinhas e os níveis de produção.

Palavras-chave: Marracuene, Mercados informais da cidade de Maputo, Galinhas, Parasitas gastrointestinais, Prevalência.

2. INTRODUÇÃO

Os parasitas gastrointestinais são organismos que vivem e se alimentam no tracto gastrointestinal de seus hospedeiros, causando condições que podem afectar a saúde e a produtividade do hospedeiro (Taylor *et al.*, 2007). As infecções de aves por parasitas gastrointestinais, podem ser causadas por helmintos e protozoários, ocasionando grandes perdas económicas à indústria avícola devido à diminuição da taxa de conversão alimentar, perda de peso, diminuição da produção de ovos e mortalidade em aves jovens (Puttalakshmamma *et al.*, 2008).

Os protozoários do género *Eimeria*, são responsáveis pela coccidiose, doença esta considerada de grande importância no sector avícola pelo facto de causar enterite e diarreia com consequente diminuição da absorção alimentar servindo igualmente de porta de entrada para agentes infecciosos secundários, agravando deste modo o quadro clínico das aves infectas, gerando deste modo perdas económicas significativas (Pinheiro, 2014).

A criação extensiva das aves constitui por si um factor de risco para a ocorrência dos parasitas uma vez que estas galinhas circulam livremente tendo acesso a diferentes áreas e ambientes em contacto com o solo que favorece a sobrevivência e disseminação de larvas ou ovos de helmintos e cistos/oocistos de protozoários. (Brandão *et al.*, 2008; Silva *et al.*, 2018). Os factores de risco para a transmissão e disseminação dos parasitas incluem as condições socioeconómicas, o nível de educação, as práticas de higiene, além de factores ambientais como temperatura, humidade e sobrevivência dos estágios evolutivos no ambiente (Alum *et al.*, 2010).

De acordo com Garcês e Dos Anjos (2014) Moçambique é um país onde aproximadamente 80% da população encontra-se envolvida na agricultura, e a actividade avícola é uma das principais alternativas para cobrir o défice proteico das famílias de baixa renda, contribuindo para a segurança alimentar e geração de emprego no país. A agro-pecuária, o ramo da actividade económica onde se insere a avicultura, é o sector produtivo moçambicano que gera mais emprego, empregando cerca de 79% população activa. Entretanto, a actividade tem passado por várias transformações, desde o início da década de 60, acompanhando as mudanças económicas do país. O manejo sanitário é precário, com a falta de controlo de doenças infecciosas, especificamente a de Newcastle, que provoca alta mortalidade. Além das doenças infecciosas, infestação por parasitas reduzem a produtividade e comprometem a sobrevivência das aves (Dos Anjos, 2005).

No contexto moçambicano, considera-se a galinha landim a espécie com maior efectivo nas zonas rurais, que fornece rapidamente proteína de origem animal em forma de carne e ovos, constituindo fonte de rendimento nas comunidades rurais (Amaral, 2012).

A ocorrência dos parasitas também pode afectar a qualidade dos produtos avícolas, colocando em risco a saúde humana (Fagbemi, 2010), visto que, alguns parasitas apresentam potencial zoonótico, como é o caso de *Cryptosporidium*, que afecta principalmente indivíduos imunocomprometidos, idosos e crianças, por este motivo, é relevante estudar a prevalência dos parasitas. O estudo desenvolvido por Wang *et al.* (2021) relaciona a ocorrência de *Cryptosporidium meleagridis* com a mortalidade em perus.

Messa *et al.* (2021) reportaram o primeiro caso de *Cryptosporidium meleagridis* em Moçambique. Os dados reportados indicam que o contacto de aves com gatos, pode ser um factor de risco para criptosporidiose humana no nosso país. Por outro lado, constatou-se também que o consumo de águas superficiais contaminadas e não tratadas pode levar a criptosporidiose transmitida pela ingestão de água contendo oocistos do parasita.

3. OBJECTIVOS

3.1. Geral

- Determinar a prevalência de parasitas gastrointestinais em galinhas no distrito de Marracuene e cidade de Maputo.

3.2. Específicos

- Identificar os parasitas gastrointestinais que ocorrem em galinhas boschveld e landim no distrito de Marracuene e mercados informais da cidade de Maputo;
- Determinar a ocorrência de *Cryptosporidium*;
- Comparar a ocorrência de parasitas gastrointestinais entre o distrito de Marracuene e mercados da cidade de Maputo.

4. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

4.1. Parasitas gastrointestinais de galinhas

Os parasitas gastrointestinais são organismos que vivem e se alimentam no tracto gastrointestinal de seus hospedeiros, causando condições que podem afectar a saúde e a produtividade do hospedeiro, com isso, ocasionam grandes perdas económicas à indústria avícola devido à diminuição da taxa de conversão alimentar, perda de peso, diminuição da produção de ovos e morte em aves jovens (Taylor *et al.*, 2007). Dois grandes grupos estão envolvidos em infecções gastrointestinais em aves: helmintos e protozoários (Puttalakshamma *et al.*, 2008). No grupo dos helmintos enquadram-se o filo Platyhelminthes (parasitas achatados) com duas classes de importância veterinária (Cestóda e Trematoda) e o filo Nematelminthes (Parasitas redondos) com 6 classes sendo a nemátoda de importância veterinária (Taylor *et al.*, 2007).

4.1.1. Nemátodos gastrointestinais em galinhas

A classe nemátoda enquadra-se no reino animal, filo Nematelminthes, possuindo 5 ordens, nomeadamente Ascaridida, Strongylida, Rhabditida, Spirurida e Enoplida (Monteiro, 2011). Os seres desta classe tem formato cilíndrico, o corpo é revestidos por uma cutícula externa resistente de cor clara, e por baixo da cutícula está a hipoderme (contendo glicogénio, mitocôndrias e lípidos) e mais internamente encontra-se a camada de fibras musculares composta de músculos lisos e segmentado. A locomoção é realizada por meio de movimentos ondulantes decorrentes de contracção e relaxamento muscular (Taylor *et al.*, 2017).

Os parasitas apresentam o sistema digestivo completo, constituído por boca, vestíbulo oral, lábios, esófago, faringe, intestinos e ânus (Martins, 2019). A maior parte dos géneros apresenta dimorfismo sexual, os machos apresentam espícula para a cópula e são menores que as fêmeas (Monteiro, 2011).

O sistema gastrointestinal das galinhas pode ser parasitado pelas seguintes espécies da ordem Ascaridida (*Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum*), Strongylida (*Strongyloides spp.*), Rhabditida (*Amidostomum anseris*), Enoplida (*Capillaria spp.*), Spirurida (*Echinuria uncinata*, *Tetrameres spp.*), (Taylor *et al.* 2017).

Ciclo de vida

As infecções por nemátodos gastrointestinais em galinhas podem dar-se pelas seguintes formas: ingestão de larvas do terceiro estágio (L₃) (Strongylida), ovo contendo larvas do

primeiro estágio (L₁) (Enoplida), pela ingestão de ovos contendo larvas do segundo estágio (L₂) (Ascaridida) ou pela ingestão do hospedeiro intermediário contendo a forma infectante (L₃) (Spirurida), (Taylor *et al.* 2007).

O ciclo de vida pode ser directo (Ordens Ascaridida, Strongylida, Rhabditida e Enoplida) ou indirecto (Ordem Spirurida). No ciclo evolutivo directo, as larvas de vida livre sofrem duas mudas após a eclosão, e a infecção ocorre pela ingestão do estágio L₃, contudo, podem existir excepções, em que ocorra infecção por meio da penetração da larva na pele ou pela ingestão do ovo contendo a larva. O ciclo completo envolve quatro mudas sucessivas designadas de estágios larvais, L₁, L₂, L₃, L₄, e L₅ que é o adulto (Taylor *et al.* 2017).

Em ciclos evolutivos indirectos, as duas primeiras mudas ocorrem no hospedeiro intermediário, e a infecção do hospedeiro definitivo acontece após a ingestão do hospedeiro intermediário ou pela inoculação da larva de terceiro estágio (L₃) quando o hospedeiro intermediário, como um insecto hematófago, se alimenta. Após a infecção, ocorrem mais duas mudas que levam ao parasita adulto (L₅), (Taylor *et al.*, 2017).

De acordo com Taylor *et al.* (2007) após a ingestão da L₃, os parasitas da ordem Strongylida penetram a mucosa do intestino delgado, passando por duas mudas até transformarem-se em L₅, em seguida, eles emergem para o lúmen intestinal, onde se reproduzem e os ovos são excretados para o ambiente, na ordem Enoplida, os ovos eclodem no intestino grosso devido ao estímulo do hospedeiro, a L₁ penetra as células gástricas onde ocorrem as mudas até alcançar o estágio adulto, e na ordem Ascaridida, após a ingestão do ovo contendo a L₂, este eclode no intestino delgado e migra para o fígado, onde ocorre a primeira muda, depois, a larva se desloca para os pulmões por meio da corrente sanguínea, a L₃ retorna ao intestino delgado via brônquios, traqueia e faringe, onde sofre as duas últimas mudas (Taylor *et al.*, 2007; Urquhart *et al.*, 1998; Jacobs *et al.*, 2016).

Sinais clínicos

Os sinais clínicos associados a infecções por nemátodos gastrointestinais em galinhas podem variar dependendo de intensidade de infecção, da espécie de nematódo e do estado de saúde geral da galinha. Os sinais observados são caracterizados por perda de peso, inapetência, diarreia, desidratação, crescimento retardado, baixa conversão alimentar, diminuição na produção de ovos, e em casos graves pode causar anemia (Taylor *et al.*, 2007).

Tratamento e Controlo

O tratamento de infecções por nematódos gastrointestinais em galinhas, envolve o uso de anti-helmínticos específicos em associação com um manejo sanitário adequado.

Os benzimidazóis, albendazol, mebendazol e fenbendazol, são eficazes no tratamento de várias infecções por nematódos em aves (Pereira *et al.*, 2006). Os fármacos actuam inibindo a síntese de microtúbulos, afectando a capacidade dos parasitas de se alimentar e reproduzir. Alternativamente o Levamisol age no sistema nervoso dos nematódos, paralisando-os e facilitando sua eliminação. O fármaco, é frequentemente utilizado em aves devido à sua eficácia e baixa toxicidade. A ivermectina, pode ser eficaz contra alguns nematódos gastrointestinais, especialmente em infecções mistas com ectoparasitas.

Higienização dos aviários e locais de alimentação das galinhas e controle de hospedeiros intermediários.

Ascaridia galli

Características

O género *Ascaridia* pertence ao Reino Animalia, Filo Nemátoda, Classe Secernentea, Ordem Ascaridida e Família Ascaridiidae. Afecta a maioria das espécies das aves domésticas entre elas frangos, galinhas e perús sendo considerada cosmopolita. O parasita adulto pode medir 12 a 18cm e os ovos podem medir 85x80µm (Foreyt, 2005). Apresentam esófago claviforme, boca trilabiada, os machos medem 1 a 2cm e as fêmeas 6 a 12cm, os ovos apresentam uma casca grossa, os machos apresentam duas espiculas e uma ventosa pré-cloacal na extremidade posterior (Monteiro, 2011)

Heterakis gallinarum

Características

O *Heterakis gallinarum* é um parasita pequeno que vive no ceco das galinhas, é um parasita branco com 3 pequenos lábios e tem 2 membranas laterais que se estendem em quase todo o comprimento do corpo. Apresenta um esófago distinto, terminando em um bulbo bem desenvolvido contendo um aparelho vulvar (Urquart *et al.*, 1998). Os ovos têm formato elipsoidal com casca grossa e são difíceis de distinguir dos ovos de *Ascaridia galli*. Os machos medem cerca de 7-13 mm de comprimento, tendo uma ventosa pré-anal bem desenvolvida e espicula desiguais. As fêmeas, por sua vez, medem 10-15 mm de comprimento, a vulva não é proeminente e localiza-se posterior ao meio corpo (MCDougald, 2013). O *Heterakis gallinarum*

é um parasita altamente disseminado na maioria dos grupos de aves domésticas e possui pouco significado patológico por si próprio, mas, é de grande importância pois transmite um protozoário chamado *Histomonas meleagridis* que é patogénico para perús jovens, por isso não se recomenda a criação de perús em terrenos já utilizados por galinhas (Monteiro, 2011).

Capillaria spp.

Características

São descritas seis espécies em aves. As espécies de *Capillaria*, localizam-se ao longo do tracto gastrointestinal. A *Capillaria contorta* e *Capillaria annulata* parasitam o esófago e *Capillaria bursata*, *Capillaria caudinflata*, *Capillaria obsignata* parasitam o intestino delgado, e, *Capillaria anatis* parasita o ceco (Permin e Hansen, 1998). Apresentam ovos bi-operculados com casca grossa, os machos tem apenas uma espícula que é envolvida por uma bainha, dando aspecto de prepúcio e as fêmeas tem extremidades posterior simples e são ovíparas. O ciclo de vida da *Capillaria* pode ser directo ou indirecto. *Capillaria annulata* e *Capillaria contorta* são as espécies mais prejudiciais, podem prejudicar severamente o revestimento do esófago, O revestimento da cultura e do esófago fica inflamado, o que pode impossibilitar a deglutição das aves afectadas.

4.1.2. Cestodos gastrointestinais em galinhas

O filo dos Platyhelminthes possui duas classes de importância veterinária, nomeadamente a Cestoda e Trematoda, apresentando os parasitas da classe cestóda maior impacto para a saúde das aves. Os cestodos apresentam corpo segmentado com as seguintes regiões distintas: escólex, colo, estróbilo e tegumento (Monteiro, 2011).

De acordo com Taylor *et al.* (2017) os cestodos apresentam um sistema nervoso constituído por um nervo anelar no rostro, um par de gânglios nervosos laterais do qual saem seis cordas nervosas. Apresentam o sistema excretor com 4 canais longitudinais e poro excretor no último proglótido, entretanto, não apresentam o sistema digestivo, sua nutrição é feita com base na absorção de material semidigerido. O ovo apresenta a oncosfera (6 ganchos) no seu interior, apresentando uma casca espessa, escura, radialmente estriada, denominada embrióforo e a outra casca verdadeira, muito frágil que é perdida ainda no útero.

O tracto gastrointestinal das galinhas pode ser parasitado pelos seguintes cestódos: *Davainea proglottina*, *Raillietina spp.*, *Amoebotaenia sphenoides*, *Hymenolepis spp.* (Taylor *et al.* 2017).

Ciclo de vida

O ciclo de vida dos cestodos é indirecto, envolvendo um ou mais hospedeiros intermediários como lesmas e minhocas (Saif, 2009). Os ovos e segmentos são eliminados nas fezes, e ao serem ingeridos por um hospedeiro intermediário, as secreções do estômago e intestinos digerem o embrióforo e activam a oncosfera, com o auxílio de seus ganchos, o parasita penetra a mucosa e segue pela corrente sanguínea ou linfática, ou no caso de invertebrados, penetra a cavidade corporal. Uma vez no lúmen intestinal, a oncosfera perde os ganchos e desenvolve-se formando o metacestodo: Para as galinhas forma o *Cisticerco* (Taylor *et al.*, 2017). Quando o metacestodo é ingerido pelo hospedeiro definitivo, o escólex se adere à mucosa, enquanto o restante da estrutura é digerido. A partir da base do escólex, inicia-se o crescimento de uma cadeia de proglotes (Martins, 2019).

Sinais clínicos

Os sinais clínicos associados a infecções por cestodos em galinhas podem variar dependendo de intensidade de infecção, da espécie e do estado de saúde geral da galinha. Os sinais comumente observados são diarreia, perda de peso, anemia, diminuição na produção de ovos, apatia, presença de segmentos do cestodo nas fezes, comportamento de coçar ou picar o ânus, vômitos (Schuster *et al.*, 2015).

Tratamento e Controle

O tratamento de infecções por cestodos é baseado no uso de antiparasitários específicos e em associação com manejo sanitário adequado.

O Praziquantel age aumentando a permeabilidade da membrana celular dos parasitas, causando paralisia e morte. A niclosamida age inibindo a actividade metabólica dos cestodos, resultando na sua eliminação e o Albendazol é eficaz na eliminação de alguns cestodes, age interferindo com a capacidade dos parasitas de se alimentarem e se reproduzir (Schuster *et al.*, 2015).

Higienização dos aviários, controle de hospedeiros intermediários e isolamento de aves infectadas.

Raillietina spp

Características

Existem três espécies conhecidas: *Raillietina tetragona*, *Raillietina cesticillus* e *Raillietina echinobothrida*.

Os cestódeos pertencentes a este género possuem muitos proglótides, um rostro com ventosas e dupla coroa de acúleos. O tamanho varia de acordo com a espécie 15cm para *Raillietina cesticillus* e 25cm para *Raillietina tetragona*, *Raillietina echinobothrida*. Eles apresentam ovários simples ou lobulados e cápsulas ovígeras com vários ovos. Os adultos habitam o duodeno das aves, enquanto as larvas cisticercóides se encontram em insectos (Monteiro, 2011)

Epidemiologia

As três espécies são de distribuição cosmopolita. Infecções por *Raillietina echinobothrida* são encontradas em galinhas e perús, as de *Raillietina tetragona* ocorrem em galinhas e pombos, enquanto as de *Raillietina cesticillus* são comuns em galinhas, galinhas de angola e perús, todas as espécies de *Raillietina* têm ciclos de vida indirectos, tendo as aves domésticas e selvagens como hospedeiros finais, e vários insectos como moscas, formigas servem de hospedeiros intermediários (Taylor *et al.*, 2017). Os segmentos gravídicos dos parasitas adultos são eliminados com as fezes das aves, os hospedeiros intermediários ingerem os segmentos grávidos, que liberam os ovos em seu intestino após a digestão, estes ovos desenvolvem-se em cisticercóides na cavidade corporal dos hospedeiros intermédios, de seguida as aves ingerem esses insectos ou moluscos contaminados. Após a digestão, os cisticercóides libertam os parasitas jovens que se fixam à parede do intestino da ave.

4.1.3. Protozoários em galinhas

Os protozoários são microrganismos unicelulares eucarióticos, que apresentam organelos capazes de desempenhar funções de nutrição, locomoção e reprodução (Molinaro, 2012). A maioria é de vida livre, podendo ser encontrados como comensais no hospedeiro, embora haja uma grande variedade de organismos patogénicos (Jacobs *et al.*, 2016).

A maioria dos protozoários reproduz-se assexuadamente por fissão binária, embora os da classe Apicomplexa se reproduzam sexuadamente por gametogonia e assexuadamente por esporogonia e merogonia. (Taylor *et al.*, 2017). Estes são classificados em seis filos, que incluem espécies patogénicas com importância parasitológica enquadram-se nos filos Apicomplexa e Sarcomastigophora (Taylor *et al.*, 2017). Os protozoários do filo Apicomplexa passam por várias etapas do ciclo de vida, sendo os trofozoítos a etapa mais activos devido à

alimentação e multiplicação excessivas. As galinhas podem ser parasitadas pelos seguintes protozoários: *Eimeria spp.*, *Cryptosporidium spp.*, *Giardia spp.* (Taylor et al., 2007).

Ciclo de vida

O ciclo de vida inicia com a ingestão do oocisto esporulado contendo esporozoítos pelo hospedeiro susceptível, sofrendo este acção mecânica e química (saís biliares e tripsina) que levam a libertação dos esporozoítos no lúmen intestinal. Os esporozoítos exercem acção sobre a parede intestinal, invadindo as células epiteliais. Estes podem desenvolver-se nas células dos locais de penetração, íleo (*E. brunetti*), duodeno (*E. praecox*), parte do jejuno e íleo (*E. máxima*), parte do jejuno e íleo (*E. necatrix*), ceco (*E. tenella*) duodeno (*E. acervulina*) (Gerhold Jr., 2014). Desta forma, iniciam a fase intracelular de crescimento e multiplicação assexuada (esquizogonia/merogonia) que culmina com a formação dos esquizontes/merontes e libertação dos merozóitos (Urquhart et al. 1998; Saif, 2008; Gerhold Jr., 2014).

A fase sexuada (gametogônia) inicia ao final da fase assexuada, na qual os merozóitos maduros são libertos e invadem novas células e diferenciam-se em macro e microgametócitos, estimulados por factores desconhecidos, estes sofrem um processo de diferenciação em que cada macrogametócito dá origem a um macrogâmeta e cada microgametócito origina um grande número de microgâmetas biflagelados. Após a maturação dos microgâmetas há ruptura das células hospedeiras, fertilização dos macrogametócitos pelos microgametócitos e fusão dos núcleos originando o zigoto. Este forma uma parede cística em seu redor, dando origem ao oocito que é posteriormente expulso para o exterior da célula hospedeira atingindo o lúmen intestinal, sendo eliminado nas fezes (Trees, 2002; Saif, 2008). O período pré-patente pode ser de 4-6 dias dependendo da espécie.

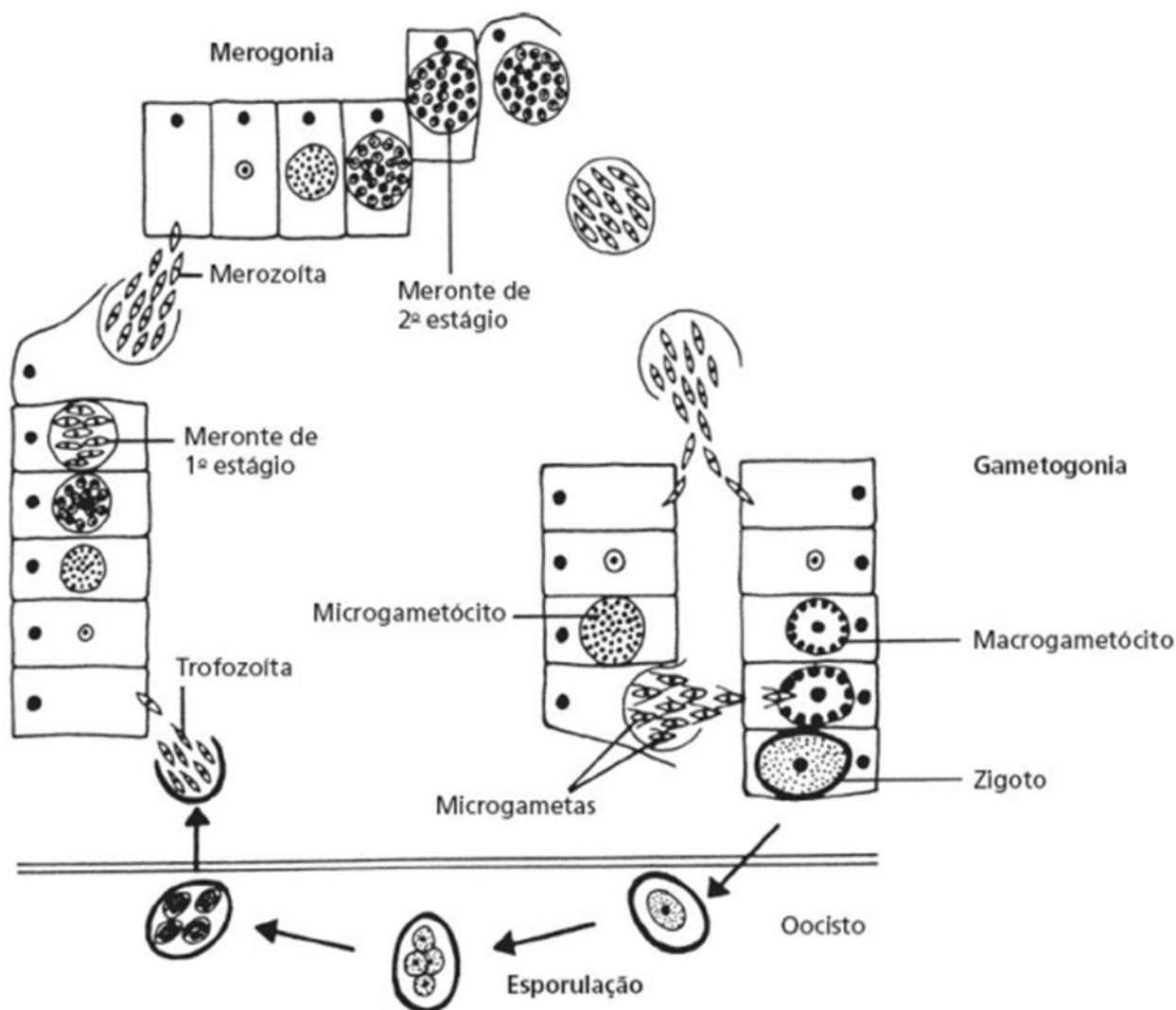


Figura 1: Ciclo de *Eimeria* (Taylor et al., 2007)

Sinais clínicos

Os sinais clínicos derivados de infecção por *Eimeria* spp. variam de acordo com a imunidade da ave, a idade e a espécie. *Eimeria tenella* causa hemorragia com manchas vermelhas-brancas na parte do intestino; *Eimeria necatrix* causa hemorragia, descarga mucóide e manchas brancas na parede do intestino; *Eimeria brunetti* causa hemorragias leves, descarga mucóide, áreas necróticas e distensão do intestino; *Eimeria máxima* causa distensão do intestino com pontos hemorrágicos e secreção mucóide; *Eimeria acervulina* responsável por formar faixas transversais brancas na superfície intestinal serosa, hemorragia e exsudado mucoso; *Eimeria praecox* não acusa lesão mas observa-se ligeira hemorragia na superfície intestinal do duodeno e ligeira secreção mucóide (Saif, 2008; Gerhold Jr., 2014)

ciclo de vida de *Cryptosporidium* spp. é directo. Os oocistos contendo 2 esporocistos com 4 esporozoítos são eliminados para o meio ambiente, (a) Após a ingestão, os esporozoítos são libertos (b) e atingem as células dos intestinos (c) formando os trofozoítos (d), nesta fase ocorre multiplicação assexuada por esquizogonia produzindo-se esquizontes/merontes com 4-8 merozoítos (e), ocorrem diferentes gerações de esquizogonia com a libertação de merozoítos, ocorre invasão de novas células intestinais (f), posteriormente ocorre a multiplicação sexuada por gametogonia formando microgametócitos (g) e microgametócitos (h) que fundem-se formando o zigoto (i). Podem ser produzidos dois tipos, os do tipo 1 (j) com parede espessa que são eliminados nas fezes ou os do tipo 2 (l) com parede fina que libertam os esporozoítos no intestino causando auto-infecção.

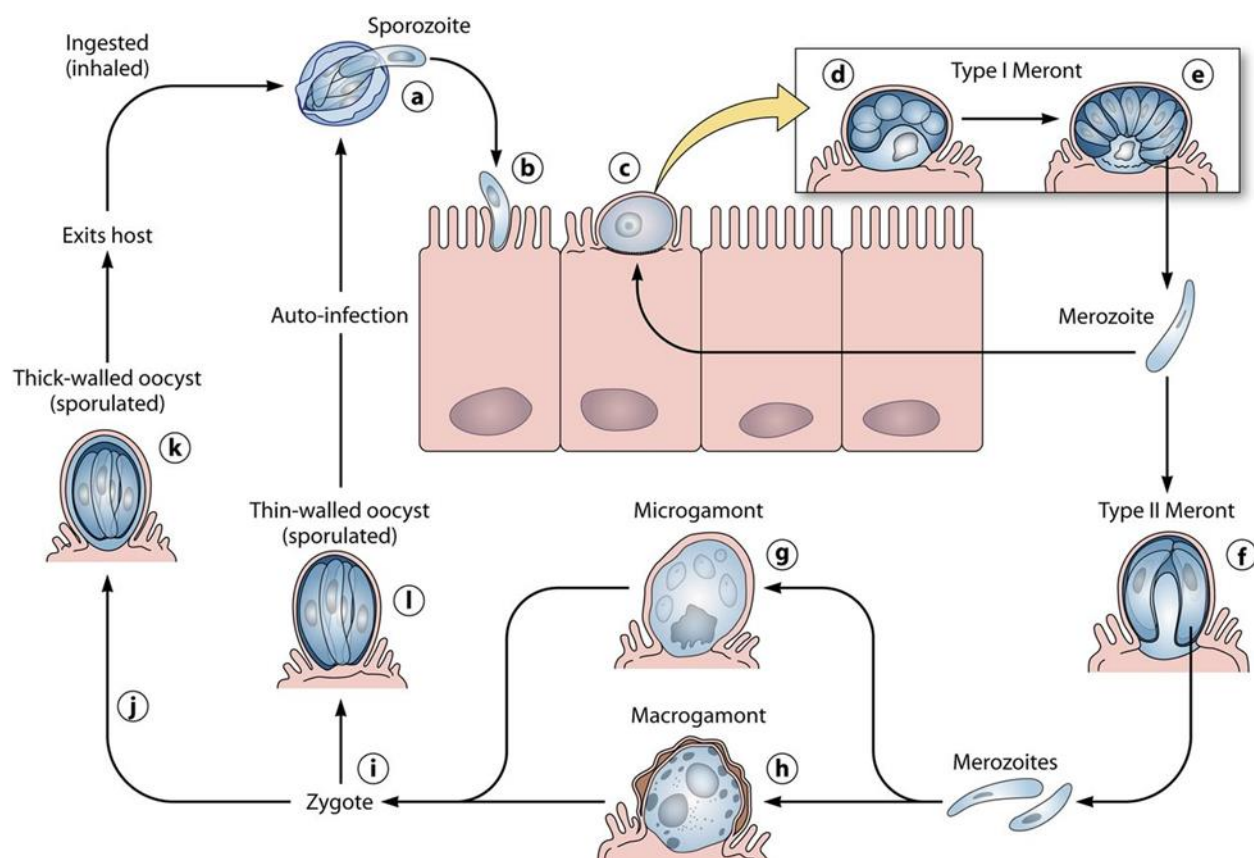


Figura 2: Ciclo de vida de *Cryptosporidium* (Bouzid et al., 2013)

As aves podem ser parasitadas pelas seguintes espécies: *Cryptosporidium meleagridis*, *C. galli*, *C. baileyi*, *C. avium*. A infecção no homem por *Cryptosporidium* pode ocorrer por contacto directo ou indirecto, de pessoa para pessoa, de animal para pessoa, e através da ingestão de alimentos ou água contaminada.

Sinais clínicos

No caso de *Cryptosporidium meleagridis* esta envolvido no ciclo zoonótico e é considerado causador primário de diarreia em mamíferos, distúrbios respiratórios em aves e gastrite em répteis e possivelmente em peixes. É considerado uma infecção parasitária oportunista, acometendo principalmente indivíduos jovens ou imunocomprometidos (Monteiro, 2011).

4.1.4. Epidemiologia de parasitas gastrointestinais

Os parasitas gastrointestinais tem distribuição mundial com variações na prevalência entre os países. (Taylor *et al.*, 2017) Esta variação pode estar relacionada com factores ligados ao meio ambiente (temperatura, precipitação, humidade), ou ao hospedeiro (imunidade, nutrição, faixa etária), ligados ao parasita (hipobiose, prolificidade das fêmeas), (Radostits *et al.*, 2012).

A prevalência dos parasitas gastrointestinais varia de acordo com as condições climáticas, sendo mais acentuada em zonas tropicais, temperadas quentes e em regiões onde a população possui condições socioeconómicas precárias (Urquart *et al.*, 1998). Estudo feito em Gana por Asumang *et al.* (2019), reportou casos de prevalências de parasitas gastrointestinais em galinhas onde verificou-se *Ascaridia galli* 32.5%, *Heterakis gallinarum* 19.0%, e *Capillaria spp.* 14.5%, *Raillietina spp.* 9,5%. Estudo feito em Moçambique por Junior (2018), reportou alta ocorrência de parasitas gastrointestinais em galinhas, mercado Xipamanine 61%, Benfica 50% e Xiquelene 80%.

4.1.5. Diagnóstico de helmintos e protozoários gastrointestinais de galinhas

O diagnóstico consiste na identificação de ovos, cistos ou/e oocistos de parasitas em amostras fecais utilizando técnicas qualitativas como as de flutuação de Willis, sedimentação simples (Taylor *et al.*, 2007) e Ziehl-Neelsen Modificado (Cheesbrough 1987) ou quantitativas como a técnica de MacMaster). Além da análise fecal, também podem ser utilizados testes moleculares e sorológicos para o diagnóstico de parasitas gastrointestinais (Jazac e Conboy, 2012).

5. MATERIAIS E MÉTODOS

Local do Estudo

O estudo foi realizado nos mercados informais do Xipamanine, Xiquelene e Benfica localizados na cidade de Maputo e nos bairros Habel Jafar, 15 de Agosto e Malí localizados no distrito de Marracuene. O distrito de Marracuene está localizado 30 km a Norte da cidade de Maputo, entre a latitude de 25° 41'20" Sul e longitude de 30° 40'30" Este. Marracuene é limitado, a Norte pelo distrito de Manhiça, a Oeste pelo distrito de Moamba, pelo município da Matola, a Sul pela cidade de Maputo e a Este pelo Oceano Índico. O distrito tem uma área de cerca de 666km², sendo composto por dois postos administrativos, o de Machubo e Marracuene. O clima do distrito de Marracuene é tropical chuvoso de savana, influenciado pela proximidade com o mar. (MAE, 2005). Foi escolhido o distrito de Marracuene como local de estudo devido a elevada produção de galinhas.

A actividade pecuária no distrito de Marracuene envolve a criação de gado bovino, suínos, caprinos, ovinos e aves. Segundo o relatório Balanço do Governo do distrito de Marracuene, 2010, citado por Ministério para a coordenação da acção ambiental (2012), o efectivo pecuário de galináceos no distrito é de 42.604, sendo 17.431 do sector familiar e 25.173 do sector privado.

As amostras foram colhidas nos bairros de Habel Jafar, 15 de Agosto e Malí situados no distrito de Marracuene e estão representados na figura 3.



Figura 3: Representação geográfica dos locais d estudo no distrito de Marracuene (imagem de satélite extraída do Google Maps).

A cidade de Maputo localiza-se a sul de Moçambique, a oeste da Baía de Maputo, separando-se do Município da Matola pelo vale de Infulene. Tem limites a Norte com o distrito de Marracuene, a Noroeste o Município da Matola, a Este é limitado pelo Oceano Índico, e a Sul pelo distrito de Matutuine. A cidade tem uma área de 346.77 Km² com uma altitude média de 47m. O clima predominante é tropical seco com temperatura média de 23°C.

Nos mercados da cidade de Maputo, as galinhas eram adquiridas semanalmente vindo de Chibuto, Xai-xai e Inhambane, e vendidas nos referidos mercados, sendo mantidas em gaiolas e fornecidas água e farelo uma vez por dia.

As amostras foram colhidas nos mercados informais de Xipamanine, Xiquelene e Benfica localizados na cidade de Maputo e estão representados na figura 4.

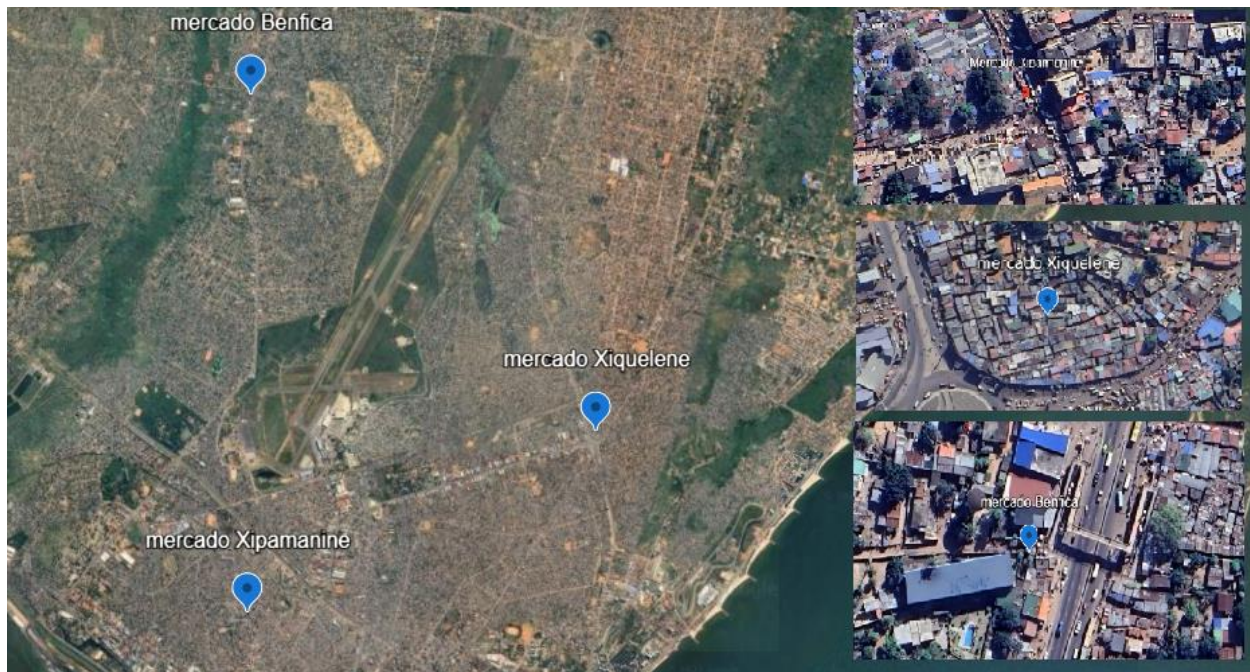


Figura 4: Representação geográficas dos locais de estudo na cidade de Maputo (imagem de satélite extraída do Google Maps).

Tipo de estudo e amostragem

Tratou-se de um estudo transversal, usando o método de amostragem aleatória simples, tendo decorrido no período entre Março e Setembro de 2024. Galinhas da raça boschlveld do projecto da fundação Kyeema e da raça landim comercializadas nos mercados informais compuseram a população do presente estudo.

O tamanho da amostra foi determinado com base na fórmula que se segue referenciada pelo Trustfield (2004).

$$n = \frac{Z^2 * p * q}{L^2} \text{ Onde:}$$

n- é o tamanho da amostra desejada

Z- nível de confiança

p- prevalência esperada

q- prevalência complementar

L- Margem de erro

Foi aplicado um nível de confiança de 95%, seu valor tabelado para o cálculo do tamanho de amostra é 1,96 e a margem de erro é de 10% (0,1).

O tamanho da amostra usada foi: $n = \frac{1,96^2 * 0,25}{0,1^2} = 96$.

Para o estudo, foram colhidas no total 120 amostras, superior a amostra calculada de modo a abranger mais população no estudo.

Colheita e processamento das amostras

Um total de 120 amostras de fezes frescas foram colhidas, das quais 40 no piso dos aviários em Marracuene e 80 no piso das gaiolas nos mercados. Cada amostra correspondia a uma gaiola e aviário, eram colhidas em diferentes pontos de cada aviário ou gaiola e colocados em tubos de Falcon de 50 ml, tendo sido devidamente identificados (Xp₁-Xp₄₆ amostras de Xipamanine; B₁-B₁₉ amostras do Benfica; Pc₁-Pc₁₅ amostras do Xiquelene e letras iniciais dos nomes dos proprietários para amostras de Marracuene). As amostras foram transportadas em um Coleman contendo gelo e de seguida encaminhadas para o laboratório da Faculdade de Veterinária, onde foram conservadas a temperatura de 20°C para processamento em até 48h ou 4°C a 8°C quando não fosse possível processar dentro do período referido.

As amostras foram processadas pelas técnicas de flutuação de Willis (Anexo I) para a identificação de ovos de helmintos e oocistos de *Eimeria* (Taylor *et al.*, 2017), tendo sido observadas ao microscópio óptico usando a objectiva de 10X e a identificação foi feita usando a literatura de Taylor *et al.* (2017) e imagens de artigos científicos como referência. A técnica de Ziehl-Neelsen modificada (Anexo I) foi aplicada para a identificação de oocistos de *Cryptosporidium* (Cheesbrough, 1987), com as lâminas observadas ao microscópio óptico usando a objectiva de 100x com óleo de imersão e a identificação foi feita com base em imagens de artigos científicos.



Figura 5: Amostra fecais em tubos Falcon de 50 ml com respectiva identificação.

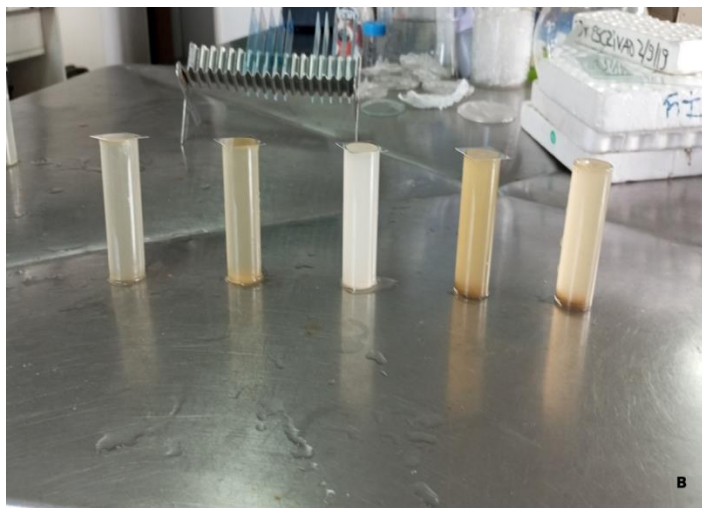


Figura 6: Amostras processadas pela técnica de Willis.



Figura 7: Esfregaços fecais corados pela tecnica de Ziehl-Neelsen Modificado.

6. RESULTADOS

Das 120 amostras colhidas ao longo do período de estudo, 40 no distrito de Marracuene e 80 nos mercados informais, a prevalência de parasitas gastrointestinais observada foi de 10% em Marracuene e 28,75% nos mercados da cidade de Maputo. No total, foram identificadas 22,5% de galinhas com presença de pelo menos um parasita.

Foram identificados ovos de diversos géneros de nematódos, cestodos e oocistos de protozoários, dentre os quais destacaram-se os seguintes: *Ascaridia* (49,2%), *Heterakis* (7,5%), *Amidostomum* (17,5%), *Capillaria* (4,2%), *Echinuria* (15%), *Railletina* (5,8%) e *Eimeria* (35,8%), e o *Cryptosporidium* (17,5%) como ilustram as tabelas 3 e 4. De forma geral, o mercado de Xipamanine foi o que registou maior prevalência destes parasitas com 18 (39%) amostras positivas num total de 46 examinadas.

A tabela 1 e 2 representam o número total de examinados, o número de positivos e a prevalência de cada local envolvido no estudo.

Tabela 1: Parasitas gastrointestinais em galinhas no distrito de Marracuene.

Locais	Amostras		
	Examinados	Positivos	Prevalência (%)
Habel Jafar	11	1	9.09
15 de Agosto	13	1	7.7
Malí	16	2	12.5
Total	40	4	29.29

Tabela 2: Parasitas gastrointestinais em galinhas nos mercados informais da cidade de Maputo.

Locais		Amostras	
		Examinadas	Prevalência (%)
Benfica	19	3	15.7
Xiquelene	15	2	13.3
Xipamanine	46	18	39
Total	80	23	68

Na tabela 3, são apresentados os gêneros de parasitas gastrointestinais identificados no presente estudo usando a técnica de Flutuação de Willis e suas respectivas prevalências. O *Ascaridia galli* foi a espécie de nematódo mais observado em todos os locais, tendo se registado uma prevalência de 49,2% e o *Capillaria spp.* foi o gênero de nematódo menos observado em todos os locais com uma prevalência de 4,2%. O gênero *Raillietina spp.* foi o único cestodo identificado, entretanto, só foi encontrado nos bairros de Habel Jafar, 15 de Agosto e mercados do Benfica e Xipamanine. O gênero *Eimeria spp.* (63,6%) e *Amidostomum anseris* (45,5%) foram observados com maior prevalência no bairro Habel Jafar.

Tabela 3: Prevalência de parasitas gastrointestinais em galinhas nos diferentes locais de estudo.

Locais	Prevalência (%)						
	<i>Eimeria spp.</i>	<i>Amidostomum anseris</i>	<i>Raillietina spp.</i>	<i>Heterakis gallinarum</i>	<i>Ascaridia galli</i>	<i>Echinuria uncinata</i>	<i>Capillaria spp.</i>
Habel Jafar	7 (63,6)	5 (45,5)	2 (18,2)	0	4 (36,4)	1 (9,1)	0
15 de Agosto	1 (7,7)	4 (30,8)	1 (7,7)	2 (15,4)	9 (69,2)	0	0
Benfica	7 (36,8)	1 (5,3)	2 (10,5)	1 (5,3)	9 (47,4)	4 (21,1)	0
Malí	6 (37,5)	4 (25,0)	0	1 (6,3)	9 (56,3)	0	0
Xiquelene	5 (33,3)	1 (6,7)	0	2 (13,3)	12 (80,0)	1 (6,7)	2 (13,3)
Xipamanine	17 (37,0)	6 (13,0)	2 (4,3)	3 (6,5)	16 (34,8)	12 (26,1)	3 (6,5)
Total	43 (35,8)	21 (17,5)	7 (5,8)	9 (7,5)	59 (49,2)	18 (15,0)	5 (4,2)

A tabela 4, é ilustrado o gênero *Cryptosporidium spp.* usando a técnica de Ziehl Neelsen modificado e sua respectiva prevalência nos diferentes locais do estudo, observou-se no mercado do Xiquelene maior prevalência do gênero *Cryptosporidium spp.* (26,7%) em relação ao mercado de Xipamanine que apresentou a prevalência de 15,2%, por outro lado o bairro Malí apresentou maior prevalência 25,0% e o bairro 15 de Agosto apresentou menor 7.7%.

Tabela 4: Prevalência de *Cryptosporidium spp.* em galinhas nos diferentes locais do estudo.

Locais	Prevalência de <i>Cryptosporidium</i> spp. (%)						
	Habel Jafar	15 de Agosto	Benfica	Malí	Xiquelene	Xipamanine	Total
	1 (9,1)	1 (7,7)	4 (21,1)	4 (25,0)	4 (26,7)	7 (15,2)	21 (17,5)

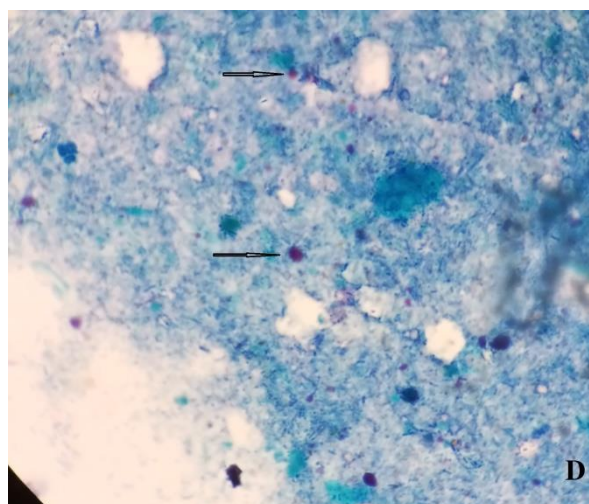
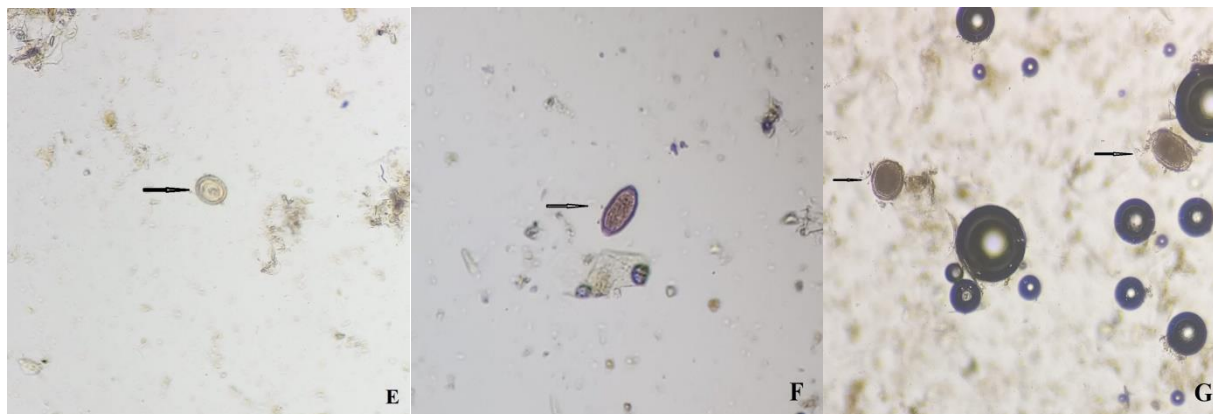


Figura 8: Oocisto de *Cryptosporidium* spp. corados pela tecnica de Ziehl Neelsen modificado (ampliação de 100x), estruturas esféricas de cor vermelha.



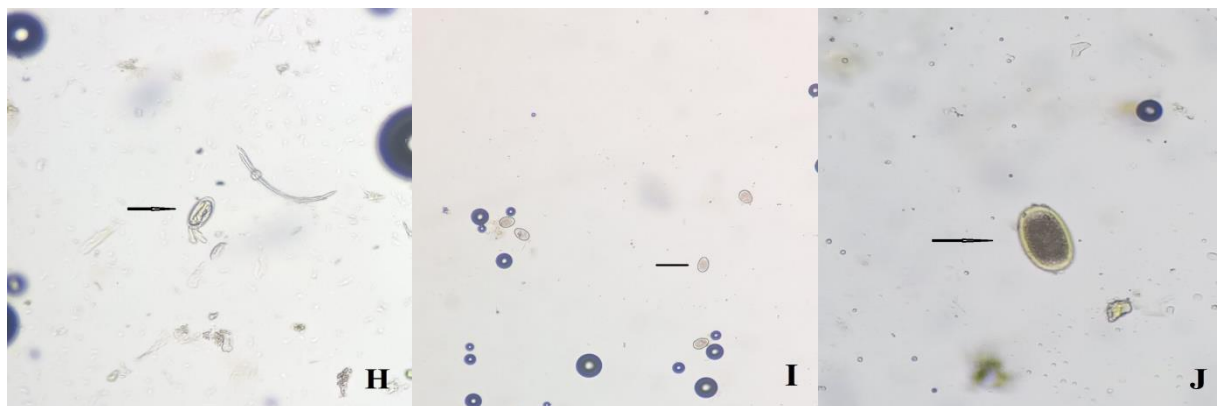


Figura 9: (E) *Raillietina* spp. (F) *Capilária* spp. (G) *Ascaridia galli* (H) *Echinuria uncinata* (I) *Eimeria* spp. (J) *Heterakis gallinarum*, detectados pela técnica de Flutuação de Willis.

7. ANÁLISE DE DADOS

A análise dos resultados foi feita por meio do pacote Statistical Package for Social Science (SPSS) versão 18. A determinação da prevalência com vista a avaliara a frequência de ocorrência de parasitas gastrointestinais em galinhas.

Foi usado o Test t para comparar a ocorrência de parasitas gastrointestinais entre o distrito de Marracuene e mercados da cidade de Maputo.

Estatística	Resultado
t	1.355
Grau de liberdade	2.087
p- valor	0.3035
Média Maputo	22.2%
Média Marracuene	11.1%
IC 95% da diferença	(-22.79; 44.99)

Tabela 5: Comparação de dois locais (Maputo e Marracuene)

Considerando os pressupostos necessários para aplicação do teste t, observa-se que o requisito de normalidade foi atendido tanto para o grupo de Marracuene (p-valor = 0.759) quanto para o grupo de Maputo (p-valor = 0.225), segundo o teste de Shapiro-Wilk. A homogeneidade de variâncias também foi verificada pelo teste de Levene (p-valor = 0.3631), indicando que não há evidências de variâncias diferentes entre os grupos.

Atendidos esses pressupostos, procedeu-se à aplicação do teste t para comparação das médias. Os resultados indicam que não há diferença estatisticamente significativa entre as médias percentuais do grupo de Maputo (22,2%) e Marracuene (11,1%) ($t = 1.35$; $p = 0.30$). O intervalo de confiança de 95% para a diferença entre as médias inclui o valor zero, reforçando a ausência de evidências que sustentem uma diferença real entre os distritos.

8. DISCUSSÃO

Com o objectivo de determinar a prevalência de parasitas gastrointestinais em galinhas boschveld e landim, no distrito de Marracuene e mercados seleccionados da cidade de Maputo. Observou-se prevalência de parasitas gastrointestinais de 10% em Marracuene e 28,75% nos mercados.

A *Ascaridia galli* foi a espécie de nematodo mais prevalente, com maior valor percentual (80%) verificado no mercado do Xiquelene comparativamente ao mercado de Benfica e Xipamanine. Este facto é devido ao clima do local de proveniência (Chibuto), que favoreceu o desenvolvimento larval e facilitou a transmissão deste parasita para as galinhas, visto que, os ovos são eliminados nas fezes, e permanecem pelo menos duas semanas no solo, na forma de ovos livres ou em minhocas, que atuam como hospedeiros de transporte, desenvolvem-se para a fase infecciosa a céu aberto, contaminando as fontes de alimentação e água, logo, novos hospedeiros são infectados quando ingerem os ovos infecciosos destas fontes (Taylor *et al.* 2017).

As galinhas permaneciam por um período de 21 dias no mercado, este tempo não seria suficiente para que ocorresse a infecção, visto que, o período pré-patente varia de 4-8 semanas, com isso, pode-se interpretar que a infecção ocorreu no local de proveniência. Um estudo feito nos mercados da cidade de Moçambique, conduzido por Junior (2018), revelou alta prevalência de parasitas gastrointestinais. Outro estudo, conduzido por Ogbage *et al.* na Nigéria (2012), que relatou elevadas taxas de infecção por *Ascaridia galli* em galinhas locais, essa elevada prevalência estava associada ao comportamento de eliminação indiscriminada de fezes, que favorece a contaminação de alimentos e água consumida pelas galinhas, visto que, as fêmeas de *Ascaridia* têm grande prolificidade, chegando a atingir até 200.000 ovos por dia e seus ovos permanecem por pelo menos duas a quatro semanas no solo antes de se tornarem infecciosos, condições sanitárias precárias do meio ambiente e falta de medicação adequada as aves. Em contrapartida, Shiferaw *et al.* (2016), realizaram um estudo que indicou prevalência relativamente alta era atribuída à dificuldade dos criadores em fornecer grãos às galinhas pela manhã, antes de saírem do quintal, o que as expõe à alimentação por minhocas que podem transmitir fases infecciosas de parasitas, aumentando assim a probabilidade de infecção parasitária. O sistema de manejo tradicional e a forma de exploração extensiva em que as galinhas eram criadas nas suas áreas de origem favoreceram o surgimento dessas

infecções parasitárias, pois, no campo observou-se que as gaiolas diariamente eram trocadas o piso.

A *Eimeria spp.* foi a espécie de protozoários mais prevalente, verificou-se maior valor percentual em Habel Jafar (63,6%) em relação aos outros locais, esta prevalência foi associada as características climáticas do local, a deficiência de higiene observada, uma vez que o clima tropical chuvoso oferece condições de temperatura e humidade favorável para a esporulação dos oocistos e para manutenção da sua viabilidade no meio ambiente, contribuindo para uma maior exposição das aves aos parasitas (Obasi *et al.*, 2001; Taylor *et al.* 2007).

De acordo com Etuk *et al.* (2004) altos níveis de coccidiose são observados na época chuvosa e isso é influenciado pela humidade que cria condições favoráveis para a esporulação de oocistos, tornando-os infectantes. Este facto foi observado numa das épocas de colheita de amostra para o presente estudo, caracterizado pelo final das chuvas nesta região. Por outro lado, Taylor *et al.* (2017) afirmam que prevalências elevadas em infecções por *Eimeria spp.* podem estar associadas a temperaturas elevadas que favorecem a esporulação de oocistos, condições de manejo e higiene deficiente, humidade das camas e ventilação inadequadas no local onde as aves se encontram inseridas. Segundo Negash *et al.* (2015) a esporulação de oocistos de *Eimeria spp.* ocorrem sob condições ideais de temperatura (21°C-32°C), alta humidade e oxigénio adequado, estes factores são considerados predisponentes para o desenvolvimento e propagação de infecções nos locais onde as aves são mantidas. Taylor *et al.* (2007) reitera que, o tempo de esporulação de oocistos de *Eimeria* varia de 24-48h e o período pré-patente varia de 4-6 dias. Condições semelhantes de ventilação inadequada e alta humidade referenciadas pelos autores, foram observadas na maioria das casas do bairro de Habel Jafar, em comparação com os outros locais. No sector familiar, as galinhas eram criadas para o consumo, produção de ovos e comercialização, com isso as galinhas permaneciam no local por muito tempo, tempo suficiente para que ocorra a infecção e reinfecção das galinhas. No sector comercial, as galinhas eram vendidas num período médio de 21 dias, a permanência das galinhas por este período favorece a ocorrência de infecção. Nos outros locais, observou-se menor prevalência devido as condições de higiene melhoradas. Estudo realizado por Júnior *et al.* (2023), revela que amostras positivas de 33,3% para *Eimeria spp.*

O *Heterakis gallinarum* possui pouco significado patogénico. Sua importância patogénica é pela capacidade de transmitir o protozoário *Histomonas meleagridis* para as aves, este protozoário é causador da doença conhecida como “cabeça negra” ou histomonose em perús (Foreyt, 2005).

Segundo Permin *et al.* (1998) este tipo de infecções são normalmente comuns em gaiolas de terra, e os ovos podem permanecer viáveis no solo durante cerca de um ano, podendo ter hospedeiros paraténicos como minhocas.

A *Capillaria spp.* foi a espécie menos prevalente no diagnóstico coprológico, em todos os locais envolvidos no estudo este facto não ocorreu devido a ausência de condições que favoreceram a sua multiplicação e desenvolvimento.

A *Raillietina spp.* foi o único cestódo identificado, porém, observado com pouca frequência e não ocorreu em todos os locais do estudo, este facto pode estar associado ao período de colheita de amostras, onde, verificava-se o final da época chuvosa e início da época seca, visto que, a *Raillietina spp.* é adquirida por meio de ingestão de hospedeiros intermediários infectados, principalmente, besouros, minhocas, formigas ou gafanhotos, estes que são mais verificados em tempos chuvosos. O estudo de Hussen *et al.* (2012) revela elevadas prevalências deste parasita, a diferença com o presente estudo é que pode estar associada a elevada disponibilidade de hospedeiros intermediários.

O *Cryptosporidium spp.* está envolvido no ciclo zoonótico, há risco de transmissão directa de galinhas para seres humanos. No entanto, crianças e pessoas com sistemas imunocomprometidos podem ser mais susceptíveis a estas infecções. Estudo realizado por Xiao *et al.* (2002) em Lima, no Peru, relata casos infecção de *Cryptosporidium meleagridis* como causa de diarreia em sete crianças. Em pacientes portadores do vírus da imunodeficiência humana (HIV), foi constatado que a infecção por *Cryptosporidium hominis* ocorreu em 67,5% dos pacientes, seguido por *Cryptosporidium meleagridis* presente em 12,6% das amostras fecais examinadas (Cama *et al.*, 2003). Portanto, a boa prática de higiene e manejo de aves é essencial para evitar a disseminação da doença para seres humanos.

9. CONCLUSÃO

Após a realização do trabalho com o tema “Ocorrência de Parasitas gastrointestinais em galinhas na Província e Cidade de Maputo”, os resultados revelaram que:

Os parasitas gastrointestinais são prevalentes nos mercados informais da cidade de Maputo e nos bairros do município de Marracuene envolvidos no estudo, embora sejam verificados com pouca frequência, a ocorrência destes parasitas observou-se com maior frequência nos mercados em relação ao município de Marracuene. Os nemátodos observados no estudo foram: *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum*, *Echinuria uncinata*, *Amidostomum anseris* e *Capillaria spp.*; a *Raillietina spp.* foi o único cestódo observado, também foram observados protozoários: *Eimeria spp.* e *Cryptosporidium spp.*

10. RECOMENDAÇÕES

À comunidade científica:

- Realização de futuros estudos, com maior tamanho de amostra e abrangendo mais locais de estudo na província e cidade de Maputo por forma a conhecer a situação epidemiológica dos parasitas gastrointestinais em galinhas;
- Em caso de *Cryptosporidium*, realização de testes moleculares para diferenciação das espécies.

Aos criadores e a Comunidade:

- Conscientização sobre a importância das parasitoses gastrointestinais e os prejuízos que elas causam, a fim de incentivar o investimento em medidas de profilaxia, sendo que, essa abordagem é mais económica do que o tratamento, além de reduzir a ocorrência de perdas significativas na produção;
- Aderir a realização de desparasitações regulares das galinhas;
- O *Cryptosporidium* sendo uma zoonose, após o manuseio das galinhas, recomenda-se lavar as mãos com água e sabão; limpar e desinfetar os aviários;
- Fornecimento de água e alimento seguro as galinhas;
- Ao manusear as fezes das galinhas, recomenda-se o uso de equipamento de protecção com luvas, mascaras, vestuário unicamente para aquela actividade;
- Evitar a criação de espécies diferentes e de diferentes idades no mesmo local.

11. REFERÊNCIAS

- ALUM, A. *et al.* (2010). **The global war against intestinal parasites – should we use a holistic approach?** International Journal of Infectious Diseases. Vol. 14.
- AMARAL, C. C. *et al.* (2012). **Análise de Custos e Rentabilidade da Produção Frangos no Sul de Moçambique**; Maputo: Instituto de Investigação Agrária de Moçambique, Direcção de Formação, Documentação e Transferência de Tecnologias-Centro de Estudos Socio-económicos.
- ASUMANG, P. *et al.* (2019). **Prevalence of Gastrointestinal Parasites in Local and Exotic Breeds of Chickens in Pankrono-Kumasi, Ghana.** doi: 10.1155/2019/5746515.
- BICHARD, S.J., SHERDING, R.G. (2003). **Clínica de pequenos animais.** 2ª.Ed. São Paulo
- BOROVIEC, B. *et al.* (2020). **Ocorrência de Ascaridia galli e Heterakis gallinarum em galinha-d'angola (Numida meleagris) no estado de Rondônia, Brasil.** *Acta Scientiae Veterinariae*, 48, 487. <https://doi.org/10.22456/1679-9216.100099>
- BOUZID M. *et al.* (2013). **Cryptosporidium Pathogenicity and Virulence:** Clinical Microbiology Reviews, Vol. 26.
- BRANDÃO, P. A. *et al.* (2008). **Prevalência de endoparasitoses em galinha caipira em assentamento rural no semi-árido paraibano.** In: V Congresso Nordeste de Produção Animal.
- CAMA, V.A. *et al.* (2003). **Cryptosporidium** species and genotypes in HIV-positivo patients in Lima, Peru. *Journal of eukaryotic Microbiology*.
- CONWAY, D.; MCKENZIE, M. (2007). **Introduction to Coccidiosis.** In: **Poultry Coccidiosis.** 3ª.Ed. Blackwell publishing.
- CHEESBROUGH, M. (1987). **Medical laboratory Manuel For Tropical Countries.** Great Britain. 2ª.Ed.
- DOS ANJOS, F. (2005). **Effect of scavenging feed resources base on the prevalence of parasites and performance of chickens in Sussundenga district, Mozambique.** (MSc Thesis, Royal Veterinary and Agricultural University Copenhagen and Eduardo Mondlane University).
- ETUK. E.B. (2004). **Prevalence and Management Issues Associated with Poultry Coccidiosis in Abak Agricultural Zone of Akwa Ibom state, Nigeria.** *International Journal of Poultry Science*. Pag.135-139.

- FAGBEMI, T.B. (2010). **Helminth Parasites of poultry and their public health significance**. Veterinary Parasitology.
- FOREYT, W.J. (2005). **Parasitologia veterinária: Manual de referência tradução e revisão técnica** Márcio Botelho de Castro, Lucia Padilha Cury Thomaz de Aquino. 5ª.Ed. Editora Roca. São Paulo.
- GERHOLD JR., R.W. (2014). Overview of coccidiosis in poultry. In The Merck Veterinary Manual. Ed. Aiello, S.E., Moses, M.A. (Consulta em: 15/11/2024). Disponível no <https://www.merckvetmanual.com/coccidiosis-in-poultry/coccidiosis/overviem-of-coccidiosis-in-poultry>
- GARCÊS, A.; DOS ANJOS, F. (2014). **A produção familiar de galinhas nas zonas rurais de Africa: Características e limitações** (Revista científica da Universidade Eduardo Mondlane, Série: Ciências Agronómicas, Florestais e Veterinárias). Pp. 88-92
- HUSSEN, H. *et al.* (2012). **Gastrointestinal helminths are highly prevalent in scavenging chickens of selected districts of Easterns Shewa zone**. Pakistan Journal of Biological Sciences. Ethiopia.
- JACOBS, D. *et al.* (2016). **Principles of Veterinary Parasitology**. Wiley-Blackwell. Pag. 240-243.
- JÚNIOR, S. J. C. *et al.* (2023). **Identification of Eimeria spp. in domestic chickens raised in alternative poultry production systems in the State of São Paulo, Brazil**. *Revista brasileira de parasitologia veterinária = Brazilian journal of veterinary parasitology : Órgão Oficial do Colégio Brasileiro de Parasitologia Veterinária*, 32(4), e 011123. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612023075>
- JÚNIOR, L. R. G. (2018). **Ocorrência de parasitas gastrointestinais, piolhos e pulgas em galinhas landim comercializadas em alguns mercados da Cidade de Maputo**. Trabalho de culminação de estudos. Maputo
- MARTINS, I.V.F. (2019). **Parasitologia veterinária**. 2ª.Ed. Editora EDUFES. Brasil. Pag. 121.
- MESSA, A., Jr.; KÖSTER, P.C.; GARRINE, M.; NHAMPOSSA, T. (2021). **Molecular Characterisation of *Cryptosporidium* spp. in Mozambican Children Younger than 5 Years Enrolled in a Matched Case-Control Study on the etiology of Diarrhea Disease**. Pag.7-10. <https://doi.org/10.3390/pathogens10040452>
- MINISTÉRIO PARA A COORDENAÇÃO DA ACÇÃO AMBIENTAL. (2012). Perfil ambiental e mapeamento do uso actual da terra nos distritos da zona costeira de Moçambique. Pag. 47. Distrito de Marracuene, Província de Maputo.

- MOLINARO, E. M. (2012). **Conceitos e métodos para a formação de profissionais em laboratórios de saúde**. Vol.5. Rio de Janeiro. Pag. 22, 107.
- MONTEIRO, S.G. (2011). **Parasitologia na medicina veterinária**. Editora Roca. São Paulo. Pag. 191-192, 204, 215, 264.
- MCDOUGALD, L.R., SWAYNE, D.E., GLISSON, J.R., NOLAN, L.K., DAVID, L.S. (2013). **Diseases of poultry**. 13^a.Ed.
- NEGASH, A. *et al.* (2015). **Prevalence and risk factors associated with poultry coccidiosis in and around Hawassa Town**. Ethiopia. British Journal of Poultry Sciences.
- OBASI, O.C. *et al.* (2001). **The response of naturally infected broiler to some brands of anticoccidials**. Proceedings of the 26th Annual Conference of Nigerian Society of Animal Production, Pag. 52-54.
- OGBAGE, C.I. *et al.* (2012). **Prevalence of *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum* and Tapeworm Infections in Birds Slaughtered in Makurdi Township**. International Journal of Poultry Science. Pag. 105-106. Nigéria.
- PEREIRA, M. I. *et al.* (2006). **Controle de Nematódeos em Aves de Corte**. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária, Pag. 211-214.
- PERMIN, A.; HANSEN, J. (1998) **Diagnostic methods**. In: **Epidemiology, diagnosis and control of poultry parasites**. Pag. 72-115. FAO Animal Health Manual.
- PINHEIRO, B.C. (2014). **Coccidiose em frangos de produção**. Revista Científica de Medicina Veterinária.
- PUTTALAKSHMAMMA, G.C. *et al.* (2008). **Prevalence of Gastrointestinal parasites of Poultry in and around Bangalore**. India.
- RADOSTITS, O. M. *et al.* (2012). **Veterinary Medicine: A textbook of the diseases of cattle, horses, sheep, pigs, and goats** 10^a. Ed. Saunders Elsevier.
- SHIFERAW, S. *et al.* (2016). **Study on Prevalence of Helminthes of Local Backyard and Exotic Chickens in and Around Ambowest Shoa Zone, Oromia Regional State**. Journal of Veterinary Science and Medicine. Pag. 1-4. Ethiopia.
- SAIF, Y. M. (2008). **Diseases of Poultry**. Wiley-Blackwell. Pag. 883-900. USA.
- SAIF, Y. M. (2009). **Diseases of poultry**. John Wiley & Sons. 12^a.Ed. Blackwell publishing.
- SILVA, G. S. *et al.* (2018). **Veterinary Parasitology**. Helminth infections in chickens (*Gallus domesticus*) raised in different production systems in Brazil. Vol.12.

- SCHUSTER, R. K.; SOMMER, L. (2015). **Cestódes in Poultry: Pathogenesis and Treatment**. Journal of Avian Medicine and Surgery. Pag. 257-264.
- TAYLOR, M.A. *et al.* (2007). **Veterinary parasitology**. 3^a.Ed. Blackwell Publishing. Pag. 144, 147.
- TAYLOR, M. A. *et al.* (2017). **Parasitologia veterinária** tradução José Jurandir Fagliari, Thaís Gomes Rocha. 4^a.Ed. Editora Guanabara Koogan.. Pag. 67, 304-305, 728, 1849. Rio de Janeiro.
- TREES, A. J. (2002). **Parasitic diseases, coccidiosis**. In: Poultry Diseases. Wiley-Blackwell. Pag. 404-410. London.
- URQUHART, G. M. *et al.* (1998). **Veterinary parasitology**. Blackwell Science.
- WANG, Y. *et al.* (2021). **Cryptosporidium and cryptosporidiosis in wild birds: A One Health perspective**. Parasitology Research. Pag. 3035–3044.
- XIAO, L. *et al.* (2002). **Host adaptation and host-parasite co-evolution in Cryptosporidium**: Implications for a taxonomy and health. International Journal for parasitology.
- ZAJAC, A.M.; CONBOY, G. A. (2012). **Veterinary Clinical Parasitology**. 8^a. Ed. Wiley-Blackwell. Pag. 213.

12. ANEXOS

Técnica de Flutuação de Willis

A base para qualquer método de flutuação é que, quando os ovos dos parasitas são suspensos em um líquido com densidade maior que aquela dos ovos, os ovos flutuarão para a superfície. TAYLOR, *et al.* (2017)

Os ovos dos nematódos e cestodos flutuam em um líquido com densidade maior.

- Homogeneizaram-se 1-2 gramas de fezes num Becker;
- Adicionar 15 a 20 ml de solução saturada de cloreto de sódio;
- Filtração do preparado com um passador através de um funil;
- Colocar a suspensão filtrada em um tubo de Willis;
- Sobrepor uma lamela que retém os elementos parasitários que irão flutuar;
- Deixar repousar 15-20 minutos;
- Retira-se a lamela cuidadosamente e coloca-se a mesma sobre uma lâmina de vidro;
- Observar ao microscópio óptico na objectiva de 10x.

Técnica de Ziehl-Neelsen modificado.

Procedimento descrito por (Cheesbrough, 1987)

- Fazer esfregaço de fezes;
- Secar o esfregaço ao ar e fixar com metanol absoluto;
- Corar com carbol fucsina por 10-15min;
- Lavar com água corrente;
- Descorar a preparação com ácido clorídrico a 3%, e 97ml de etanol absoluto;
- Lavar com água corrente;
- Coloração de contraste com verde de Malachite a 0,25% durante 30 segundos;
- Lavar com água corrente e deixar secar ao ar;
- Observar ao microscópio usando amplificação de 100x.