



UNIVERSIDADE  
E D U A R D O  
MONDLANE

**FACULDADE DE VETERINÁRIA**  
**DEPARTAMENTO DE PRODUÇÃO ANIMAL, HIGIENE E TECNOLOGIA DE ALIMENTOS**  
**CURSO DE LICENCIATURA EM MEDICINA VETERINÁRIA**  
**TRABALHO DE CULMINAÇÃO DE ESTUDOS**

**Relatório do estágio Pré-Profissional (Safari Parque de Mucapana)**  
**Caso de estudo: Infecção por Parasitas em Caprinos (Safari Parque de Mucapana)**

**Autora:** Cristina Clotilde Nhantumbo

**Supervisor:**

MSc. Samuel Bila

**Co-supervisores:**

Prof<sup>a</sup>. Doutora Sónia Maria de Santana Afonso

MSc. Hermógenes Mucache

**Maputo, Janeiro de 2024**

## **DECLARAÇÃO DE HONRA**

Eu, Cristina Clotilde Nhantumbo declaro por minha honra que o presente trabalho foi elaborado por mim e nunca foi apresentado para outro propósito, que não seja para a obtenção do grau de Licenciatura em Medicina Veterinária.

---

(Cristina Clotilde Nhantumbo)

Maputo, Janeiro de 2024

## **DEDICATÓRIA**

Dedico este trabalho aos meus pais, Joaquim Nhantumbo (em memória) e Anita Saria Muianga e aos meus irmãos, especialmente a minha irmã Anita Esmeralda que sempre me deu suporte moral e ajudou-me ao longo deste percurso, tendo sido meu pilar e minha fonte de inspiração para a concretização deste trabalho, nunca terei palavras suficientes para te agradecer minha Mananita.

## **Agradecimentos**

Agradeço em primeiro lugar a DEUS todo-poderoso que na sua infinita bondade me tem guiado e protegido até aqui, permitindo a concretização deste curso.

À minha família, em especial à minha mãe Anita Muianga e aos meus irmãos Jerónimo, Anselmo, Felicidade, Preciosa, Esperança, Melina e Anita pelo acompanhamento ao longo desta jornada e pelo apoio incondicional.

Aos meus supervisores, em especial a Prof<sup>a</sup>. Doutora Sónia Maria de Santana Afonso pelo apoio e disponibilidade durante o processo da realização deste trabalho, ao Doutor Hermógenes Mucache, Doutor Samuel Bila e ao dr. Joice Cadmo Ussaca pela compreensão, paciência, críticas construtivas, tempo dedicado, sugestões e correções. Agradeço pela ajuda e pelos ensinamentos que me proporcionaram.

Ao Filipe Tapera pelo apoio, carinho, amor e paciência e por estar sempre presente, celebrando os momentos bons, aconselhando, encorajando e apoiando nos momentos difíceis.

Agradeço ao Doutor Philipe Gagnaux por ter-me dado a oportunidade de estagiar no seu parque e a todos funcionários que receberam-me e abraçaram-me durante os 3 meses de estágio naquele local, em especial a dona Victória e a Telma.

Aos docentes da Faculdade de Veterinária que contribuíram para a minha formação através da partilha de conhecimentos no processo de ensino-aprendizagem.

A Dra. Edna e aos técnicos do laboratório de Parasitologia a Dona Olga e ao dr. Basílio pelos conhecimentos transmitidos e o apoio durante o processamento das amostras.

Aos meus colegas da faculdade com os quais compartilhei momentos de alegria e desespero, tendo com eles formado uma linda família.

A todos que de forma directa ou indirecta, contribuíram para o meu sucesso.

Muito obrigada!

## **Lista de abreviaturas, siglas e símbolos**

BSh – Clima semiárido ou clima de estepe;

Bsw – Clima seco com chuvas de verão;

Cm<sup>2</sup> – Centímetro quadrado;

% – Percentagem;

°C – Grau centígrado;

EDTA – Ácido Etilenodiamino Tetra-acético;

FAO – Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura;

FAOSTAT – Estatísticas da Organização para Agricultura e Alimentação;

FAVET – Faculdade de Veterinária;

FLORIQUE – Florestas de Moçambique;

g – Gramas;

ha – Hectares;

Kg – Quilogramas;

Km – Quilómetros;

L<sub>1</sub> – Larva de primeiro estágio;

L<sub>2</sub> – Larva de segundo estágio;

L<sub>3</sub> – Larva de terceiro estágio;

L<sub>4</sub> – Larva de quarto estágio;

L<sub>5</sub> – Larva de quinto estágio;

ml – Mililitros;

mm – Milímetros;

OPG – Ovos por grama de fezes;

UEM – Universidade Eduardo Mondlane;

µL – Microlitros.

## Lista de Figuras

Figura I: Área de estudo.....	2
Figura II: Espécies de animais selvagens encontrados no Safari Parque de Mucapana. ....	4
Figura III: Distribuição da percentagem de animais em relação à carga parasitária determinada pelo resultado do McMaster (n= 28).....	32
Figura IV: Ocorrência de ovos e oocistos de parasitas gastrointestinais determinado pelo método de sedimentação simples.....	33
Figura V: Percentagem dos géneros das larvas da ordem <i>Strongylida</i> . ....	33
Figura VI: Carraças encontradas nos caprinos do safari parque de Mucapana.....	35

## Índice de Tabelas

Tabela I: Descrição das actividades realizadas no sector de pecuária existente dentro do parque durante a semana em Avestruzes.....	7
Tabela II: Actividades de maneo alimentar no sector de pecuária existente na FLORIQUE .....	10
Tabela III: Actividades de maneo sanitário no sector de pecuária existente na FLORIQUE .....	10
Tabela IV: Maneio alimentar das Chitas.....	12
Tabela V: Características usadas para a identificação da espécie de carraça. ....	31
Tabela VI: Características básicas para a identificação da espécie das carraças .....	34

## Índice

RESUMO .....	1
CAPÍTULO 1: RELATÓRIO DE ESTÁGIO PRÉ-PROFISSIONAL NO SAFARI PARQUE DE MUCAPANA .....	2
1. INTRODUÇÃO .....	2
1.1. Descrição do local de estágio .....	2
1.1.1. Animais encontrados no Safari Parque Mucapana .....	3
2. OBJECTIVOS.....	5
2.1. Objectivo Geral .....	5
2.2. Objectivos Específicos.....	5
3. ACTIVIDADES REALIZADAS .....	6
3.1. Sector de pecuária.....	6
3.1.1. Sector de pecuária do Safari Parque de Mucapana .....	6
I. Maneio alimentar .....	6
II. Maneio sanitário .....	8
III. Maneio clínico.....	8
3.1.2. Sector de pecuária existente na FLORIQUE.....	9
I. Maneio alimentar .....	9
II. Maneio sanitário .....	10
3.2. Sector de manutenção e alimentação.....	11
3.2.1. Alimentação das Chitas .....	11
CAPÍTULO 2: CASO DE ESTUDO .....	13
1. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA .....	14
1.1. Criação de caprinos no mundo .....	14
1.2. Criação de caprinos em Moçambique .....	15
1.3. Helminhos de pequenos ruminantes.....	15
1.3.1. Helminhos da classe Nematoda .....	16
1.3.1.1. Ciclo de vida dos Nemátodos.....	17
1.3.2. Helminhos da classe Cestoda.....	17
1.3.2.1. Ciclo de vida dos Céstodos.....	18

1.4. Filo Protozoa.....	18
1.4.1. Subfilo Apicomplexa/ Sporozoa .....	19
1.4.2. Classe Coccídea.....	19
1.4.2.1. Ciclo de vida.....	20
1.5. <i>Trypanosoma spp.</i> .....	20
1.5.1. Modo de transmissão.....	20
1.5.2. Morfologia.....	21
1.5.3. Ciclo de vida .....	22
1.5.4. Espécies importantes em Caprinos.....	23
1.6. Ectoparasitas.....	23
1.6.1. Ciclo evolutivo.....	24
2. MATERIAIS E MÉTODOS.....	26
2.1. Área de estudo .....	26
2.2. Tipo de estudo e amostragem .....	26
2.3. Materiais .....	26
2.4. Metodologia .....	27
2.4.1. Determinação de parasitas gastrointestinais.....	27
2.4.1.1. Quantificação da carga parasitária.....	27
a) Método de McMaster .....	27
2.4.1.2. Detecção de ovos de parasitas gastrointestinais.....	28
a) Método de Willis .....	28
b) Método de Sedimentação Simples.....	28
2.4.1.3. Detecção de larvas de nemátodos gastrointestinais .....	29
a) Método de cultura de fezes para a obtenção de larvas .....	29
2.4.2. Detecção de <i>Trypanosoma spp.</i> .....	29
a) Técnica de <i>Buffy Coat</i> .....	30
2.4.3. Identificação de Carraças .....	30
3. RESULTADOS.....	32
3.1. Parasitas gastrointestinais .....	32
3.1.1. Carga parasitária .....	32

3.1.2. Ovos de parasitas gastrointestinais .....	33
3.1.3. Larvas de nemátodos gastrointestinais .....	33
3.2. Detecção de <i>Trypanosoma spp.</i> .....	34
3.3. Identificação de Ectoparasitas (Carraças).....	34
4. DISCUSSÃO .....	36
5. CONCLUSÃO.....	40
6. RECOMENDAÇÕES.....	41
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	42
8. ANEXOS .....	1
I. Método de McMaster (Ueno e Gonçalves 1998).....	1
Procedimentos:.....	1
II. Método de Willis (Ueno e Gonçalves 1998).....	2
Procedimentos:.....	2
Figura I: Ilustração de ovos da ordem Strongylida .....	2
III. Método de sedimentação simples (Ueno e Gonçalves 1998) .....	3
Procedimentos:.....	3
Figura II: Ilustração do método de sedimentação simples .....	3
IV. Coprocultura (Ueno e Gonçalves 1998).....	4
Procedimentos:.....	4
Figura III: Larvas de nemátodos- coprocultura.....	4
Figura IV: Observação de ovos de tremátodos com vidro relógio. ....	5
Figura VI: Observação de carraças ao esteriomicroscópio .....	6
V. Mistura industrial (ração A1 e A2) e a sua composição .....	6
Figura VII: Ração da marca Forte e a sua Composição.....	6

## RESUMO

Para efeitos de obtenção do grau de Licenciatura do Curso de Medicina Veterinária na Faculdade de Veterinária (FAVET) da UEM, foi desenvolvido o presente relatório de estágio pré-profissional realizado no Safari Parque de Mucapana, na Província de Maputo, Distrito de Moamba, localidade de Mahulane, durante o período de três meses. O estágio tinha como objectivo fundamental implementar as habilidades técnicas e conceptuais adquiridas no processo de ensino-aprendizagem e realizar actividades práticas e profissionalizantes no Safari Parque de Mucapana. As actividades realizadas incluíram o acompanhamento de rotina do manejo alimentar, sanitário e intervenção nos casos clínicos. Como caso de estudo, foi determinado o grau de infestação por ectoparasitas e infecção por *Trypanosoma spp.* e parasitas gastrointestinais em caprinos do Safari Parque de Mucapana. Num total de 50 animais, foram seleccionados 28 cabritos de 4 a 30 meses de idade, ambos sexos, da raça landim e, foram colhidas amostras de fezes, sangue e ectoparasitas. As amostras foram processadas pelos métodos de Willis, sedimentação simples, coprocultura e McMaster. Para a detecção de *Trypanosoma spp.*, realizou-se a técnica de *buffy coat*. A identificação dos ectoparasitas foi feita até a categoria de espécie, com base numa chave dicotómica. Os resultados demonstraram que a ocorrência de parasitas gastrointestinais foi de ovos da ordem *Strongylida* (100%), oocistos de *Eimeria spp.* (93%) e *Moniezia benedeni* (7%). Os resultados de McMaster demonstraram que a maioria dos animais apresentou uma carga parasitária considerada leve. Foram registados 6 géneros de nemátodos da ordem *Strongylida* nomeadamente: *Strongyloides*, *Haemonchus* (30%), *Trichostrongylus* (17%), *Cooperia* (21%), *Oesophagostomum* (24%) e *Bunnostomum* (8%). Em relação aos ectoparasitas foram encontradas as seguintes espécies: *Rhipicephalus evertsi* e o *Amblyomma hebraeum*. Quanto a *Trypanosoma spp.*, não foi identificada nenhuma amostra positiva. Para fazer face a situação detectada, é sugerida a implementação de um programa de desparasitação nos caprinos do Safari Parque de Mucapana.

**Palavras-chave:** Caprinos, Infecção, Parasitas Gastrointestinais, *Trypanosoma spp.*, Ectoparasitas e McMaster.

# CAPÍTULO 1: RELATÓRIO DE ESTÁGIO PRÉ-PROFISSIONAL NO SAFARI PARQUE DE MUCAPANA

## 1. INTRODUÇÃO

O presente relatório descreve as actividades desenvolvidas no âmbito do estágio pré-profissional realizado no Safari Parque de Mucapana durante 3 meses (29 de Abril a 29 de Julho de 2022).

O relatório de estágio é um documento que contém um relato de experiências vivenciadas, acções desenvolvidas, resultados alcançados, análise comparativa da teoria com a prática, sugestões de melhoria e outras informações exigidas pelo curso.

Neste contexto, o aspecto fulcral deste relatório centra-se na descrição dos acontecimentos relevantes, constatados no decorrer do estágio no Safari Parque de Mucapana, sob a supervisão do Msc. Samuel Bila.

### 1.1. Descrição do local de estágio

O Safari Parque de Mucapana surge de um projecto desenvolvido em 1980 pela Organização das Nações Unidas para a Alimentação e Agricultura (FAO) e seus colaboradores, com o objectivo de prover carvão à população de Mucapana e circunvizinha, recorrendo a plantação de eucaliptos (*Eucalyptus camaldulensis* e *Eucalyptus paniculata*) em algumas regiões ao longo da Província de Maputo: Wembela, por detrás do rio Maputo - área de 10.000 hectares (ha); Mucapana - área de 4.000 ha; e Michafutene.

Actualmente, o Safari Parque de Mucapana é uma empresa privada que se dedica a conservação de animais bravios, que vivem em liberdade natural e outros em cativeiro. Este parque situa-se na Província de Maputo, Distrito de Moamba, localidade de Mahulane a cerca de 19 km da estrada nacional número 1 (Avenida de Moçambique).

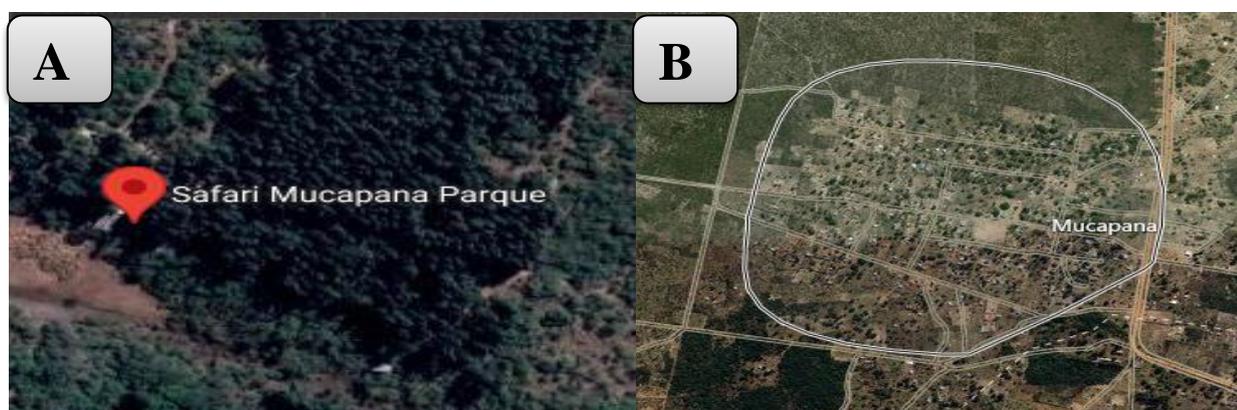


Figura I: Área de estudo: (A) Localização da área de estágio; (B) Delimitação da área de estágio.

Fonte: google maps

Em termos de extensão, o Safari Parque de Mucapana ocupa 300 ha. Actualmente, os animais bravios ocupam uma área de 130 ha aonde predomina uma floresta densa com grande número de micaias, que em certo momento dificulta a visão e o acesso aos animais; os restantes 170 ha são ocupados pelo gado caprino e bovino. A FLORIQUE (Florestas de Moçambique) é um compartimento pertencente ao Safari Parque, que se dedica a plantação de eucaliptos, bem como a criação de alguns animais do sector familiar, nomeadamente: Suínos da raça landim, Patos, Galinhas, Perus, Pombos, Coelho e Caprinos.

O Safari Parque de Mucapana, organiza-se em três sectores nomeadamente: sector de pecuária – responsável pelo cuidado e tratamento dos animais; sector de manutenção e alimentação – responsável pela manutenção das infra-estruturas do parque e alimentação das chitas; e o sector de guardas e operários – responsável pela garantia da segurança e processamento de madeira proveniente das árvores de eucalipto. O Safari Parque de Mucapana é aberto aos visitantes todos os dias num horário das 9h-16h podendo também funcionar 24 horas por dia, e conta com 34 funcionários.

#### ❖ **Caracterização climática**

Do ponto de vista climático, o Distrito de Moamba, segundo a classificação de *Koppen*, é dominado pelo clima do tipo *BSh* clima seco de estepe, com uma temperatura média anual que oscila entre 23° e 24° C e pluviosidade anual entre 580 a 590 mm e, também, junto à fronteira com Ressano Garcia, pelo clima *Bsw*, de estepe com inverno seco e uma temperatura média anual entre 23° e 24° C, e uma pluviosidade inferior à do resto do distrito.

Este Distrito tem duas estações, uma quente de temperaturas mais elevadas e de pluviosidade acentuada que vai de Outubro a Março, e outra, fresca que se estende de Abril a Setembro [Ministério da Administração Estatal (MAE), 2005].

#### **1.1.1. Animais encontrados no Safari Parque Mucapana**

O Safari Parque de Mucapana possui, um número indeterminado de animais de várias espécies. Distribuídos em várias faixas etárias. E, dentre os vários animais existentes, podem-se destacar: Avestruzes, girafas, impalas, inhalas, zebras, búfalo, chitas, bovinos, serpentes, civetas, macaco manguço, chipenhe, lagartos, manguço listrado, texugo de mel, lebre, varrano da terra e da água.

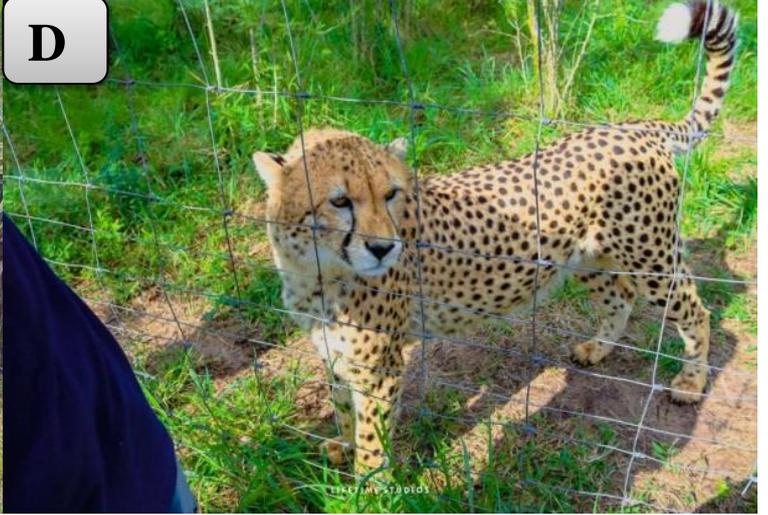


Figura II: Espécies de animais selvagens encontrados no Safari Parque de Mucapana (A): Inhala; (B): Girafas, (C): Búfalo; (D):Chita.

## **2. OBJECTIVOS**

### **2.1. Objectivo Geral**

- Descrever as actividades realizadas durante o estágio pré-profissional no Safari Parque de Mucapana.

### **2.2. Objectivos Específicos**

- Descrever o manejo sanitário e clínico dos animais existentes no Safari Parque;
- Identificar os principais problemas de manejo geral do Safari Parque de Mucapana.

### **3. ACTIVIDADES REALIZADAS**

O estágio foi realizado por um período de 3 meses em regime de internamento, tendo realizado actividades divididas pelos diferentes sectores:

- a) Sector de pecuária (no parque e na FLORIQUE);
- b) Sector de manutenção e alimentação;
- c) Sector de guardas e operários.

As actividades realizadas estiveram focadas a dois sectores, o de pecuária e ao sector de alimentação. Nestes sectores, fez-se o acompanhamento e a colaboração com os tratadores dos animais quanto ao maneio nutricional e sanitário.

#### **3.1. Sector de pecuária**

O sector de pecuária do Safari Parque subdivide-se em duas áreas, a pecuária do parque e a pecuária da FLORIQUE.

##### **3.1.1. Sector de pecuária do Safari Parque de Mucapana**

O sector de pecuária do Safari Parque de Mucapana, dedica-se ao maneio alimentar e sanitário de animais. O grupo de animais pertencentes ao sector, existente no parque é: as avestruzes, o gado bovino e caprino.

Existe no parque um efectivo de 50 caprinos da raça landim que são explorados em sistemas de criação extensiva, sendo a habitação e a alimentação no campo, pelo que, os animais são obrigados a percorrer longas distâncias para ter acesso a água. No entanto, as actividades realizadas durante o estágio incidiram sobre o grupo das avestruzes.

Inicialmente, foram introduzidas 30 avestruzes distribuídas em número de 3 lotes com 10 aves cada, com 3 meses de intervalo, segundo a ordem de chegada. Destes, foi registada a mortalidade de 12 avestruzes, cuja causa esteve associada a variações climáticas, de acordo com relatos dos tratadores dos animais do parque. No entanto, de acordo com o que foi observado durante o estágio, pode-se associar a mortalidade às condições de maneio sanitário deficientes a que as aves são submetidas. Actualmente, tem-se um total de 18 avestruzes, 11 machos e 7 fêmeas.

#### **I. Maneio alimentar**

As actividades iniciavam pelas 6h da manhã, e consistiam em visitar as instalações e observar os animais, para verificar possíveis problemas de comportamento, bem como sinais de doença. A alimentação das aves era composta por ração A1 e A2 (marca forte, fabricante *Merec*), repolho e pasto.

**Tabela I: Descrição das actividades realizadas no sector de pecuária existente dentro do parque durante a semana em Avestruzes.**

<b>Dia da semana</b>	<b>Grupo de animais</b>	<b>Actividades realizadas</b>	<b>Número de animais</b>
<b>Segunda-feira à Domingo</b>	1º Grupo de animais – com 3 meses de idade.	Os animais receberam 500 gramas de repolho previamente cortado em pequenas fatias;  Forneceu-se de seguida 500 g de ração A1, e conchas do mar partidas para facilitar a ingestão (fornecidas uma vez a semana).  E, posteriormente, durante o período da tarde, forneceu-se capim ( <i>Panicum maximum</i> ).	9  (5 Machos e 4 fêmeas)
	2º Grupo de animais – com 6 meses de idade.	Os procedimentos e quantidades foram iguais, porém, diferente do grupo 1, o grupo 2 recebeu ração A2.	5  (2 Machos e 3 fêmeas)
	3º Grupo de animais – com 9 meses de idade.	Procedimentos e quantidades similares ao grupo número 2.	4  (2 Machos e 2 fêmeas)
<b>Tratamentos</b>	Administração de complexo vitamínico às segundas-feiras (em todas as avestruzes).  Antibiótico de amplo espectro (oxitetraciclina), Reverin 135, fabricante MSD, na dose de 1 ml por 10 kg de peso às aves doentes.		
<b>Profilaxia</b>	Vacina viva atenuada contra Newcastle, lentogénica La Sota, administrada por via oral contendo 1000 doses diluída em 10 litros de água (administrada em todas avestruzes).		

- O 3º grupo das avestruzes foi transferido a um pequeno cerco criado no restaurante que possibilitava o turismo contemplativo por parte dos visitantes. Estes animais foram alimentados com ração, repolho, bagaço de coco e restos de comida, provenientes do restaurante.

## **II. Maneio sanitário**

O maneio sanitário consistiu na limpeza a seco das instalações, fez-se a retirada das fezes e a manutenção da cama que se apresentava húmida.

## **III. Maneio clínico**

Ao decorrer do estágio, pôde-se observar vários casos clínicos dentro do grupo das avestruzes, a seguir mencionados:

### **Caso 1: Morte de Avestruz com suspeita da doença de Gumboro**

#### **➤ História pregressa ou anamnese**

No dia 17 de Maio de 2022, foi observado logo pela manhã a existência de uma ave que se apresentava isolada das restantes e deprimida.

Foi feita a administração de complexo vitamínico com antibiótico, *Limovit ws* (oxitetraciclina 5,5%+VIT) administração oral na dosagem de 100 gramas por 100 litros de água para beber durante 5-7 dias, da marca *Interchemie* em todas as aves, e, à ave doente, fez-se ainda a administração de água com açúcar, com o objectivo de aumentar os níveis de glicose.

#### **➤ Sinais clínicos**

A ave apresentava-se fraca, sem apetite, com as penas eriçadas, tremores e com parálise nas patas. Suspeitou-se que tenha havido infecção pelo vírus de gumboro com origem nos frangos de corte que dividiam o mesmo espaço com as avestruzes. Estes frangos foram adquiridos com a finalidade de ser fornecidos como alimento para as chitas. Coincidentemente, os frangos apresentavam os mesmos sinais, e já havia sido registada a mortalidade de uma galinha, num total de 10 aves.

Na manhã do dia seguinte, 18 de Maio de 2022, verificou-se que a ave não respondeu positivamente ao tratamento instituído visto que morreu. A avestruz foi encaminhada para a Secção de Anatomia Patológica da FAVET - UEM para a realização do exame pós-morte. Os resultados obtidos demonstraram que a ave sofria de compactação intestinal.

### ➤ **Medidas de controlo**

As medidas de controlo consistiram inicialmente, na retirada dos frangos suspeitos de doença de gumboro, para uma outra área e a transferência das avestruzes remanescentes para ocupar outra instalação. Deste modo, foi transferido o grupo das avestruzes com 9 meses ao restaurante, e o grupo com 6 meses passou a ocupar a instalação das aves com 9 meses. Ficando o grupo remanescente com o espaço das aves com 6 meses.

Assim, o espaço das aves doentes foi deixado em vazio sanitário por um período indeterminado. Fez-se um tratamento sintomático nas aves remanescentes com solução de oxitetraciclina injectável na dose de 1 ml/ 10 kg de peso vivo, Reverin 135 (LA) longa acção, contendo 20 mg de oxitetraciclina (dihidratada)/ kg de peso e 0,5 mg de Diclofenaco sódico/ kg de peso, fabricante MSD, administrada por via subcutânea.

Na semana seguinte, foram desparasitados a base de piperazina solúvel em água (Piperin ws), marca *Interchemie*, administração oral, dosagem de 100 gramas para 100 litros de água por 2 dias, e adicionalmente a isso, receberam solução de oxitetraciclina com vitamina (Limovit ws) diluída em água, em um período de 5 dias. Também receberam vacina viva atenuada contra Newcastle, lentogénica La Sota, administrada por via oral, contendo 1000 doses diluída em 10 litros de água (administrada uma vez), 3 dias após terem sido tratados com piperazina.

### ➤ **Outros casos clínicos:**

**1º Caso-** Foi registada a morte repentina de uma avestruz do grupo de 6 meses. Os sinais verificados foram: paralisia das patas, tremores, opistótono e seguida da morte do animal;

**2º Caso** – Traumatismo provocado por um arame do cercado das avestruzes. Esta ferida tinha cerca de 10 cm de comprimento e 0.3 cm de profundidade. Os tratadores relataram que há alguns meses, o mesmo animal havia sofrido o traumatismo na mesma região, tendo sido feita apenas a lavagem da área com água e sabão.

A ave apresentava ruídos respiratórios. O tratamento consistiu na lavagem da ferida com solução saturada (água e sal) e a administração de *spray* cicatrizante anti-bacteriano e de amplo espectro, a base de oxitetraciclina, violeta de genciana, permectina e óleo de citronela – *teragen plus*. Não houve melhoria mesmo após o tratamento.

## **3.1.2. Sector de pecuária existente na FLORIQUE**

As actividades realizadas neste local estiveram inclinadas ao manejo alimentar e sanitário dos animais.

### **I. Maneio alimentar**

Na tabela número II estão descritas as actividades de manejo alimentar acompanhadas uma vez a semana no sector de pecuária da Florique:

**Tabela II: Actividades de manejo alimentar no sector de pecuária existente na FLORIQUE**

Grupo de animais	Alimentação	Frequência
Coelhos	Ração específica para coelhos da marca <i>Forte</i> e pasto natural.	2 Vezes ao dia. De manhã é fornecido o pasto e à tarde- ração.
Aves (patos, galinhas e perus)	Mistura industrial para aves (Ração A2), marca <i>Forte</i> .	1 Vez ao dia.
Porcos	Sêmea, podia ser misturada ao bagaço de algum ingrediente. Ex.: Feijão- nhemba	2 Vezes ao dia. De manhã- pasto; À tarde- sêmea.

## II. Maneio sanitário

A limpeza das instalações era feita uma vez por semana, a seco e a húmido nas instalações com os suínos e a seco nas instalações dos coelhos e aves. Na tabela a seguir (número III) estão descritas as actividades de manejo sanitário desenvolvidas no sector de pecuária na Florique:

**Tabela III: Actividades de manejo sanitário no sector de pecuária existente na FLORIQUE**

Dia da semana	Grupo de animais	Número de animais	Actividades realizadas	Observação
Terça-feira	Coelhos	30	Limpeza das instalações, comedouros e bebedouros	Casos de mortalidade de láparos e comensalismo entre os animais
	Patos	30		_____
	Perus	4		_____
	Galinhas	25		_____
	Pombos	15		_____
	Porcos	12	Limpeza a seco e a húmido	_____

### ➤ **Problemas de manejo geral**

Nos coelhos, houve relato de abortos, a morte de 10 láparos a nascença e com uma semana de vida. Estes aspectos podem estar relacionados ao alto grau de consanguinidade, observado pela inexistência de controlo de parentesco dos animais no momento que se pretende realizar a cópula dos mesmos. Para tal, como medidas correctivas é recomendada a elaboração de fichas que irão auxiliar na identificação dos animais e no seu grau de parentesco.

Outro problema identificado reside no incumprimento da desparasitação dos animais, e banhos-evidenciado por animais com problemas de pele (alopécia, prurido, crostas e feridas nas patas).

## **3.2. Sector de manutenção e alimentação**

Este sector se dedica a manutenção das infra-estruturas presentes no parque bem como a alimentação do casal de Chitas.

### **3.2.1. Alimentação das Chitas**

No Safari Parque, existe um casal de Chitas, mantido em cativeiro, e separado dos outros animais por meio de um cercado num espaço de 2 ha. Estes animais chegaram ao parque com 17 meses de idade e são inofensivos por terem sido criados pelo homem. O parque tem capacidade para criar caprinos, coelhos e porcos (na FLORIQUE) que futuramente servirão de alimento para as Chitas, contudo, estes animais nunca receberam algum tratamento. Importa destacar ainda que em casos de mortalidade de algum animal presente no parque o cadáver é destinado a alimentação das Chitas.

No entanto, a alimentação das Chitas seguia um cronograma semanal, sendo dado o alimento em 5 dias seguidos e 1 de jejum, para similar o instinto selvagem, de acordo com o proprietário. A tabela número IV ilustra o cronograma semanal da alimentação das Chitas:

**Tabela IV: Maneio alimentar das Chitas.**

Dias da semana	Alimentação	Quantidades	Observação
<b>Segunda-feira</b>	Carne de porco	4 Kg	Cada Chita recebe 2 Kg de carne.
<b>Terça-feira</b>	Frango com peso de aproximadamente 1.5 Kg	4.5 Kg 3 Frangos	Para suprir a quantidade comumente administrada (2 Kg), é fornecido um frango e meio a cada um dos animais.
<b>Quarta-feira</b>	Carne de frango congelado	4 Kg	_____
<b>Quinta-feira</b>	Carne de porco	4 Kg	_____
<b>Sexta-feira</b>	Dia de jejum	_____	_____
<b>Sábado</b>	Carne de porco	4 Kg	_____
<b>Domingo</b>	Frango ou coelho	Quantidade correspondente a 4 Kg	A fêmea não desenvolveu instinto de caça. Portanto, quando se administra espécies vivas atira-se um de cada vez de modo que o macho possa matar. Quando este mata a presa, é entregue o 2º animal de modo que a fêmea coma a presa que o macho matou.

No dia 19 de Julho foi dado de alimento carne de uma jiboia com cerca de 4 metros, que continha aproximadamente 350g de ascarídeos no trato gastrointestinal, porém, verificou-se a rejeição da carne por parte das Chitas.

**NOTA:** A carne administrada aos animais era conservada pelo frio na forma de congelação. Quando descongelada era retirada previamente na noite anterior, e, deixada a descongelar à temperatura ambiente.

➤ **Problemas de manejo no grupo das chitas**

Durante o acompanhamento das actividades, pôde-se verificar que não era feito o manejo clínico dos animais bravios, em casos de doenças ou lesão, os animais eram deixados a própria sorte, isto era comprovado pelo aparecimento de cadáveres, bem como animais feridos que eram descobertos durante o passeio de rotina pelo parque.

## **CAPÍTULO 2: CASO DE ESTUDO**

### **Caso de Estudo: Infecção por Parasitas em Caprinos do Safari Parque de Mucapana**

Neste capítulo, será descrito o caso de estudo realizado nos Caprinos do Safari Parque de Mucapana subordinado ao tema acima, sob a supervisão da Prof<sup>a</sup>. Doutora Sónia Maria Santana Afonso e o Mestre Hermógenes Mucache.

A escolha do tema fundamenta-se nos casos de mortalidade em caprinos, registados no início do ano de 2022, no Safari Parque de Mucapana, com a perda de cerca de 20 caprinos, ocorridos principalmente na época chuvosa, porém sem o devido seguimento, aliada a constatação da inexistência de um programa de desparasitação, o que constitui uma vulnerabilidade a doenças. Ademais, de acordo com relatos colhidos junto aos pastores de caprinos do Safari Parque, houve suspeita das mortes constantes destes pequenos ruminantes terem sido causadas pela *Rickettsiose*, doença transmitida por carraças do género *Amblyomma*.

Os hemoparasitas e helmintos intestinais são grandes restrições à produção pecuária, resultando em enormes perdas económicas (Dauda *et al.*, 2022). Dentre as consequências associadas às parasitoses estão a perda de peso, problemas reprodutivos e diminuição da produção de leite e da qualidade de carne, afectando potencialmente no rendimento dos produtores (Lagares, 2008; Quintas e Cardoso, 2012). Estas consequências dependem da acção dos parasitas presentes no animal, mesmo nas formas subclínicas (animais parasitados, mas sem manifestações clínicas evidentes), as perdas económicas e produtivas são de igual modo consideráveis (Lagares 2008).

Ciente de que a infecção por parasitas pode levar a morbilidade e mortalidade em pequenos ruminantes, viu-se a necessidade de desenvolver este estudo com vista ao alcance dos seguintes objectivos:

- Determinar a ocorrência de parasitas gastrointestinais nos caprinos do “Safari Parque de Mucapana”;
- Determinar o grau de infecção por parasitas gastrointestinais nos caprinos do “Safari Parque de Mucapana”;
- Determinar a ocorrência de *Trypanosoma spp.* nos caprinos do “Safari Parque de Mucapana”; e
- Identificar as espécies de carraças que ocorrem nos caprinos do “Safari Parque de Mucapana”.

# 1. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

## 1.1. Criação de caprinos no mundo

A criação de caprinos vem sendo desenvolvida nas mais diversas regiões do mundo, na maior parte das vezes, em situações inóspitas tanto nutricionais como ambientais, o que, geralmente, prejudica sua eficiência produtiva e reprodutiva. A caprinocultura é largamente explorada em países tropicais, entretanto as endoparasitoses gastrointestinais constituem o principal factor limitante para a produção de pequenos ruminantes, podendo causar acentuados prejuízos económicos (Vieira, 2003).

De acordo com Sissay *et al.*, (2007) e Hussain, *et al.*, (2014) as Infecções por nematodos gastrointestinais em ruminantes são responsáveis por grandes problemas para pequenos e grandes agricultores no mundo em desenvolvimento, principalmente na África subsaariana, incluindo Moçambique por possuir áreas tropicais e subtropicais onde os climas são favoráveis à sobrevivência e ao desenvolvimento de nemátodos gastrointestinais (Akkari *et al.*, 2013; Shija *et al.*, 2014).

De acordo com Estatísticas da Organização para Agricultura e Alimentação [FAO] (2017), a nível global, a população caprina africana aumentou nos últimos cinco anos, representando 41% da população mundial, e actualmente se aproxima de 423 milhões de caprinos, tornando a África como o segundo continente com maior percentagem na produção de caprinos, com cerca de 36, 2%, Ásia com 58, 2%, América com 3, 5%, Europa com 1, 2% e a Oceânia com 0, 4%. Estes autores acrescentam que, dentre os países do continente africano a Tanzânia tem o maior número com 18,9 milhões de caprinos, enquanto Botswana tem a menor população caprina representada por 1,4 milhões de animais. No entanto, para Mazinani e Rude (2020) os países africanos classificados como maiores produtores são: a Nigéria, Sudão, Chade, Etiópia e Quênia.

Mataveia (2019) afirma que os sistemas de produção de pequenos ruminantes existentes na África Austral, são classificados como sistemas de produção tradicionais (comunais) ou comerciais (intensivos), sendo que a maioria dos caprinos é mantida em sistemas de produção de pequena escala em áreas comunais e pobres em recursos. Panin (2000) e Devendra (2006) acrescentam que na maioria dos países da África Austral, os caprinos são a segunda espécie pecuária mais importante depois do gado.

Existem várias raças caprinas na África Austral, das quais os Mashona, Matabele, Tswana, Nguni e os Landim são os dominantes. No entanto, há falta de clareza na distinção entre as raças acima mencionadas, sendo que as principais restrições à produção caprina incluem alta prevalência de doenças e parasitas, baixos níveis de manejo, disponibilidade limitada de forragem, manejo e mau marketing (Gwaze *et al.*, 2008).

## **1.2. Criação de caprinos em Moçambique**

De acordo com Morgado (2007), a maior parte dos caprinos em Moçambique são incluídos, no grupo de orelhas curtas, exceptuando os que se encontram na região do Pafuri, cuja origem resultou provavelmente do cruzamento dos anteriores, com os de raça *Boer*, de orelhas compridas, vindos da África do Sul. No entanto, Garrine *et al.* (2010) apontam que Moçambique tem duas raças caprinas autóctones nomeadamente a raça Landim que se encontra espalhada por todo o país, e a raça Pafuri que se localiza maioritariamente na zona semiárida de Pafuri no Sudoeste de Moçambique.

O efectivo de caprinos em Moçambique é de 3.907.483 cabeças, ocupando a segunda posição depois das galinhas, no entanto, cerca de 90% da produção de caprinos no país é praticada por produtores do sector familiar (Direcção Nacional de Pecuária (DINAP),2009-2010).

Sautier (2017) refere que em Moçambique, as informações sobre a cadeia de caprinos são escassas, visto que as estatísticas oficiais têm grandes limitações por não levarem em conta o abate e o comércio informais. Contudo, a indicação geográfica de produção de caprinos em Moçambique aponta para a província de Tete, por apresentar um produto com características exclusivas encontradas na carne, que se consubstanciam no alto padrão de qualidade, aspecto que garante a sua aprovação pelos consumidores, e por possuir uma alta população de caprinos comparativamente às outras províncias do país.

A Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura [FAO] (2008), aponta que as boas práticas de manejo sanitário em Moçambique constituem ainda um dos grandes problemas para os criadores de gado caprino nos sistemas de produção familiares, estes não optam por práticas de maneios adequadas e como consequência tem-se verificado baixa produção, grandes infecções por doença em seus rebanhos e mortes.

Uma das práticas de manejo alimentar mais comum na África Austral em países como Moçambique, Zâmbia, África do Sul e Malawi, é a prática de amarrar os cabritos (*Tethering*). Os caprinos amarrados são presos com uma corda e amarrados a uma estaca para impedi-los de destruir colheitas e permitir que os agricultores realizem outras actividades agrícolas (Banda *et al.*, 1993).

## **1.3. Helmintos de pequenos ruminantes**

Os grupos responsáveis pelas helmintoses em pequenos ruminantes pertencem aos filos Plathelminthes (corpo achatado) e Nematelminthes (corpo redondo), sendo que o filo Plathelminthes apresenta duas classes de vermes achatados parasitas a saber: a classe Trematoda e a classe Cestoda (Lagares, 2008).

Segundo Lagares (2008), os tremátodos adultos importantes em Medicina Veterinária podem ser encontrados no intestino, ductos biliares, pulmões, vasos sanguíneos ou outros órgãos dos seus hospedeiros vertebrados, enquanto que os céstodos adultos são parasitas do intestino de vertebrados, e as suas larvas são parasitas de diferentes vertebrados ou invertebrados. Por sua vez, o filo Nematelminthes possui uma classe de grande importância, a classe Nematoda, que inclui parasitas gastrointestinais e pulmonares.

Os caprinos são frequentemente acometidos por helmintos da classe Nematoda, pertencentes na sua grande maioria às famílias Trichostrongylidae (géneros: Haemonchus, Ostertagia, Teladorsagia, Trichostrongylus, Cooperia, Nematodirus e Marshallagia), Ancylostomatidae (género: Bunostomum) e Strongylidae (género: Chabertia e Oesophagostomum), localizados no trato gastrointestinal. Geralmente as infecções têm carácter misto, com maior predominância das infecções por Trichostrongilídeos (Bowman, 2003).

### **1.3.1. Helmintos da classe Nematoda**

De acordo com Leitão (1983), os parasitas da classe nematoda constituem um dos grupos taxonómicos com maior número de géneros e espécies, com as seguintes características:

- Podem ser livres ou totalmente dependentes do hospedeiro;
- O seu organismo é vermiforme, cilíndrico, consistente, de cor esbranquiçada ou avermelhada;
- As suas dimensões são muito variadas podendo atingir um metro de comprimento ou não ultrapassar um milímetro;
- A parede musculo-cutânea é constituída por uma cutícula incolor idêntica a quitina dos artrópodes, podendo ser lisa, mas em geral, apresentar estrias transversais ou longitudinais;
- A sua espessura também varia muito; e
- Podem mostrar expansões aliformes e diversas ornamentações.

Por sua vez Lagares (2008), ao descrever as características dos nemátodos acrescenta que:

- O tubo digestivo é completo e existe dimorfismo sexual;
- As fêmeas são, geralmente, maiores e os machos possuem órgãos copuladores;
- Os adultos são parasitas do tubo digestivo, do aparelho respiratório ou dos vasos pulmonares e possuem cápsulas bucais bem desenvolvidas, frequentemente armadas, na base, com dentes; e
- Os machos apresentam bolsa copuladora caudal e espículas.

Os órgãos femininos compreendem ovário, oviducto e útero, que podem ser pares, terminando numa curta vagina comum que se abre na vulva. Em algumas espécies, na junção do útero com a vagina existe um pequeno órgão muscular, designado ovo ejector, que auxilia na postura de ovos (Bowman, 2003; Urquhart *et al.*, 1996).

Na óptica de Pugh (2002), os principais nemátodos gastrointestinais que parasitam ovinos e caprinos mantidos em pastagens são *Haemonchus*, *Ostertagia*, *Trichostrongylus*, *Cooperia*, *Nematodirus*, *Oesophagostomum* e *Bunnostomum*. Em geral, as condições climáticas determinam quais parasitas têm importância clínica na propriedade e quando os parasitas serão transmitidos e infectantes.

#### **1.3.1.1. Ciclo de vida dos Nemátodos**

De acordo com Urquhart *et al.* (1996), no ciclo evolutivo completo dos nemátodos há quatro mudas, sendo os sucessivos estágios larvais designados L<sub>1</sub>, L<sub>2</sub>, L<sub>3</sub>, L<sub>4</sub> e finalmente L<sub>5</sub>, que é o adulto imaturo. As fêmeas são maiores que os machos e são responsáveis pela postura de ovos ou larvas.

Dependendo da espécie, os ovos podem eclodir fora do corpo do hospedeiro ou após a ingestão e são controlados parcialmente por humidade e temperatura (Maposa, 2009).

Taylor *et al.* (2017) afirmam que o ciclo evolutivo pode ser directo ou indirecto. Na forma comum de ciclo evolutivo directo, as larvas de vida livre sofrem duas mudas, após a eclosão, e a infecção ocorre pela ingestão do estágio L<sub>3</sub> livre. Excepcionalmente, pode ocorrer infecção por meio da penetração da larva na pele ou pela ingestão do ovo contendo a larva. No ciclo indirecto, as duas primeiras mudas acontecem em um hospedeiro intermediário e a infecção do hospedeiro final ocorre após ingestão do hospedeiro intermediário, ou pela inoculação de L<sub>3</sub> quando o hospedeiro intermediário, como um insecto hematófago, se alimenta. Após a infecção, ocorrem outras mudas, produzindo a L<sub>3</sub>, ou parasita adulto imaturo. Depois da cópula, inicia-se outro ciclo evolutivo. No caso de parasitas gastrointestinais, o desenvolvimento pode ter lugar inteiramente na luz intestinal ou apenas com restrito movimento para a mucosa. As larvas percorrem distâncias consideráveis, em muitas espécies, através do corpo, antes de se instalarem em sua localização final (preferencial), sendo esta a forma migratória de ciclo evolutivo (Urquhart *et al.*, 1996).

#### **1.3.2. Helmintos da classe Cestoda**

De acordo com Urquhart *et al.* (1996), a classe cestoda difere da classe trematoda por apresentar as seguintes características:

- Corpo achatado sem canal digestivo;
- Corpo segmentado, sendo que cada segmento contém um ou, dois conjuntos de órgãos reprodutores, masculino e feminino;

- Os segmentos grávidos de forma geral saem intactos dos estróbilos sendo eliminados com as fezes; e
- Há uma ampla variação no comprimento, desde poucos milímetros a vários metros.

Por seu turno, Martins (2019) e Soulsby (1982), referem que os céstodos são hermafroditas, com corpo segmentado e dividido em escólex (para fixação), que é geralmente de forma globular e estróbilo, consistindo em um número de proglotes separados por constrições transversais variáveis, consideravelmente, em forma e tamanho. Os céstodos são heteróxeos, com as formas adultas localizando-se no trato digestivo do hospedeiro definitivo.

#### **1.3.2.1. Ciclo de vida dos Céstodos**

O ciclo evolutivo dos céstodos é indirecto com um ou mais hospedeiros intermediários. O céstodo adulto é encontrado no intestino delgado do hospedeiro definitivo, os ovos e segmentos são excretados para o exterior pelas fezes (Taylor *et al.*, 2017). Urquhart *et al.* (1996), referem que quando o ovo é ingerido pelo hospedeiro intermediário, as secreções gástrica e intestinal digerem o embrióforo e activam a oncosfera. Através dos seus ganchos a ténia lacera a mucosa e atinge a circulação sanguínea ou linfática ou, no caso dos invertebrados, a cavidade corpórea. Os adultos liberam ovos nas fezes do hospedeiro definitivo, que são ingeridos no ambiente pelo hospedeiro intermediário, onde se formam larvas ou metacestoides. Os estágios larvais frequentemente conhecidos por metacestoides formados podem ser: o cisticerco, cenuro, estrobilocerco, hidátide, cisticercoide e tetratiridio. Quando o metacestodo é ingerido pelo hospedeiro final o escólex se fixa à mucosa; o restante da estrutura é digerido e uma cadeia de proglotes começa a crescer a partir da base do escólex (Martins, 2019).

#### **1.4. Filo Protozoa**

O filo Protozoa contém microorganismos unicelulares que pertencem ao reino animal. São parasitas unicelulares, com presença de organelos estáticas, por exemplo a membrana cística, e de organelos dinâmicas, como flagelos, cílios e pseudópodes. A reprodução dos protozoários pode ser: sexuada (ou gametogonia): ocorre troca de material genético; ou assexuada: célula-mãe origina célula-filha. Ex: divisão binária, brotamento, endodiogonia, esquizogonia (Urquhart *et al.*, 1996; Martins, 2019).

A nutrição dos protozoários parasitas ocorre geralmente, via osmótica, por pinocitose ou por fagocitose dependendo da absorção celular de minúsculas gotículas de fluidos ou de pequenos fragmentos sólidos de dimensão macromolecular.

O estágio infectante de alguns protozoários é denominado esporozoíto, enquanto o termo trofozoíto se aplica ao estágio do protozoário no hospedeiro, alimentando-se e crescendo até começar a divisão (Urquhart *et al.*, 1996).

Taylor *et al.* (2017) afirmam que actualmente, este reino compreende 13 subfilos. No entanto, na maioria dos manuais de Medicina Veterinária estão descritos quatro subfilos com parasitas de interesse Veterinário nomeadamente: Sarcostigophora (classe: Sarcodina e Mastigophora), Apicomplexa (classe: coccídea, piroplasmidia e haemosporidia), Microspora e Ciliophora. O antigo subfilo Microspora foi transferido para o reino Fungi, como subfilo Microsporidia.

#### **1.4.1. Subfilo Apicomplexa/ Sporozoa**

De acordo com Urquhart *et al.* (1996), parasitas que fazem parte do subfilo *Sporozoa* possuem locomoção por deslizamento, ciclo evolutivo amplamente intracelular, ocorrendo a fase sexuada e assexuada.

Estes protozoários são caracterizados por apresentarem vida intracelular e possuírem um complexo apical em alguns estágios de seu desenvolvimento. Os trofozoítos não possuem cílio, nem flagelo. A reprodução envolve as fases: assexuada (merogonia ou esquizogonia) e sexuada (gametogonia). Após a fase de gametogonia, um zigoto é formado e se multiplica para produzir esporos, esta fase é conhecida como esporogonia (Taylor *et al.*, 2017).

De acordo com Borchert (1975), a sua multiplicação é realizada principalmente por divisão múltipla. Eles não têm um vacúolo pulsátil. Em certas espécies os machos possuem dois flagelos. Em seu desenvolvimento há uma fase em que uma ou mais membranas são formadas ao redor do microrganismo, constituindo os esporos ou esporocisto. Eles também podem ser envolvidos por uma cobertura protetora comum (ocisto). Este subfilo compreende três (3) classes de interesse em Medicina Veterinária: a classe Coccídea, Piroplasmida e Haemosporidia respectivamente.

#### **1.4.2. Classe Coccídea**

A classe coccídea contém parasitas que ocorrem principalmente nos vertebrados. Existem duas famílias com maior importância em Veterinária, concretamente: as famílias *Eimeriidae* e *Sarcocystidae*. Três géneros *Eimeria*, *Isospora* e *Cryptosporidium* têm importância em Veterinária, porém o termo coccidiose está reservado para infecções causadas por espécies de *Eimeria* e *Isospora* (Urquhart *et al.*, 1996).

A família *eimeriidae* contém parasitas intracelulares que sofrem merogonia nas células intestinais de seus hospedeiros. O ciclo evolutivo geralmente é homoxeno (ocorre em um hospedeiro) e a maior parte das espécies é altamente específica ao hospedeiro. Os ocistos contêm quatro esporocistos, cada um com 2 esporozoítos, os ocistos não são esporulados quando excretados nas fezes e requerem um período de desenvolvimento antes de se tornarem infectantes. As espécies de *Eimeria* são capazes de causar taxas de morbidade e de mortalidade.

O género *Isoospora* apresenta oocistos que contêm dois esporocistos, cada um com quatro esporozoítos (Urquhart *et al.*, 1996; Taylor *et al.*, 2017).

#### **1.4.2.1. Ciclo de vida**

De acordo com Urquhart *et al.* (1996), o ciclo evolutivo divide-se em três fases respectivamente: esporulação, esquizogonia e gametogonia. Os oocistos não esporulados, constituídos por uma massa protoplasmática nucleada envolta por uma parede resistente, são eliminados nas fezes. Em condições adequadas de oxigenação, alta humidade e temperaturas ideais de aproximadamente 27° C o núcleo divide-se duas vezes e a massa protoplasmática forma quatro corpos cónicos, que se irradiam de uma massa central.

Cada um dos cones nucleados torna-se arredondado e forma um esporoblasto, enquanto em algumas espécies o protoplasma restante forma o corpo oocístico residual. Cada esporoblasto secreta uma parede de material refrátil e passa a ser conhecido como esporocisto, enquanto o protoplasma em seu interior divide-se em dois esporozoítos em forma de banana (Taylor *et al.*, 2017).

Urquhart *et al.* (1996) referem que é necessário um período de dois a quatro dias para que ocorram as alterações, no entanto, o tempo pode variar de acordo com as condições de temperatura. No final do ciclo, tem-se um oocisto, constituído por uma parede externa envolvendo quatro esporocistos cada qual contendo dois esporozoítos, designado oocisto esporulado que é o estágio infectante.

### **1.5. *Trypanosoma spp.***

O género *Trypanosoma* faz parte da classe *Mastigophora* e pode ser encontrado na circulação sanguínea e nos tecidos de vertebrados em todo o mundo. Algumas espécies deste tipo de parasita podem causar morbidade e mortalidade em animais e nos humanos, em regiões tropicais (Urquhart *et al.*, 1996).

#### **1.5.1. Modo de transmissão**

A transmissão do *Trypanosoma spp.* ocorre por intermédio do vector artrópode: a mosca tsé-tsé (*Glossina*) (Taylor *et al.*, 2017). Em Moçambique, os tripanossomas são transmitidos principalmente por quatro espécies de mosca tsé-tsé do género *Glossina*, nomeadamente a *Glossina morsitans morsitans*, *G. pallidipes*, *Glossina austeni* e *G. brevipalpus* (Sigauque *et al.* 2000; Garcia *et al.* 2018; Mulandane *et al.*, 2020).

Existem duas formas de transmissão da tripanossomíase: a forma cíclica e acíclica (Taylor et al. 2017). Na transmissão cíclica, o artrópode é o hospedeiro intermediário necessário, no qual o *Trypanosoma spp.* se multiplica e sofre uma série de transformações morfológicas, antes que sejam produzidas as formas infectantes para o próximo hospedeiro.

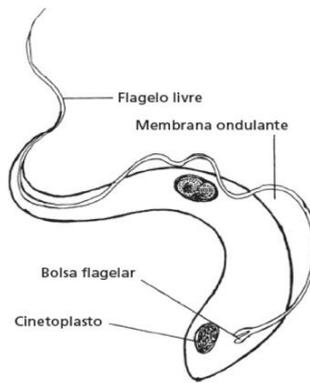
Quando a multiplicação ocorre no trato digestivo e na probóscida, o processo é denominado desenvolvimento de estação anterior; as espécies de *Trypanosoma spp.* que utilizam este processo são consideradas como um grupo, Salivaria (Urquhart et al., 1996). Outro grupo é denominado Stercoraria, no qual a multiplicação e a transformação do *Trypanosoma spp.* acontecem no intestino e as formas infectantes migram para o reto e são excretados nas fezes; este é o desenvolvimento de estação posterior (Taylor et al., 2017).

A transmissão acíclica é essencialmente mecânica, em que os tripanossomas são transferidos de um hospedeiro mamífero para outro pela alimentação interrompida de insectos picadores, principalmente tabanídeos e *Stomoxys*. Os tripanossomas presentes no interior da probóscida contaminada, ou sobre ela, não se multiplicam e morrem rapidamente, de modo que a transmissão cruzada seja possível por poucas horas (Urquhart et al., 1996; Taylor et al., 2017).

As tripanossomíases importantes em animais domésticos diferem consideravelmente em vários aspectos e são mais bem tratadas separadamente. As espécies africanas responsáveis pelas “tripanossomíases transmitidas pela mosca-tsé-tsé” (ou seja, Salivaria), geralmente são consideradas como as mais importantes (Taylor et al., 2017). A doença, também denominada nagana, caracteriza-se por linfadenopatia e anemia acompanhada por emaciação progressiva e, frequentemente, morte (Urquhart et al., 1996).

### **1.5.2. Morfologia**

Os tripanossomas apresentam corpo arredondado ou semelhante à folha variando de 8 a 39 µm de comprimento, contendo um núcleo vesicular e quantidade variável de microtúbulos sub-peliculares situados sob a membrana externa. Possuem um único flagelo (fibra contrátil) que facilita a sua locomoção, este, se origina da extremidade posterior do *Trypanosoma* (cinetossoma, também denominado corpo basal). O flagelo segue a extremidade anterior do corpo e se une à película formando a membrana ondulante. Posterior ao cinetossoma há um cinetoplasto esférico, ou em formato de bastão, que contém DNA da única mitocôndria (Urquhart et al., 1996; Taylor et al., 2017).



**Fonte:** Taylor *et al.*, (2017).

### 1.5.3. Ciclo de vida

Os membros do gênero *Trypanosoma spp.* são heteróxicos e durante o ciclo evolutivo passam pelos estágios de amastigota, promastigota, epimastigota e tripomastigota. Em algumas espécies, apenas a forma tripomastigota é constatada no hospedeiro vertebrado; em outras, possivelmente espécies mais primitivas, verificam-se ambas as formas, amastigota e triptomastigota (Taylor *et al.*, 2017).

De acordo com Urquhart *et al.* (1996), as moscas tsé-tsé ingerem tripanossomas no sangue ou na linfa ao alimentar-se de um hospedeiro infectado. Posteriormente, os tripanossomas perdem a camada superficial glicoproteica e, no caso do *T. brucei* e *T. congolense*, tornam-se alongados e se multiplicam no intestino médio antes de migrar para as glândulas salivares (*T. brucei*) e para a probóscida (*T. congolense*). Nesta fase, sofrem transformação, perdendo a forma tripanossômica típica, ou tripomastigota, e adquirem a forma epimastigota caracterizada pelo facto do cinetoplasto localizar-se em frente ao núcleo. Depois de se multiplicarem, os epimastigotas transformam-se em pequenas formas tipicamente tripomastigotas, com uma camada superficial glicoproteica.

As formas infectantes para o próximo hospedeiro são denominadas tripanossomas metacíclicos. O processo dura no mínimo duas a três semanas e os tripanossomas metacíclicos são inoculados no novo hospedeiro, quando a mosca tsé-tsé se alimenta. No ponto de inoculação, as formas metacíclicas multiplicam localmente à medida que se desenvolvem as formas sanguíneas típicas, produzindo em poucos dias uma tumefação inflamatória cutânea elevada denominada cancro. Em seguida entram na circulação sanguínea, multiplicam-se e uma a três semanas depois geralmente se torna evidente uma parasitemia detectável no sangue periférico. A parasitemia pode persistir por muitos meses, podendo o seu nível aumentar ou diminuir de acordo com a resposta imune do hospedeiro (Urquhart *et al.*, 1996).

#### 1.5.4. Espécies importantes em Caprinos

As espécies de *Trypanosoma spp.* que afectam caprinos fazem parte do grupo Salivaria, sendo transmitidos pela mosca tsé-tsé (Glossina): *Trypanosoma congolense*, *T. vivax*, *T. simiae*, *T. brucei* (subespécies: *T. brucei brucei* e *T. brucei evansi*) (Taylor *et al.*, 2017). As principais espécies são o *Trypanosoma brucei*, *T. congolense* (considerada mais comum) e *T. vivax*. As três espécies estão localizadas na circulação sanguínea, porém, o *T. brucei* também pode ser encontrado extravascularmente, no sistema nervoso central, miocárdio e no trato reprodutivo.

De acordo com Sigauque *et al.* (2000) e Specht (2008), a tripanossomose juntamente com as carraças e as doenças transmitidas por carraças ocorrem em todas as regiões de Moçambique (Sul, Centro e Norte), representando os principais constrangimentos para a produção pecuária.

As principais espécies patogénicas de *Trypanosoma spp.* encontradas no país são: *T. congolense*, *T. vivax* e *T. brucei* (Sigauque *et al.* 2000; Macucule, 2014).

#### 1.6. Ectoparasitas

O grupo de ectoparasitas está englobado no filo Arthropoda, e contém duas classes com grande importância em Medicina Veterinária: classe Insecta e Arachnida. Na classe Insecta podem ser encontradas as ordens: Diptera (moscas), Phthiraptera (piolhos) e Siphonaptera (pulgas) e na classe Arachnida (ácaros e carraças) (Urquhart *et al.*, 1996).

As carraças são facilmente identificáveis em seus hospedeiros, principalmente quando ingurgitados, no entanto, é preciso que haja cuidado na sua remoção, dado que as peças bucais estão firmemente encravadas na pele. A maioria dos artrópodes adultos pode ser conservada em álcool a 70% em pequenos frascos de vidro ou plástico (Urquhart *et al.*, 1996).

De acordo com Zewdu *et al.* (2015) e Jongejan *et al.* (2020), as carraças e doenças transmitidas por carraças constituem uma das principais causas de perda económica para o sector pecuário, em particular no que diz respeito à produção de gado e de pequenos ruminantes em áreas tropicais e subtropicais. As carraças também são de grande importância para animais de companhia, gado e humanos devido à sua capacidade de transmitir uma ampla gama de patógenos bacterianos, protozoários e virais.

Existem duas famílias de carraças, mais conhecidas, respectivamente: a Ixodidae e Argasidae, porém, são consideradas mais importante a família Ixodidae, pois são vectores de doenças importantes causadas por protozoários, bactérias, vírus e riquetsias.

Os seus membros são denominados de carraças duras, devido ao rígido escudo quitinoso que cobre toda a superfície dorsal no macho e somente um terço da face dorsal na fêmea, ninfa e larva de modo a permitir a dilatação do abdómen após a alimentação. O orifício genital nos adultos está localizado entre as patas I e II (Monteiro, 2010).

A família Argasidae, cujos membros são também denominados de carraças moles, é assim chamada por não possuir um escudo, e neste grupo estão incluídas as carraças das aves e as "carraças do chão". O dimorfismo sexual é pouco acentuado. Nas fêmeas, a abertura genital localiza-se ventralmente entre o I e o II par de coxas, tem forma de fenda e é grande, indo quase de uma coxa para a outra. No macho, é arredondada e pequena (Monteiro, 2010).

A família Ixodidae contém, aproximadamente, 650 espécies de carraças, dado que, a filogenia das famílias de carraças e os géneros estão sob revisão e ainda não estão completamente definidos, e alguns géneros, recentemente, passaram a ser considerados sinónimos. Dos três géneros conhecidos (Ixodes, Haemophysalis e Dermacentor), o Ixodes é considerado mais importante, sendo o maior género, e contém cerca de 217 espécies (Taylor *et al.*, 2017).

Em Moçambique, os caprinos são frequentemente infestados pela carraça *Amblyomma hebraeum*, cujo principal vector é a Ehrlichia (Cowdria) ruminantium, que é o agente causador da doença infecciosa denominada por "coração de água" (heartwater) (Walker, et al., 2003).

### **1.6.1. Ciclo evolutivo**

As carraças desenvolveram uma variedade complexa de ciclos evolutivos e de estratégias de alimentação, que reflectem a natureza do habitat no qual as muitas espécies de carraças habitam e, provavelmente, o contacto com um hospedeiro apropriado. O número de hospedeiros aos quais as carraças aderem durante sua vida parasitária pode variar de um a três, sendo assim classificado o ciclo evolutivo em monoxeno, dioxeno e trioxeno (Monteiro, 2010).

Urquhart *et al.*, (1996), afirmam que, a maioria das espécies possui um ciclo de três hospedeiros: larvas, ninfas e adultos que se alimentam em hospedeiros diferentes. O ciclo evolutivo de uma carraça requer 3 anos, a carraça nutre-se por apenas alguns dias ao ano, na forma de larva no primeiro ano, de ninfa no segundo ano e de adulto no terceiro. O acasalamento acontece no hospedeiro. Após a fixação, a fêmea é inseminada uma vez e subsequentemente completa o seu único grande repasto sanguíneo e passam a se chamar de telóginas. Os machos permanecem mais tempo no hospedeiro e acasalam-se com várias fêmeas. Durante o acasalamento, o macho arrasta-se sob a fêmea e depois de manipular o orifício genital com as peças bucais, transfere o espermatóforo, uma bolsa que contém espermatozóides.

Uma vez fertilizada, a fêmea alimenta-se por cerca de 14 dias e cai ao solo, deposita vários milhares de ovos em lugares protegidos e morre, sendo chamada de quenógina. Os ovos são castanhos, esféricos e pequenos e o período de incubação varia de 17 a 60 dias. O desenvolvimento do ovo até o estágio adulto depende muito das condições de temperatura, assim, quanto mais baixa for a temperatura mais tempo levará o desenvolvimento do ovo.

As larvas que eclodem dos ovos nutrem-se por cerca de 6 dias no ano seguinte, caindo depois no solo e sofrendo a muda para o estágio ninfal. No terceiro ano este estágio alimenta-se, cai e se torna adulto (Taylor *et al.*, 2017).

## 2. MATERIAIS E MÉTODOS

### 2.1. Área de estudo

O estudo foi realizado no Safari Parque de Mucapana, localizado na Província de Maputo, Distrito de Moamba, localidade de Mahulane.

Do ponto de vista climático, o Distrito de Moamba, segundo a classificação de *Koppen*, é dominado pelo clima do tipo BS clima seco de estepe, com uma temperatura média anual que oscila entre 23° e 24° C e pluviosidade anual entre 580 a 590 mm (Ministério da Administração Estatal [MAE], (2005).

### 2.2. Tipo de estudo e amostragem

O estudo foi transversal e decorreu no mês de Agosto de 2022. A população de estudo consistiu nos 50 caprinos provenientes do Distrito de Inharrime, Província de Inhambane, criados em sistema extensivo no Safari Parque de Mucapana, na Província de Maputo, Distrito de Moamba.

O tamanho da amostra foi determinado com base na fórmula referenciada por Martins (2002), considerando um nível de confiança de 87,46% e uma margem de erro de 12,54%.

$$n = \frac{N * \frac{1}{e^2}}{N + \frac{1}{e^2}} \quad \text{onde:}$$

$n$  = tamanho da amostra

$N$  = tamanho da população

$e$  = estimativa da margem de erro

$$N = 50$$

$$e = 12,54\%$$

$$C = 87,46\%$$

$$n_0 = \frac{1}{e^2}$$

$$n = \frac{N * n_0}{N + n_0}$$

$$n = \frac{50 * \frac{1}{12,54\%^2}}{50 + \frac{1}{12,54\%^2}}$$

$$n = 28$$

### 2.3. Materiais

Para o alcance dos objectivos desta pesquisa, tendo em conta o universo a ser investigado, houve necessidade de empregar os materiais disponibilizados pelo Laboratório de Parasitologia da Faculdade de Veterinária e pelo parque.

Neste sentido, para a colheita e processamento das amostras de sangue foram utilizadas: agulhas, adaptadores de vácuo, tubos com anticoagulante de Ácido Etilenodiamino Tetra-acético (EDTA), caixa térmica, tubos capilares, e centrífuga.

Quanto às amostras de fezes recorreu-se a: luvas plásticas, corda, frascos plásticos, balança simples, solução hipersaturada de NaCl, copo, pipeta de Pasteur, espátula, frasco de vidro, coadores, câmaras de McMaster, estufa, placa de petri, e microscópio.

E, para ectoparasitas (carraças): pinça de dissecação dente-de-rato; frascos plásticos, álcool a 70%, placa de petri, e estereomicroscópio.

## **2.4. Metodologia**

Para determinar o grau de infecção por parasitas nos caprinos do Safari Parque de Mucapana, foram colectadas amostras fezes. E foi detectada a ocorrência do *Trypanosoma spp.* e feita a identificação das espécies de carraças que ocorrem nos caprinos do parque através das amostras de sangue e ectoparasitas respectivamente.

### **2.4.1. Determinação de parasitas gastrointestinais**

Para a determinação dos parasitas gastrointestinais foram colectadas amostras de fezes directamente do recto do animal, com o auxílio de uma luva plástica, e posteriormente transferidos em frascos de armazenamento de fezes, com a devida identificação e conservadas numa caixa térmica, a 4°C tendo sido levadas ao laboratório de Parasitologia da Faculdade de Veterinária, UEM.

As amostras fecais foram examinadas quanto à presença de ovos no trato gastrointestinal. Foi feita a detecção de ovos de parasitas gastrointestinais pelo método de Willis e de Sedimentação simples e a contagem de ovos fecais por grama pela técnica de McMaster, conforme descrito por Ueno e Gonçalves (1998).

#### **2.4.1.1. Quantificação da carga parasitária**

Para a quantificação da carga parasitária recorreu-se à técnica de diagnóstico coprológico descrita por Ueno e Gonçalves (1998): a técnica quantitativa, realizada através do método de McMaster.

##### **a) Método de McMaster**

É uma técnica quantitativa que consiste na contagem de ovos por grama de fezes de nemátodos gastrointestinais de ruminantes, pelo uso da câmara de McMaster (Ueno e Gonçalves, 1998).

De acordo com Lagares (2008), McMaster, trata-se de um método de numeração simples, podendo ser utilizado para as fezes de ovinos, caprinos, suínos, equinos e canídeos. Utiliza-se uma câmara formada por duas células, as quais são, por sua vez, constituídas por duas lâminas, uma superior e uma inferior. As duas células têm um volume total de 0,30ml.

Com base na descrição de Ueno e Gonçalves (1998), foi realizado o método de McMaster, que consistiu na pesagem de 2 g de fezes, para cada uma das amostras (28) colectadas com o auxílio de uma balança.

Foi feita a diluição com 42 ml de solução hipersaturada de Cloreto de Sódio (NaCl), tendo sido usado um bastão de vidro para auxiliar na homogeneização, de seguida, filtrou-se o conteúdo com uso de um coador de malha fina de um recipiente para o outro.

Com a pipeta de Pasteur, homogeneizou-se a solução e preencheu-se a câmara de McMaster. Após preencher o primeiro lado, homogeneizou-se novamente a solução para preencher o segundo lado da câmara. Deixou-se descansar por alguns minutos tendo sido levada para o microscópio para iniciar o processo de contagem dos ovos/oocistos presentes. Cada ovo/oocisto foi contado separadamente.

De acordo com Ueno e Gonçalves (1998), o número de ovos por grama de fezes (OPG) é calculado multiplicando o número de ovos encontrado num lado da câmara por 100. Se forem contados os dois lados da câmara terá que se multiplicar por 50 para obter o OPG. Em pequenos ruminantes, os parâmetros do OPG (ovos por grama de fezes) variam da seguinte forma: OPG <500 (infecção leve); OPG: 500-1500 (infecção moderada) e OPG: 1501-3000 (infecção grave).

Neste estudo, foram contados os dois lados da câmara de McMaster, assim, o factor de multiplicação para ter o número de ovos por grama de fezes (OPG) foi 50.

#### **2.4.1.2. Detecção de ovos de parasitas gastrointestinais**

Para a detecção de ovos de parasitas gastrointestinais recorreu-se às técnicas qualitativas pelos métodos de sedimentação simples, método de Willis.

##### **a) Método de Willis**

É uma técnica qualitativa que consiste na identificação de ovos e larvas de alguns nemátodos e oocistos de protozoários intestinais, por meio do princípio de flutuação (Ueno e Gonçalves, 1998). Este método é considerado o mais rápido, sendo usado para a pesquisa de ovos de nemátodos, em particular de strongilídeos (Lagares, 2009).

Para realização do método de Willis, usando um copo, fez-se a emulsão de fezes (2 a 3 g) com uma pequena quantidade de solução saturada de cloreto de sódio e filtrou-se com o auxílio de um coador. De seguida, foram enchidos os frascos de borrel até o topo formando um menisco convexo, e colocou-se uma lamela por cima. Foi deixado em repouso por cerca de 15-20 minutos. Retirou-se a lamela com cuidado, para colocar por cima de uma lâmina e foi observado ao microscópio, com objectiva a 10X (Ueno e Gonçalves 1998).

##### **b) Método de Sedimentação Simples**

Este método baseou-se na diferença existente entre a densidade do reagente de diluição (fraca densidade), os elementos parasitários relativamente mais pesados e as partículas alimentares, geralmente mais ligeiras. O uso deste método permitiu a identificação de ovos pesados, como céstodos. E foi usado o vidro relógio para a sua execução (Ueno e Gonçalves 1998).

Para realizar esta técnica, recorreu-se a 5 g de fezes frescas, que foram adicionadas a 25 ml de água corrente filtrou-se a suspensão com um coador e foi mantida em repouso durante 15 minutos, passado o tempo, fez-se a decantação da solução com cuidado de modo a não perder o sedimento. Foi adicionado mais água ao sedimento, e deixou-se repousar por 10 minutos, repetiu-se o processo de decantação e acrescentou-se mais água mantendo em repouso por cerca de 5 minutos.

O último procedimento consistiu em decantar, e retirar o sedimento com uma pipeta transferindo para o vidro relógio tendo sido observado ao microscópio com a objectiva de 10X (Ueno e Gonçalves 1998).

#### **2.4.1.3. Detecção de larvas de nemátodos gastrointestinais**

Para a detecção das larvas de nemátodos gastrointestinais recorreu-se ao método de cultura de fezes.

##### **a) Método de cultura de fezes para a obtenção de larvas**

Trata-se de um método qualitativo que consiste no cultivo de larvas de nemátodos gastrointestinais. O Método baseou-se na identificação das larvas de terceiro estágio (L<sub>3</sub>), conforme descrevem Ueno e Gonçalves (1998).

Para efectuar o cultivo, foi feita a mistura das fezes em um frasco de vidro com uma pequena quantidade de água até formar uma massa homogénea. De seguida, colocou-se na estufa a uma temperatura de 27° C por 7 dias. Após a incubação, retirou-se o frasco adicionando água corrente até ao bordo. Com uma placa de petri, tapou-se o frasco invertendo bruscamente de modo que a não derramasse a água, foi colocado 5 a 10 ml de água na placa de petri. Passadas 3 a 4 horas, colheu-se o conteúdo existente na placa de petri, com uma pipeta para um tubo de ensaio. Finalmente, colocou-se o líquido numa lâmina e foi observada ao microscópio (Ueno e Gonçalves, 1998).

#### **2.4.2. Detecção de *Trypanosoma spp.***

Para a detecção de *Trypanosoma spp.* foi feita a colheita de sangue na veia jugular com recurso as agulhas descartáveis acopladas a um adaptador e inseridas a um tubo de vácuo com anticoagulante EDTA, de modo a obter sangue total e prevenir a coagulação. As amostras foram identificadas e conservadas numa caixa térmica a temperatura de 2 a 4° C. As amostras de sangue foram colhidas com o objectivo de avaliar hemoparasitas do género *Trypanosoma spp.*. Estas amostras foram levadas ao laboratório de parasitologia para posterior análise. Para a pesquisa do *Trypanosoma spp.* recorreu-se à técnica de *buffy coat*.

### **a) Técnica de *Buffy Coat***

De acordo com Ahmed e Samantaray (2014), a análise quantitativa de *buffy coat* se baseia no princípio da estratificação centrífuga de componentes sanguíneos, e foi inicialmente usada para detecção de parâmetros sanguíneos. O *buffy coat* é obtido através da centrifugação de sangue armazenado com anticoagulante em tubos capilares.

O procedimento consistiu em encher um tubo de microhematócrito, por capilaridade, até, aproximadamente, dois terços (2/3) a três quartos (3/4) da sua capacidade com sangue.

Depois de selado com plasticina numa das pontas do tubo, foi colocado com a plasticina orientada para a periferia em uma centrífuga específica e centrifugado durante 5 minutos em 11800rpm. Após a centrifugação, a amostra de sangue é separada em três camadas, baseadas na sua densidade. Na camada de baixo ficam depositados os eritrócitos, acima desta camada/ no meio, pode-se visualizar uma camada branca, denominada de *buffy coat*, onde estão os leucócitos e as plaquetas, e, por sua vez, por cima do *buffy coat* encontra-se o plasma celular (Harvey, 2012).

O tubo capilar foi quebrado no local da camada de glóbulos vermelhos apenas cerca de 1 mm abaixo da camada leucocitária. Isso foi feito cuidadosamente pressionando e cortando com a borda de uma lâmina de vidro sobre o tubo capilar. A camada leucocitária com o plasma adjacente foi transferida para uma lâmina de vidro, e coberta com uma lamela tendo sido examinada ao microscópio usando lentes objetivas de 10X, com vista a identificar tripanossomas móveis ao microscópio, conforme descrevem Dauda *et al.* (2022).

### **2.4.3. Identificação de Carraças**

As carraças foram recolhidas com o auxílio de uma pinça de dissecação bico de rato, principalmente na região perianal, úbere, no escroto e na região do pescoço dos animais, e conservados em etanol a 70%, em um recipiente plástico fechado com tampa. Os espécimes foram transportados para a Laboratório de Parasitologia da Faculdade de Veterinária, tendo sido observados com um estereomicroscópio e identificados até a categoria de espécie, através da chave dicotômica apresentada na tabela V:

**Tabela V: Características usadas para a identificação da espécie de carraça.**

<b>Características básicas</b>
<b>Presença de:</b>
Olhos
Festões
Placas adanais
Abertura genital
Sulco genital
Processo caudal
Placa mediana
<b>Avaliação das características quanto a:</b>
<u>Base do capítulo</u> - Hexagonal, ou Rectangular
<u>Escudo</u> - Ornamentado e não ornamentado
<u>Patas</u> - Listradas e não listradas
<u>Palpos</u> - Longos e Curtos
<u>Hipóstomio</u> - Longos e Curtos
<u>Número e características das coxas</u>
<u>Sexo</u> - Macho ou Fêmea

**Fonte:** Urquhart *et al.*, (1996).

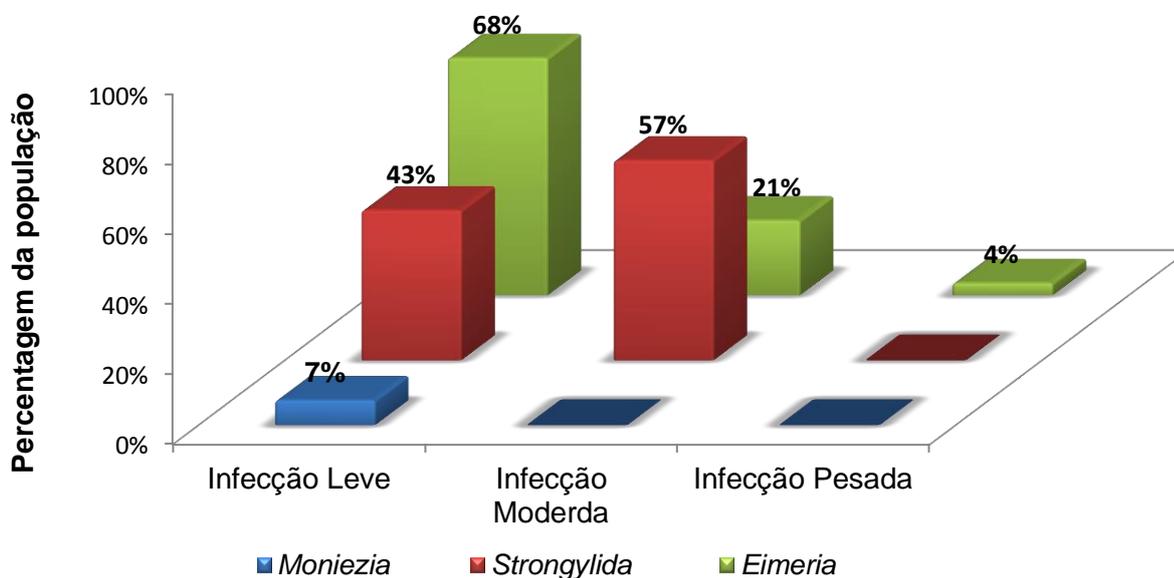
### 3. RESULTADOS

#### 3.1. Parasitas gastrointestinais

Os resultados da aplicação dos vários métodos para a determinação da ocorrência de parasitas gastrointestinais em caprinos do “Safari Parque de Mucapana”, revelaram que os animais apresentaram infecção por parasitas gastrintestinais.

##### 3.1.1. Carga parasitária

Os resultados referentes a contagem de ovos pelo método de McMaster, revelaram que os animais apresentaram infecções por ovos da ordem *Strongylida*, oocistos de *Eimeria spp.* e ovos de *Moniezia benedeni* com níveis que variaram de leve à infecção grave. Para os ovos da ordem *Strongylida* os resultados de OPG revelaram que todos os animais (28 caprinos) analisados no Safari Parque de Mucapana, apresentaram infecção leve a moderada. Sendo que 12 caprinos que representam cerca de 43% da população apresentaram infecção leve, e, infecção moderada em 16 caprinos que representam cerca de 57% da população. A infecção por oocistos *Eimeria spp.* variou de leve a grave. Tendo sido distribuída em 68% da amostra que representa 19 caprinos uma infecção leve, 6 caprinos que representam 21% da população uma infecção moderada, e 1 caprino que representa 4% da população uma infecção pesada. Em relação aos ovos de *Moniezia benedeni* o grau de infecção foi leve estando representada por 7% da amostra que corresponde a 2 animais, como ilustra a figura 3.

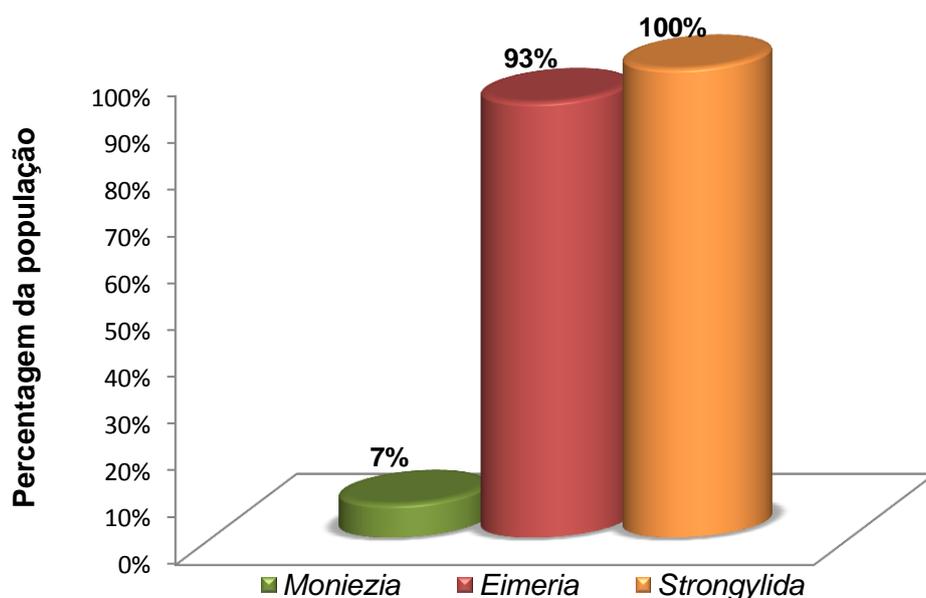


#### Carga parasitária por género de parasite gastrointestinal

Figura III: Distribuição da percentagem de animais em relação à carga parasitária determinada pelo resultado do McMaster (n= 28)

### 3.1.2. Ovos de parasitas gastrointestinais

No presente estudo, constatou-se a presença de infecções mistas por nemátodos, céstodos e protozoários. O método de Willis revelou a ocorrência de oocistos de *Eimeria spp.* e ovos da ordem *Strongylida* em todos os animais processados. Com base no método de sedimentação simples, a ocorrência total de endoparasitas gastrointestinais nos caprinos do Safari Parque de Mucapana foi de 100% para ovos da ordem *Strongylida*, 93% para oocistos de *Eimeria spp.* e 7% para ovos da espécie *Moniezia benedeni*, como ilustra a figura 4.



### Gênero de parasitas gastrointestinais encontrados na população

Figura IV: Ocorrência de ovos e oocistos de parasitas gastrointestinais determinado pelo método de sedimentação simples.

### 3.1.3. Larvas de nemátodos gastrointestinais

Após a quantificação de 112 larvas infectantes, com base na morfologia L<sub>3</sub>, foram identificados 5 gêneros de helmintos em caprinos, nomeadamente: *Bunnostomum* com ocorrência de 8%; *Trichostrongylus* 17%; *Cooperia* 21%; *Oesophagostomum* 24%, e *Haemonchus* que esteve em maior índice de percentagem (30%) conforme ilustra o figura 5.

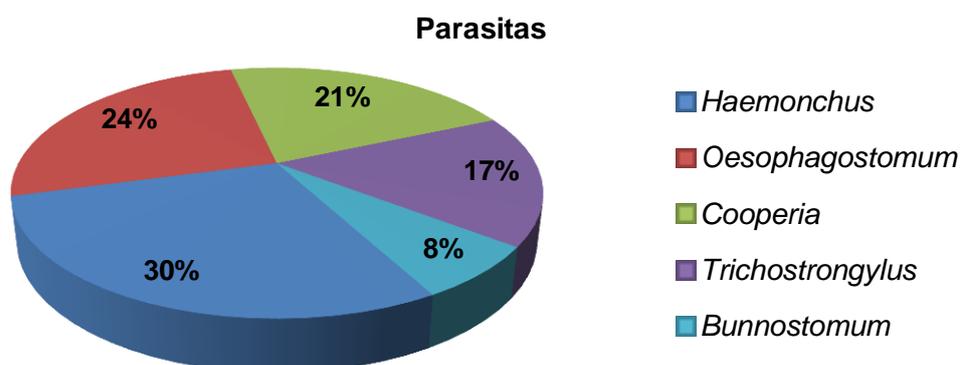


Figura V: Percentagem dos gêneros das larvas da ordem *Strongylida*.

### 3.2. Detecção de *Trypanosoma spp.*

Após a observação, mediante o método de buffy coat, constatou-se que não houve alterações ao exame das amostras de sangue, demonstrando que os caprinos do Safari Parque de Mucapana, estavam livres de formas parasitárias do género *Trypanosoma spp.*

### 3.3. Identificação de Ectoparasitas (Carraças)

Com base nas características utilizadas para a identificação de estruturas específicas nas carraças, que estiveram concentradas, na sua maioria, na região perianal, chegou-se a conclusão de que as espécies encontradas nos caprinos foram: o *Rhicephalus evertsi* e o *Amblyomma hebraeum*, como se pode observar na tabela VI:

**Tabela VI: Características básicas para a identificação da espécie das carraças**

Características básicas	Espécie de Carraça	
	<i>Amblyomma hebraeum</i>	<i>Rhicephalus evertsi</i>
<b>Olhos</b>	Presente	Presente
<b>Palpos</b>	Longos	Curtos
<b>Festões</b>	Presentes	Presentes
<b>Escudo</b>	Ornamentado	Não ornamentado
<b>Patas</b>	Listradas	Não listradas, de coloração alaranjada
<b>Placas adanais</b>	Ausentes	Presentes
<b>Hipóstomio</b>	Longos	Curtos
<b>Base do capítulo</b>	_____ <sup>1</sup>	Hexagonal
<b>Número de coxas</b>	Quatro	4, sendo a 1ª bífida
<b>Abertura genital</b>	_____	Presente
<b>Placa mediana</b>	_____	Presente
<b>Sulco genital</b>	_____	Presente
<b>Ânus</b>	Presente	Presente
<b>Processo caudal</b>	_____	Presente
<b>Sexo</b>	Macho	Macho e fêmea Evidenciado pelo escudo completo no macho e o tamanho da fêmea relativamente maior que o macho.

**Fonte:** Urquhart *et al.* (1996)

<sup>1</sup> \_\_\_\_\_:Ausente

Estão representadas na imagem a seguir as espécies de carrças identificadas e as estruturas características de cada gênero de carrça:

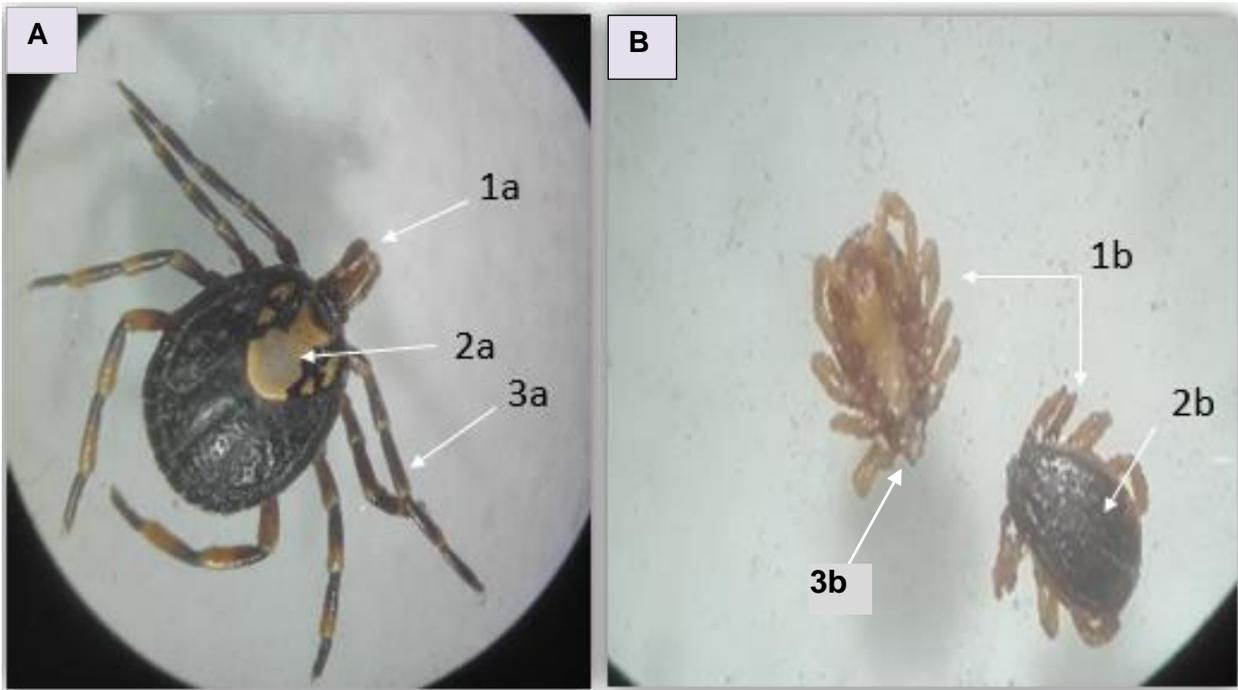


Figura VI: Carrças encontradas nos caprinos do safari parque de Mucapana:

**A** – *Amblyomma hebraeum*: 1a- Hipóstomio longo; 2a - Escudo dorsal ornamentado; 3a – Patas listradas. **B** – *Rhipicephalus evertsi*: 1b – Patas alaranjadas; 2b – Escudo dorsal não ornamentado; 3b – Hipóstomio curto.

## 4. DISCUSSÃO

Os resultados do diagnóstico coprológico demonstraram que 100% da amostra foi positivo a presença de ovos/ocistos de parasitas gastrointestinais.

Com base no método de sedimentação simples, foram identificados ovos da ordem *Strongylida*, oocistos de *Eimeria spp.* e ovos de *Moniezia benedeni*, que na óptica de Fortes (2004); Taylor *et al.* (2017); (Cordero del Campilho e Rojo Vazquez, 2002), são encontrados preferencialmente em bovinos, sendo pouco comum a sua ocorrência em caprinos. No entanto, Leland *et al.* (1973), afirma que *Moniezia benedeni* pode ser encontrado no intestino de bovinos, caprinos e ovinos, estando distribuído mundialmente, em animais que pastam, e em casos raros encontrado em animais confinados. Adicionalmente, Sissay (2007), afirma que a presença de *Moniezia benedeni* em caprinos pode estar associada a partilha de pastagens/pasto comunitário. Assim, a ocorrência de ovos de *Moniezia benedeni* nos caprinos do Safari parque de Mucapana pode ser justificada pelo contacto com pastagens utilizadas por bovinos, uma vez que se trata de uma exploração que recorre ao pastoreio comunitário. Relativamente ao grau de infecção, alguns autores aludem que pode ser subclínico ou clínico dependendo do nível de carga parasitária. As infecções subclínicas permanecem dominantes e, como tal, não são reconhecidas pelos médicos e proprietários. Assim, a infecção subclínica e clínica deve ser combatida oportunamente para melhor retorno econômico (Singh *et al.*, 2013). Nos caprinos do presente estudo, verificou-se infecção subclínica.

Igualmente, a carga parasitária dos caprinos do presente estudo variou de leve à grave, de acordo com os parâmetros determinados por Ueno e Gonçalves (1998). E os níveis reduzidos de parasitismo em caprinos criados no Safari Parque de Mucapana, podem ser justificados pela época (seca) em que foram colhidas as amostras, dado que as condições climáticas não eram favoráveis para o desenvolvimento de parasitas.

Em relação a coprocultura foram identificados 5 géneros de helmintos em caprinos do Safari Parque de Mucapana, concretamente os géneros *Bunnostomum* com ocorrência de 8%; *Trichostrongylus* 17%; *Cooperia* 21%; *Oesophagostomum* 24%, e *Haemonchus* 30%, estes resultados foram semelhantes aos resultados encontrados por Specht (1982) e Mafumo (2020), os quais durante os seus estudos realizados em Moçambique, o género *Haemonchus* foi de maior prevalência.

Contrariamente, Ahid *et al.* (2008), em estudos realizados no Brasil em caprinos e ovinos, tiveram o género *Haemonchus* com menor prevalência (15,7%), seguido pelo género *Oesophagostomum* (7,3%) e *Trichostrongylus* (12,5 %), não tendo encontrado os géneros *Cooperia* e *Bunostomum*. Apesar de o nível de ocorrência de helmintos do género *Haemonchus*, compreender 30%, estes dados devem constituir uma preocupação, dado o impacto devastador causado pela infecção por género *Haemonchus*. Pois, Urquhart *et al.* (1996) e Singh *et al.* (2013), afirmam que este género de helmintos é de grande importância, por ser responsável por um quadro clínico severo de anemia, levando a alta mortalidade em caprinos. No entanto, Ueno e Gonçalves (1998), afirmam que as espécies de nemátodos gastrointestinais e as suas prevalências são muito variáveis, uma vez que dependem dos factores topográficos, temperatura, precipitação pluviométrica, pastagem e outros que predominam na área de estudo. Estes autores acrescentam que o factor decisivo na prevalência das espécies de parasitas gastrointestinais é a quantidade e a frequência das chuvas. Concordando com estes autores, Nhacumbe e Siteo (2019), realçam que a prevalência de parasitas varia de acordo com as condições ecológicas (quando a pluviosidade é maior, a disponibilidade de larvas infectantes no pasto também é maior; portanto, os picos das contagens médias de ovos fecais também são mais altos). Este aspecto fundamenta-se, no facto de nos seus estudos terem observado alta prevalência nas áreas húmidas (zonas baixas) relativamente as zonas altas, onde predominava o clima tropical seco. Assim, sustentado pelo pensamento destes autores, os níveis reduzidos de ocorrência de helmintos em caprinos do Safari Parque de Mucapana pode estar associado a predominância do clima tropical seco, que se fazia na região durante o período de recolha das amostras.

Cerca de 75% do território nacional está infestado por uma ou mais espécies da mosca tsé-tsé (*Glossina morsitans morsitans*, *G. pallidipes*, *G. brevipalpis* e *G. austeni*) (Plano Nacional de Investimento do Sector Agrário - 2013-2017 [PNISA], (2012). Em um estudo sobre o modelo de distribuição da *Glossina brevipalpis* e *Glossina austeni* no Sul de Moçambique, Eswatini e África do Sul, foi verificada a presença sobreposta das duas espécies, no entanto, foi observada a baixa adequação do habitat da província de Gaza e Inhambane, tendo-se concluído que há maior distribuição da mosca tsé-tsé na zona norte de Moçambique (De Beer *et al.*, 2021).

Macucule (2014) afirma que um terço do território nacional é considerado livre da tripanossomose. Apesar da elevada prevalência da tripanossomose animal em Moçambique, poucos estudos foram realizados com o objectivo de investigar a incidência da tripanossomose em caprinos e o papel destes pequenos ruminantes na propagação da doença (Ofço *et al.*, 2022).

Em pesquisas de rastreio foi detectado o *Trypanosoma congolense* e determinado que é a espécie mais prevalente em Moçambique e responsável pela maior proporção de casos de tripanossomose no país, bem como em toda a África Austral, Sigauque *et al.* (2000); Specht (2008); Mulandane *et al.* (2017). A infecção por esta doença mantém o animal parasitêmico e o mesmo pode sobreviver por um longo período, aumentando desta forma os níveis de propagação da doença (Mucache, 2012).

No país, do ano de 2012 a 2022 foram reportados cerca de 131 casos de Tripanossomose animal, sendo: 08 casos em 2012; 02 - 2013; 24 - 2014; 40 - 2015; 09 - 2016; 11 – 2018; 07 – 2019; e 19 – 2020, 11 – 2021; e 0 - 2022 (Boletim de Estatísticas Pecuárias, 2023). No ano de 2018, na Reserva Nacional do Niassa, Província do Niassa, de um total de 416 amostras de caprinos rastreadas com o método de buffy coat, uma foi considerada positiva para infecção por *Trypanosoma congolense*. E usando ITS-PCR, o número de amostras positivas aumentou para quatro, sendo três identificadas como *T. congolense* e uma como *T. vivax* (Ofço *et al.*, 2021). No ano de 2020, dos 19 casos registados, 02 ocorreram na Província de Cabo Delgado; 14 na Província de Gaza; e 03 na Província de Maputo (Programa de Economia Rural Sustentável, 2021).

Em relação ao ano de 2022, período da presente pesquisa, no país não foram reportados casos de infecção por Tripanossomose animal (Boletim de Estatísticas Pecuárias, 2023). Para o caso da Província de Maputo, Distrito de Moamba, localidade de Mahulane, no Safari Parque de Mucapana, a não ocorrência do género de *Trypanosoma spp.* em caprinos pode estar associada a natureza refratária e resistente dos caprinos às infecções por *Trypanosoma spp.*, a baixa sensibilidade do teste de buffy coat, a falta de vectores (mosca tsé-tsé) e ou portadores da doença.

Relativamente às carraças, estas estão amplamente distribuídas em todo o território nacional, sendo a sua diversidade e intensidade variável em função de vários fatores, entre eles, os agroecológicos, o manejo higiênico-sanitário e o tipo de raças de animais em criação (Matos, 2008). Para o caso da Província de Maputo, Distrito de Moamba, localidade de Mahulane, no Safari Parque de Mucapana, em caprinos verificou-se a ocorrência de carraças das espécies *Rhipicephalus evertsi* e *Amblyomma hebraeum*. Este facto estar associado a área de pastagem, condições climáticas (época seca) e o tipo de habitat (floresta aberta) dos caprinos. Mekonnen *et al.* (2007) e Kumsa *et al.* (2012), associam a ocorrência de ectoparasitas aos diferentes factores de risco, como a idade, sexo, espécie animal, factores climáticos favoráveis, desnutrição especialmente durante a longa estação seca, sistema de criação deficiente, pouca conscientização dos agricultores sobre os efeitos dos ectoparasitas e serviços de saúde animal na área de estudo.

Embora os animais do Safari Parque de Mucapana tenham apresentado uma infecção subclínica, é necessário implementar um programa profilático, que consiste na desparasitação e nos banhos antiparasitários, os comumente usados são o albendazol, febendazol e ivermectina, os banhos acaricidas químicos como as formamidinas, amitraz e alguns piretróides sintéticos (Urquhart *et al.*, 1996). Em Moçambique, McKinnon (1995) recomenda um calendário de desparasitação em pequenos ruminantes com as seguintes especificações: em fêmeas gestantes deve-se desparasitar no primeiro mês antes do parto para reduzir a infecção das crias, estas, devem ser desparasitadas pouco antes do desmame com vista a evitar stress; e todo o rebanho deve ser desparasitado inicialmente no início das chuvas e pela segunda vez no fim das chuvas ou no princípio da época seca, de modo a garantir manutenção de um nível de infestação que não cause doenças nos animais. A Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura [FAO] (2008), afirma que as desparasitações em Moçambique devem ser realizadas no início da época chuvosa no mês de Outubro e no fim da época chuvosa no mês de Março em todas as categorias animais. De acordo com Dário (2020), em pequenos ruminantes, deve-se duplicar a dosagem na desparasitação contra céstodos, passando de 1 ml/20 kg para 2 ml/20 kg. Outras acções de manejo como a rotação das pastagens e desinfecções da cama são de extrema importância para a redução da carga parasitária, acrescentada a uma nutrição adequada. (Lagares, 2008). Segundo Sombra (2015), a quimioprofilaxia da Erliquiose deve ser feita por meio da administração de oxitetraciclina de longa acção em 3 doses, administradas de 7 em 7 dias.

## 5. CONCLUSÃO

Os resultados deste estudo permitiram concluir que o Safari Parque de Mucapana, é endêmico aos parasitas gastrointestinais, tendo sido confirmada em níveis consideráveis, a presença de helmintos dos géneros *Strongyloides*, *Haemonchus*, *Trichostrongylus*, *Oesophagostomum*, *Cooperia* e *Bunostomum* em caprinos.

Os animais apresentaram maioritariamente graus de infecção leve por ovos da ordem *Strongylida* spp. e oocistos de *Eimeria* spp. que estiveram presentes em 100% e 93% das amostras respectivamente. Apesar da baixa frequência, existe infecção por *Moniezia benedeni* no gado caprino do Safari Parque de Mucapana, tendo sido confirmado um grau de infecção leve em 7% das amostras.

Não foi detectada a ocorrência de *Trypanosoma* spp. o que sugere uma baixa taxa ou inexistência de infecção por *Trypanosoma* spp. na área de estudo.

Em relação a ocorrência de carraças, nos caprinos do “Safari Parque de Mucapana” foram observadas as espécies de *Amblyomma hebraeum* e *Rhipicephalus evertsi*.

Estas informações são importantes na medida em que, não só elucidam ao proprietário do Safari Parque de Mucapana a situação epidemiológica em que se encontra o seu gado caprino, como fornece informações importantes aos tratadores/pastores, de modo que alterem ou ajustem os tratamentos realizados na exploração consoante as prevalências encontradas.

## 6. RECOMENDAÇÕES

Das constatações durante o período de estágio, recomendamos ao Safari Parque de Mucapana:

- Possuir um livro de registo de mortalidade, natalidade e doenças que afectam os animais, bem como os medicamentos utilizados durante a intervenção e o seu prognóstico;
- Intensificar aspectos relacionados ao controlo de animais, no que se refere a métodos de contagem dos animais, para o acompanhamento do crescimento do próprio parque;
- Melhorar o habitat dos animais, pois, no parque predomina uma floresta densa com grande número de *micaias*, que em certo momento dificulta a visão e o acesso aos animais;
- Criar um sector que se dedique ao manejo clínico dos animais, sua imobilização, e tratamento de feridas, doenças entre outros assuntos ligados a vida destes animais;
- Implementar um plano de desparasitação dos caprinos;
- Possuir instalações de profilaxia e manejo de animais;
- Fazer a rotação de pastagem;
- Colocar pontos de abeberamento nas áreas de pastoreio, de modo a reduzir a distância que os animais percorrem;
- Separar os animais jovens dos adultos.

## 7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Ahid, S. M., Suassuna, A. C., Maia, M. B., Costa, V. M., & Sousa, H. S. (2008, Janeiro/Março). Parasitos gastrointestinais em caprinos e ovinos da região oeste do rio grande do norte, Brasil. *Ciência Animal Brasileira*, pp. 213-217.
- Ahmed, N. H., & Samantaray, J. C. (2014, Abril 15). Quantitative Buffy Coat Analysis-An Effective Tool for Diagnosing Blood Parasites. *Journal of Clinical and Diagnostic Research*, doi:10.7860/JCDR/2014/7559.4258
- Akkari, H., Jebali, J., Gharbi, M., Mhadhbi, M., Awadi, S., & Darghouth, M. A. (2013, March 31). Epidemiological study of sympatric *Haemonchus* species and genetic characterization of *Haemonchus contortus* in domestic ruminants in Tunisia. *Veterinary Parasitology*, pp.118-125, 193. doi:<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.12.014>
- Banda, J. W., Ayoade, J. A., Karua, S. K., & Kamwanja, L. A. (1993). A cabra local do Malawi. In: Chupin, D., Daldin, J., Roland, N. e Gumprecht, T., Carrapatos em um mundo de mudança. *Carrapatos em um mundo em mudança. Mundo Anim. Rev. FAO*.
- Borchert, A. (1975). *Parasitologia Veterinária*. 3ª edição. Zaragoza, Espanha: Acribia. pp.106-745.
- Bowman, D. D. (2003). *Georg's Parasitology for Veterinarians*. 8ª edição. St. Louis, Missouri, U.S.A: Elsevier. pp.63-420
- Cordero del Campilho, M., & Rojo Vazquez, F. A. (2002). *Parasitologia Veterinaria* (1st edition). McGrawHill-Interamericana.
- Dauda, O. G., Surakat, O., Rufai, M., Akande, F., Akinde, S., & Adeleke, M. (2022, Janeiro 25). Haemoparasites and Polyparasitism of Intestinal Helminths of Cattle Slaughtered in Abeokuta, Nigeria and Their Implications for One Health. pp.37. doi:<http://doi.org/10.21230/rs.3.rs-1266678/v3>
- Dário, Renato (2020); Maneio Sanitário na Criação de Ruminantes; 1ª edição; Rio de Janeiro; Visão Editora; pp. 50-55.
- De Beer, Chantel J; Dicko, Ahmadou H; Ntshangase, Jerome; Moyaba, Percy; Taioe, Moeti O; Mulandane, Fernando C.; Neves, Luís; Mdluli, Sihle; Guerrini, Laure; Bouyer, Jeremy; Vreysen, Marc JB e Venter, Gert J. (2021). A distribution model for *Glossina brevipalpis* and *Glossina austeni* in Southern Mozambique, Eswatini and South Africa for enhanced area-wide integrated pest. *pLoS Neglected Tropical Diseases* pp.15.

- Devendra, C. (2006). Pequenos Ruminantes na Ásia: Contribuição para o alívio da pobreza na segurança alimentar e oportunidades para aumento da produtividade. Retrieved from <http://www.mekarn.org/procsr/devendra.pdf>.
- Direcção Nacional de Pecuária. (2009-2010, Novembro). *Censo agro-pecuário 2009-2010*, pp. 45.
- Estatísticas da Organização para Agricultura e Alimentação. (2017).[FAOSTAT] <http://faostat3.fao.org>.
- Fortes, E. (2004). *Parasitologia Veterinária* (4a ed.). São Paulo, Brasil: Ícone.
- Gagnaux, P. (2022, Maio 18). Historia do Safari Parque de Mucapana. (C. C. Nhantumbo, Interviewer)
- Garcia, H. A., Rodrigues, C. M., Rodrigues, A. C., Pereira, D. L., Pereira, C. L., Camargo, E. P., . . . Teixeira, M. M. (2018). Remarkable richness of trypanosomes in tsetse flies (*Glossina morsitans morsitans* and *Glossina pallidipes*) from the Gorongosa National Park and Niassa National Reserve of Mozambique revealed by fluorescent fragment length barcoding (FFLB). *Infect Genet Evol*, pp.370-379.
- Garrine, C. M., Kotze, A., Heleen, E., & Grobler, J. P. (2010). Caracterização genética dos indígenas Raça Landim e Pafuri de Moçambique. *Africano Journal of Agricultural Research*.
- Gil, A. C. (2002). *Como Elaborar Projecto de Pesquisa* (4a ed.). Sao Paulo: Atlas S.A.
- Gwaze, F. R., Chimonyo, M., & Dzama, K. (2008, Dezembro 4). Produção comunitária de cabras na África Austral: uma revisão. doi:41:1157–1168.pp.1-7.
- Harvey, J. W. (2012). *Veterinary Hematology: A Diagnostic Guide and Color Atlas* (1a ed.). Gainesville, Florida: Elsevier. doi:<https://doi.org/10.1016/C2009-0-39565-3>.pp.11-327.
- Hussain, T., Periasamy, K., Nadeem, A., Babar, M. E., Pichler, R., & Dallo, A. (2014, December 15). Sympatric species distribution, genetic diversity and population structure of *Haemonchus* isolates from domestic ruminants in Pakistan. *Veterinary parasitology*.pp.188-199. doi:<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.10.026>
- Jongejan, F., Berger, L., Busser, S., Deetman, I., Jochems, M., Leenders, T., Stoltz, H. (2020, Abril 21). Parasites Vectors. doi:<https://doi.org/10.1186/s13071-020-04059-5>
- Kumsa, B., Beyecha, K., & Geloye, M. (2012). Ectoparasitas de ovelhas em tres zonas agroecologicas no centro de Oromia, Etiópia. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, pp. 1-7, 79.

- Lagares, A. F. (2008). *PARASITOSSES DE PEQUENOS RUMINANTES NA REGIÃO DA COVA DA BEIRA*. Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, Universidade Técnica de Lisboa, Faculdade de Veterinária, Lisboa.pp.8-120.
- Leitão, J. L. (1983). *PARASITOLOGIA VETERINÁRIA*. 3ª edição. Volume 1 | Parasitas). Portugal.pp.63-205.
- Leland, S. E., Caley, H. K., & Ridley, R. K. (1973, Abril). Incidence of gastrointestinal nematodes in Kansas cattle. *American journal of veterinary reseach*. doi:34(4):581-5.
- Macucule, P. A. (2014). *Diagnosis and mapping of diminazene aceturate resistance in Trypanosoma congolense, Broden 1904, strains circulating in cattle in Matutuine district, Mozambique*. Dissertation, University of Pretoria.
- MAE. (2005). *PERFIL DO DISTRITO DE MOAMBA PROVINCIA DE MAPUTO*. (E. (M. d. Estatal, Ed.) Retrieved from <http://www.govnet.gov.mz/>
- Mafumo, A. F. (2020). *Avaliação da eficácia do monepantel, albendazol e ivermectina contra nemátodos gastrointestinais em caprinos na Província de Maputo*. Trabalho de Culminação de Estudos, Universidade Eduardo Mondlane, Faculdade de Veterinária, Maputo.
- Martins, I. V. (2019). *Parasitologia Veterinaria*. 2ª edição. Vitoria- Brasil: EDUFES.
- Martins, G. A. (2002). *Estatística Geral Aplicada*. 2ª edição. Atlas.pp.84-90.
- Mataveia, G. A. (2019). *O uso de folhas de moringa oleífera e Leucaena leucocéfala para melhorar a produção caprina em Moçambique*. Tese de Doutoramento, Universidade de Pretória, África do Sul.
- Matos, C. (2008). *Composição de espécies e distribuição geográfica de carrças infestam bovinos, caprinos e cães em Maputo Província, Moçambique*. Dissertação de Mestrado , Universidade de Pretória, Departamento de Doenças Tropicais Veterinárias, Pretória .
- McKinnon, D. (1995). *Produtividade dos Pequenos Ruminantes em Moçambique*. Trabalhos Apresentados no Seminário de Produção Animal. Ministério da Agricultura e FAO. R.P.Moçambique.
- Mekonnen, S., Pegram, R. G., Gebre , S., Mekonnen, A., Jobre, Y., & Zewde, M. (2007). Uma síntese de carrapatos ixodídeos (Acari: Ixodidae) e argasidae (Acari: Aragasidae) na Etiópia e seus possíveis papéis na transmissão de doenças. *Ethiopian Veterinary Journal*.pp. 1-7.
- Ministério da Agricultura, *Plano Nacional de Investimento do Sector Agrário- 2013-2017* ( 2012, Janeiro). Moçambique.

Ministério da Agricultura e Desenvolvimento Rural, Programa de Economia Rural Sustentável (projecto n.174002). (Março de 2021).Moçambique.

Ministério da Agricultura e Desenvolvimento Rural, Direcção Nacional de Desenvolvimento Pecuário. Boletim de Estatísticas Pecuárias 2012-2022. (Abril de 2023). Praça dos heróis Moçambicanos, R/C, bloco D. Moçambique

Monteiro, S. G. (2010). Parasitologia na Medicina Veterinária. São Paulo: Roca Ltda.

Morgado, F. D. (2007). A Pecuária no Sul de Moçambique; As Províncias do Sul: Inhambane, Gaza e Maputo (1a Ed.). Lisboa: Vega.pp.409-419.

Mucache, HN. (2012). Funtional Expression of Trypanosoma Congolense Pyroglutamyl Peptidase Type I and Development of Reverse Genetics Tools. Pietermaritzburg: University of KwaZulu;Natal.

Mulandane, F. C., Fafetine, J., Abbeele, J. V., Clausen, P. H., Hoppenheit, A., Cecchi, G., Neves, L. (2017, December 20). Resistance to trypanocidal drugs in cattle populations of Zambezia Province, Mozambique. *Parasitology Research*, pp.429–436. doi:<https://doi.org/10.1007/s00436-017-5718-1>.

Mulandane, F. C., Snyman, L. P., Brito, D. R., Bouyer, J., Fafetine, J., Van Den Abbeele, J., Neves, L. (2020). Evaluation of the relative roles of Tabanidae and Glossinidae in the transmission of trypanosomosis in drug resistance hotspots in Mozambique. *Parasites Vectors*. pp. 219. doi:<https://doi.org/10.1186/s13071-020-04087-1>.

Nhacumbe , A. A., & Siteo, C. F. (2019, Julho 22). Prevalence and seasonal variations of eggs of gastrointestinal nematode parasites of goats from smallholder farms in Mozambique. *Nsights in Veterinary* . pp. 24-28. doi:<https://doi.org/10.29328/journal.ivs.1001016>.

Ofço, E. A., Mulandane, F. C., Ferreira, R.A., Mucache, H.N., Neves, Luís Carlos G. (2022, Maio). A prevalência de infecções por Tripanossoma em cabras na Reserva Nacional de Niassa, Universidade do Rovuma, Niassa, Moçambique.doi.org/10.1007/s12210-022-01066-9.

Panin, A. (2000). Uma análise económica comparativa dos sistemas de produção de gado de pequeno porte e de pequenos ruminantes no Botswana. *Animais Tropicais. Saúde e Produção*. pp.189–196. doi:10.1023/A:1005243917193.

Prodanov, C. C., & Freitas, E. C. (2013). *Metodologia do Trabalho Científico - Métodos e Técnicas da Pesquisa e do Trabalho Acadêmico*. 2ª edição. Novo Hamburgo, Rio Grande do Sul, Brasil: FEEVALE.

- Pugh, D. G. (2002). *Sheep and Goat Medicine*. 1<sup>a</sup> edição. (J. J. Fagliari, Trans.) New York, USA: Elsevier Inc.
- Quintas, H., & Cardoso, L. (2012). *Guia sanitário para criadores de pequenos ruminantes*. Instituto Politécnico de Bragança, Portugal/Bragança.pp.155-163.
- Sautier, D. (2017). Projecto de apoio ao Registo de uma Indicação Geográfica Piloto de Mocambique: O cabrito de Tete Fase I- Cadeia produtiva e Tipicidade. Tete: Cirad.pp.8-22.
- Shija, D., Kusiluka, L., Chenyambuga, S., & Shayo, D. (2014). Restrições de saúde animal em cabras leiteiras mantidas em sistemas de agricultura familiar nos distritos de Kongwa e Mvomero. *Vet. Med. Animal Saúde*.
- Sigauque, I., Van Den Bossche, P., Moiana, M., Jamal, S., & Neves, L. (2000, May 31). The distribution of tsetse (Diptera: Glossinidae) and bovine trypanosomosis in the Matutuine. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*. pp. 162-172.
- Singh, V., Varshney, P., Dash, S. K., & Lal, H. P. (2013). Prevalence of gastrointestinal parasites in sheep and goats in and around Mathura, India. doi:10.5455/vetworld.2013.260-262.pp.1-3.
- Sissay, M. M. (2007). *Parasitas helmintos de ovinos e caprinos no leste da Etiópia: Epidemiologia e resistência anti-helmíntica e seu manejo*. Tese de Doutorado, Universidade Sueca de Ciências Agrícolas- Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Departamento de Ciências Biomédicas e Saúde Pública Veterinária-Divisão de Parasitologia e Virologia, Uppsala, Suécia.
- Sissay, M. M., Uggla, A., & Waller, P. J. (2007, August 18). Prevalence and seasonal incidence of nematode parasites and fluke infections of sheep and goats in eastern Ethiopia. *Tropical Animal Health and Production*. doi:10.1007/s11250-007-9035-z
- Sombra, Adriano (2015); Técnicas de Prevenção de Doenças na Produção Animal; Maceió; Rural Editora; pp. 100.
- Soulsby, E. J. (1982). *Helminths, Arthropods and Protozoa of Domesticated Animals*. 7th edition. Philadelphia, USA: Ballière tindall.pp.62-820.
- Specht, E. J. (2008). Prevalence of bovine trypanosomosis in Central Mozambique from 2002 to 2005. *Onderstepoort Journal Veterinary Research*, pp. 73-81.
- Specht, E. J. (1982). Seasonal incidence of helminths in sheep and goats in south Mozambique. *Veterinary Parasitology*. pp. 317--328.
- Taylor, M. A., Coop, R. L., & Wall, R. L. (2017). *Parasitologia Veterinária*. 4<sup>a</sup> edição. (J. J. Fagliari, & T. G. Rocha, Trans.) Guanabara Koogan Ltda.pp.51-2458.

- Ueno, H., & Gonçalves, P. C. (1998). *Manual para diagnóstico das helmintoses de ruminantes*. 4ª edição. Tokyo, Japao: International Cooperation Agency.pp.20-55.
- Urquhart, G. M., Armour, J., Duncan, J. L., Dunn, A. M., & Jennings, F. W. (1996). *Parasitologia Veterinária*. pp. 3-246.
- Vieira, L. d. (2003, Dezembro). *Alternativas de Controle da Verminose Gastrointestinal de Pequenos Ruminantes*. sobral, Brasil. pp.1-10.
- Walker, A. R.; Bouattour, A.; Camicas, J. L.; Estrada-Penã, A.; Horak, I. G.; Latif, A. A.; Pegram, R. G.; Preston, P.M. (2003). Ticks of domestic animals in Africa: a guide to identification of species. *Bioscience reports*, Edinburgh, pp.51-54.
- Zewdu, S., Tsegaye, T., & Agerie, A. (20 de Março de 2015). Ectoparasites Prevalence in Small Ruminants in and around Sekela, Amhara Regional State, Northwest Ethiopia. doi:10.1155/2015.pp.2-5.

## 8. ANEXOS

### I. Método de McMaster (Ueno e Gonçalves 1998)

#### Procedimentos:

- Pesar dois gramas de material fecal.
- Diluir as fezes em 58 mL de solução hipersaturada de NaCl (densidade de 1.2).
- Inicialmente, deve-se adicionar metade do volume de solução saturada, para facilitar a fragmentação das partículas fecais com o bastão de vidro e homogeneizar a diluição.
- Após a homogeneização, filtrar o conteúdo em uma peneira, transferindo assim para outro recipiente. Utilizar a outra metade do volume de solução hipersaturada para lavar a peneira e completar o volume final.
- Utilizando a pipeta de Pasteur, homogeneizar a solução e preencher primeiramente um lado da câmara. Após preencher o primeiro lado, homogeneizar novamente a solução para preencher o segundo lado da câmara de McMaster. Se bolhas de ar estiverem presentes, deve-se remover o conteúdo e repetir o processo de preenchimento.
- Deixar a câmara descansar por alguns minutos - o processo de flutuação ocorre rapidamente;
- Levar a câmara ao microscópio e contar os ovos presentes da área interna das ranhuras. Cada tipo de parasita deve ser contado separadamente.

#### Leitura dos resultados

- Para determinar o número de ovos por grama de fezes, some a contagem de ambas às câmaras.
- Multiplicar o número de ovos encontrados por 50 para bovinos e 100 para ovinos, o resultado será expresso em Ovos Por Grama de Fezes (OPG).
- O volume de amostra nas duas câmaras é de 0,3 ml (300 µL). Somando-se o número de ovos de ambas as câmaras, encontra-se a quantidade de ovos em 0,3 ml, que, para as amostras de ovinos (2 g/58 ml) é 0,005% (1/200) do volume de 60 ml. O número de ovos deve então ser multiplicado por 200, para encontrar a quantidade total de ovos neste volume. Como foram pesados dois gramas de fezes, divide-se este resultado por dois. Ou, para facilitar, é só multiplicar o resultado de contagem por 100 (200/2). Já para bovinos (4 g/56 ml), 0,3 ml também representam 0,005% da amostra (1/200) então, deve-se multiplicar a contagem das duas câmaras por 200, porém, deve-se dividir por quatro (porque foram pesados quatro gramas de fezes). Ou, multiplicar direto por 50 (200/4).

Para facilitar o entendimento desse cálculo pode-se observar o esquema a seguir:

O volume contido em cada compartimento é calculado pela seguinte fórmula:

$$1 \text{ cm}^2 \times 0,15 \text{ cm} = 0,15 \text{ cm}^3 = 0,15 \text{ ml.}$$

Considerando-se os dois compartimentos:  $0,15 \text{ ml} \times 2 = 0,30 \text{ ml}$  (volume total).

## II. Método de Willis (Ueno e Gonçalves 1998)

### Procedimentos:

- Misturar 2 a 3 g de fezes num copo, adicionar cinco vezes o volume de solução saturada de cloreto de sódio.
- Misturar bem a solução e filtrar.
- Colocar a suspensão filtrada em 2 a 3 copos de vidro com base plana, até formar uma superfície convexa.
- Sobrepor uma lamela.
- Deixar em repouso 15-20 minutos.
- Retirar com cuidado, para não formar bolhas de ar, a lamela e colocar por cima de uma lâmina.
- Observar ao microscópio, com objectiva 10X.

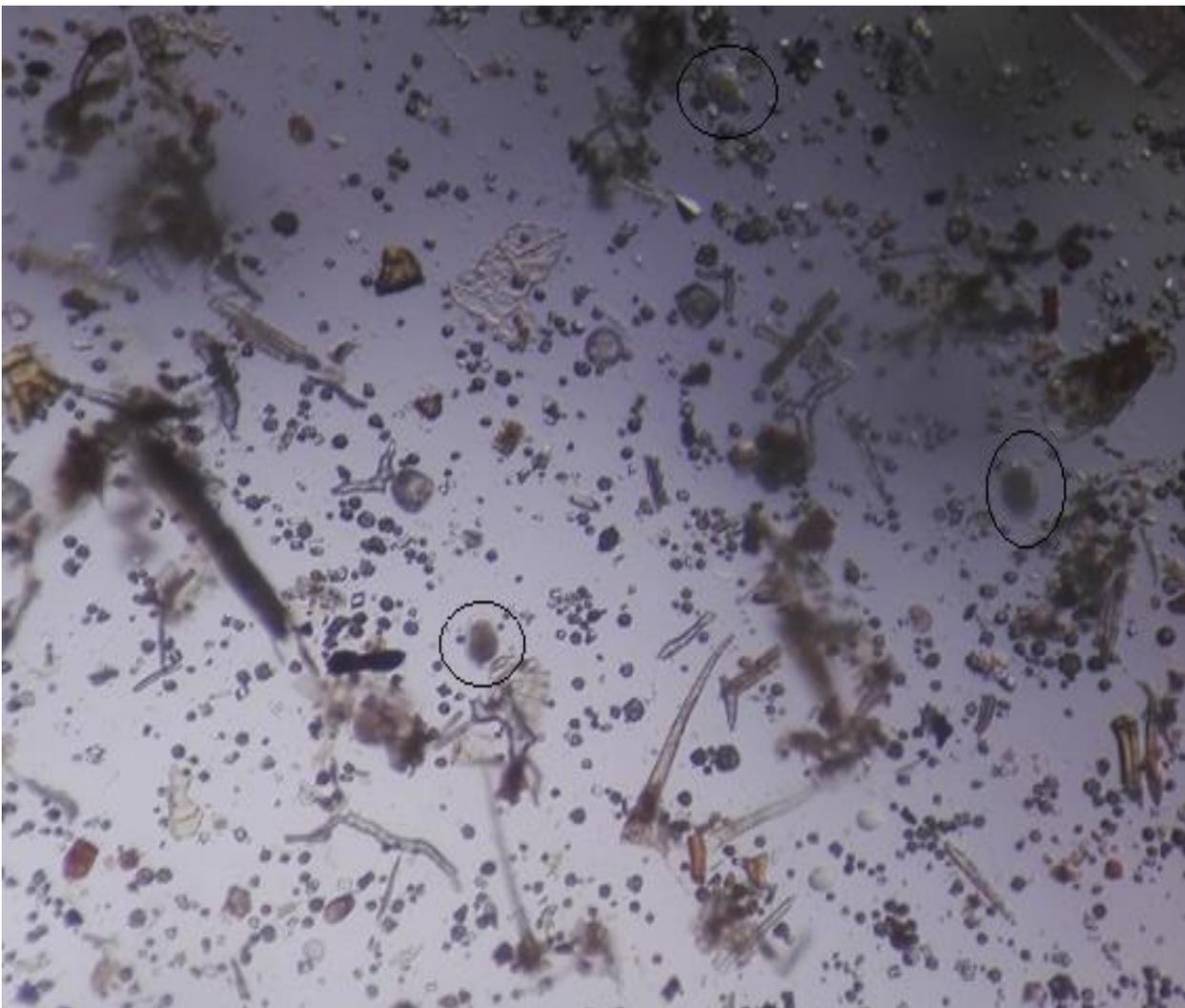


Figura I: Ilustração de ovos da ordem Strongylida

### III. Método de sedimentação simples (Ueno e Gonçalves 1998)

#### Procedimentos:

- Num copo de 10 ml misturar 2 g de fezes com água com detergente.
- Filtrar por um passador para um tubo de ensaio de 15 ml.
- Deixar sedimentar por 10 minutos.
- Decantar e adicionar água até perfazer 15 ml.
- Deixar sedimentar 10 minutos.
- Decantar e colocar o sedimento numa placa de Petri.
- Observar o sedimento à lupa.



Figura II: Ilustração do método de sedimentação simples

#### IV. Coprocultura (Ueno e Gonçalves 1998)

##### Procedimentos:

- Num almofariz homogeneizar as amostras de fezes com serradura esterilizada.
- Introduz-se uma porção do preparado anterior em copos de vidro de 3,5 cm de altura e 3 cm de diâmetro.
- Identificar os copos (número da amostra, data da colheita e dia a retirar a coprocultura da estufa).
- Deixar as fezes não compactas e realizar um orifício no centro das mesmas com auxílio de uma vareta.
- Humedece-se mais ou menos com água.
- Colocar os copos de coprocultura em placas de Petri.
- Colocar na estufa a 26 °C e humidade de 80%.
- Após 8 dias retirar as coproculturas da estufa.
- Inverter os copos sobre placas de Petri e adicionar 10 ml de água
- Deixar os copos repousar durante um período de 24 horas para permitir a migração das larvas.
- Colher os 10 ml da suspensão para tubos de centrifugação.
- Armazenar os tubos no frigorífico para posterior observação (até 2 meses).
- Homogeneizar o conteúdo dos tubos e colher 1 ml.
- Colocar uma gota por lâmina até esgotar 1 ml.
- Fixar a lâmina passando duas ou três vezes pela chama de uma lamparina de álcool, ou com soluto de Lugol.

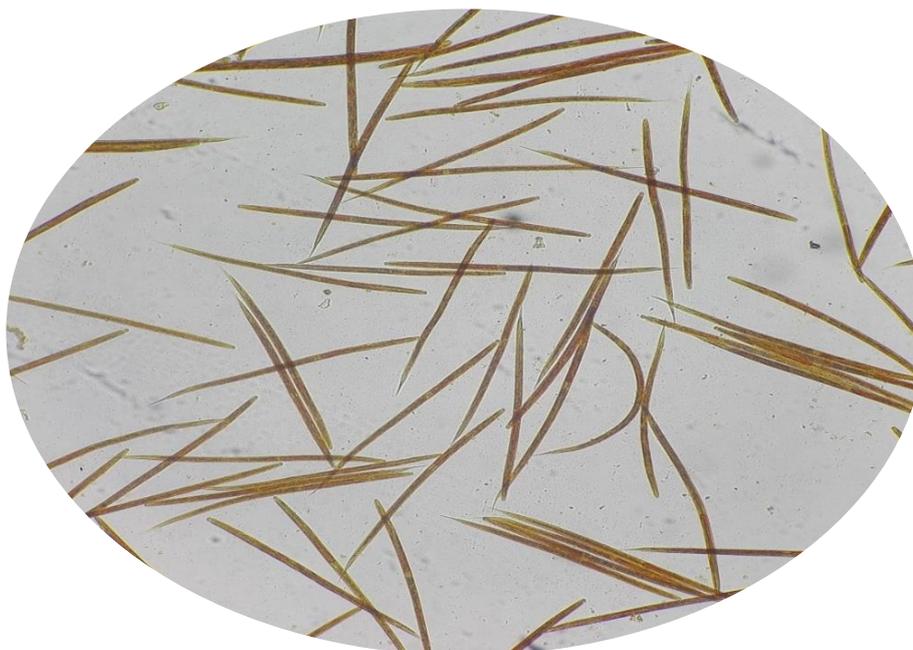


Figura III: Larvas de nemátodos- coprocultura

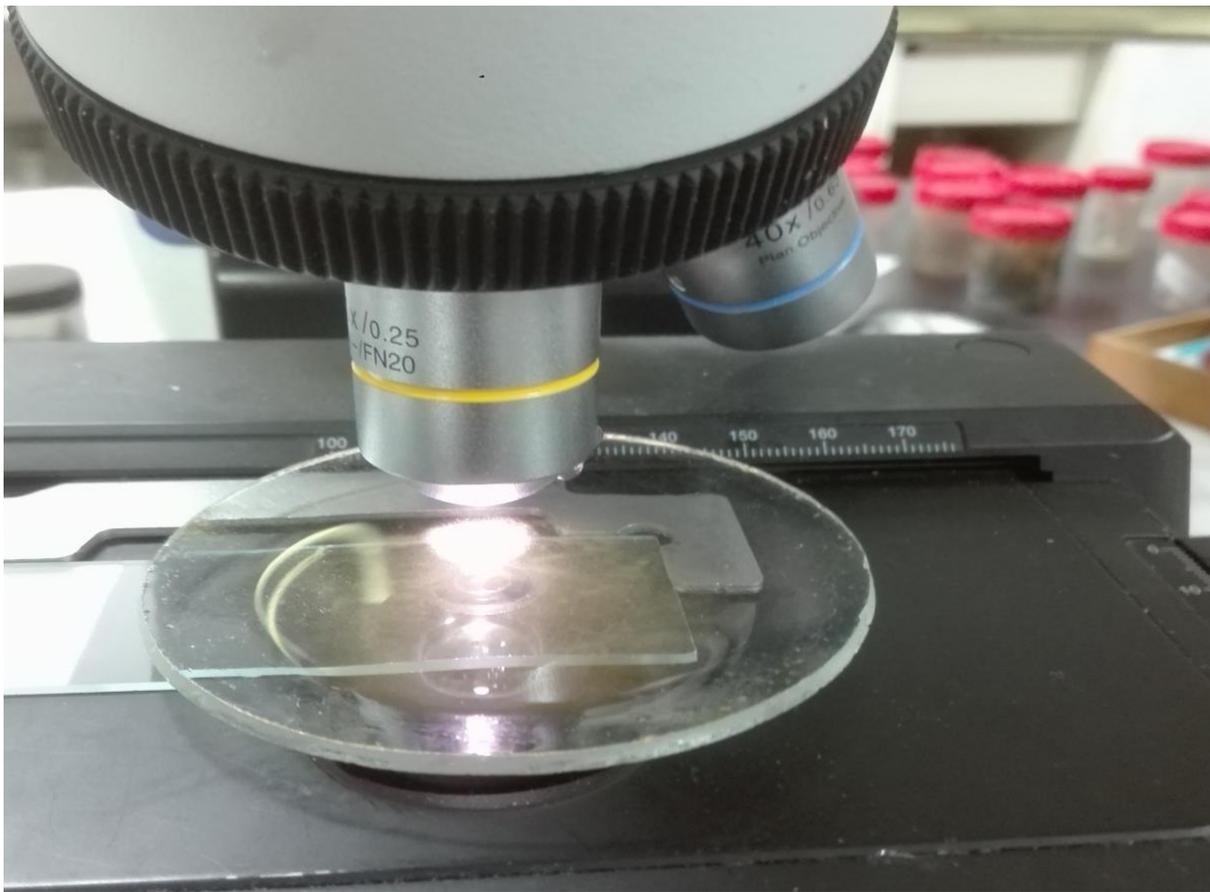


Figura IV: Observação de ovos de tremátodos com vidro relógio.



Figura V: Ovo de *Moniezia benedeni*

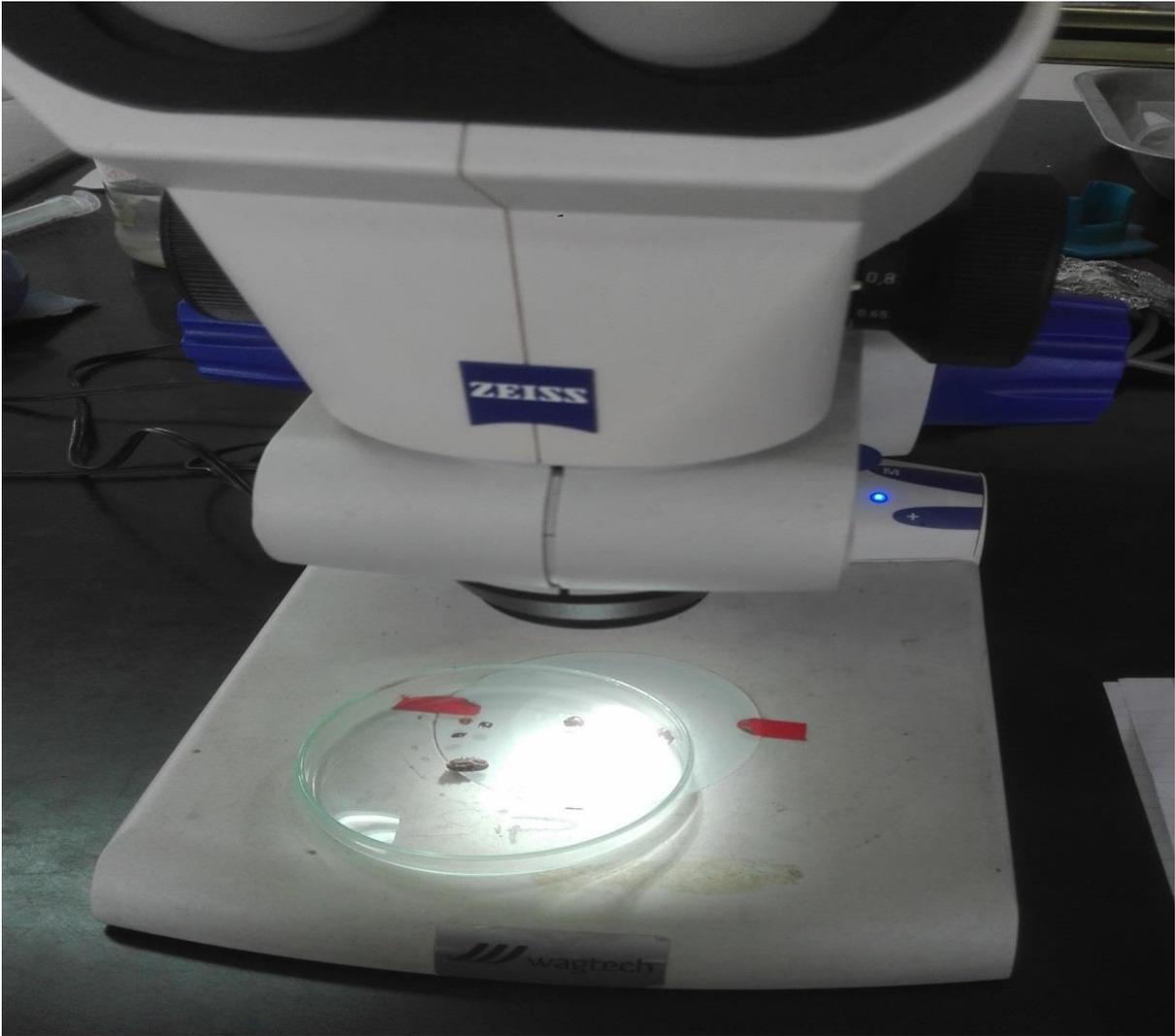


Figura VI: Observação de carrças ao esteriomicroscópio

**V. Mistura industrial (ração A1 e A2) e a sua composição**



Parameter	Specification
Protein, %	Min, 18
Fat, %	Max, 6.5
Fiber, %	Max, 5.52
Humidity, %	Max, 11
Ashes, %	Max, 5.52
Calcium, %	Min, 0.59
Phosphor, %	Max, 0.69
Sodium, %	Max, 0.23

Figura VII: Ração da marca Forte e a sua Composição