



FACULDADE DE CIÊNCIAS
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
Curso de Licenciatura em Biologia e Saúde

Trabalho de Culminação de Curso

Variante Estágio

Tema: Diagnóstico Laboratorial das Infecções Intestinais Parasitárias dos Pacientes atendidos no Hospital Central de Maputo, nos meses de Junho à Outubro de 2024

Autora: Maura Selemene Alfaiate

Maputo, Março de 2026



FACULDADE DE CIÊNCIAS
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
Curso de Licenciatura em Biologia e Saúde

Trabalho de Culminação de Curso
Variante Estágio

Tema: Diagnóstico Laboratorial das Infecções Intestinais Parasitárias dos Pacientes atendidos no Hospital Central de Maputo, nos meses de Junho à Outubro de 2024

Autora: Maura Selemene Alfaiate

Supervisora: Msc. Esselina Fuel
Lic. Edelmira Fernando
Orientadora: Lic. Camélia Boa

Maputo, Março de 2026

Agradecimentos

Em primeiro lugar agradecer à Deus pelo dom da vida, pela saúde, e por ter cuidado de mim até ao fim do curso.

Ao Hospital Central de Maputo por ter me recebido e autorizado a realização do estágio.

A minha orientadora do estágio dra. Camélia Boa, ao dr. Albino Mutoveje, gratidão pelo apoio, pela disponibilidade para esclarecimentos de dúvidas e pelo ensinamento transmitido durante o período da realização do estágio.

Aos técnicos de laboratório de parasitologia do Hospital Central de Maputo pela paciência e por terem partilhado os seus conhecimentos.

O meu especial agradecimento as minhas supervisoras, Msc. Esselina Fuel e Lic. Edelmira Fernando pela paciência, por terem dedicado o seu tempo e pelo apoio demonstrado durante a realização do trabalho.

Aos docentes do departamento de ciências biológicas, pelos ensinamentos e conhecimentos transmitidos ao longo do curso.

A minha família, em especial ao meu noivo Tomás Balate, pelo suporte e apoio que me deram durante a realização desse trabalho.

Aos meus amigos: Lúcia Chissano, Isaura Sueto, Shelsea Juliana, Luzineide Monteiro, Regina Biza e Elisa Fré pelo companheirismo, momentos inesquecíveis e por terem tornado os meus dias mais alegres.

E por último, agradecer a todos que directa e indirectamente contribuíram para a realização deste trabalho.

Declaração de Honra

Eu, Maura Selemene Alfaiate, declaro por minha honra que o presente relatório de estágio intitulado "**Diagnóstico Laboratorial das Infecções Intestinais Parasitárias dos Pacientes atendidos no Hospital Central de Maputo, nos meses de Junho à Outubro de 2024**" nunca foi apresentado em nenhuma circunstância para a obtenção de qualquer grau acadêmico em nenhuma instituição de ensino e que o mesmo é um trabalho original, realizado por mim, e as técnicas apresentadas correspondem à realidade, estando indicadas, ao longo do texto e no capítulo de referências bibliográficas, todas as referências por mim consultadas.

Maputo, Março de 2026

(Maura Selemene Alfaiate)

Dedicatória

Dedico este trabalho a minha mãe Maria Francisca José Paula Santos, por ter me dado a vida, pela educação pelo amor e apoio incondicional que tem demonstrado sempre.

Ao meu noivo Tomás Balate, pela força, paciência, incentivos, e por estar presente em todos os momentos da minha vida.

Resumo

As parasitoses intestinais constituem um importante problema de saúde pública, sobretudo em populações de baixa renda, sendo classificadas como doenças negligenciadas devido ao limitado investimento em pesquisa e controlo. O presente relatório apresenta as actividades desenvolvidas durante o estágio curricular para a conclusão do curso, realizado no Laboratório de Parasitologia do HCM, entre Junho e Outubro de 2024, com uma carga horária total de 480 horas. O objectivo principal foi de desenvolver competências e práticas laboratoriais de diagnóstico das infecções intestinais parasitárias realizadas no Laboratório de Parasitologia do HCM. Foram processadas 483 amostras provenientes de pacientes das enfermarias e consultas externas, utilizando o método de Ritchie (formol-éter). Das 483 amostras, 250 eram de indivíduos do sexo masculino (51,8%) e 233 do sexo feminino (48,2%), com idades entre 3 e 72 anos (média de 26,6 anos). Identificaram-se 39 casos positivos, de infecção por *Entamoeba coli* (41,0%), *Entamoeba histolytica* (35,9%), *Giardia lamblia* (10,3%), *Ascaris lumbricoides* (7,7%) e *Trichuris trichiura* (5,1%). Os resultados evidenciam a predominância de protozoários (87,2%) sobre helmintos (12,8%), reforçando a relevância do diagnóstico laboratorial para o monitoramento e controlo das parasitoses intestinais em contextos endémicos. A aplicação das boas práticas laboratoriais, tais como o uso adequado de EPI, correcta manipulação e conservação das amostras e o cumprimento rigoroso dos protocolos de biossegurança, foram fundamentais para garantir a qualidade dos resultados e para a segurança dos profissionais envolvidos. A experiência no campo de estágio permitiu consolidar habilidades essenciais, como a identificação morfológica de protozoários e helmintos, a interpretação crítica dos resultados e a valorização da importância do diagnóstico precoce para o controlo das doenças parasitárias.

Palavras-chave: *Parasitoses intestinais, Parasitologia, HCM.*

Lista de Abreviaturas

ANVISA	Agência Nacional de Vigilância Sanitária.
HCM	Hospital Central de Maputo.
INS	Instituto Nacional de Saúde.
LAC	Laboratório de Análises Clínicas.
MISAU	Ministério da Saúde.
OMS	Organização Mundial da Saúde.
OPAS	Organização Pan-Americana da Saúde.

Lista de Símbolos e Unidades

%	Porcentagem.
°C	Grau Celcius.
µm	Micrómetro.
cm	Centímetro.
Kg	Quilograma.
mg	Miligrama.
ml	Mililitro.
mm	Milímetro.

Índice

1.	Apresentação e Caracterização da Unidade de Estágio	1
1.1.	Programa do Estágio	3
1.2.	Apoio concedido	3
2.	Revisão Bibliográfica	4
2.1.	Parasitoses intestinais	4
2.2.	Agentes etiológicos das parasitoses intestinais	4
2.2.1.	Protozoários Intestinais	5
2.2.2.	Helmintos Intestinais	6
2.3.	Epidemiologia das parasitoses intestinais	8
2.4.	Disseminação de Parasitoses Intestinais	9
2.5.	Sintomatologia e manifestações clínicas	10
2.6.	Diagnóstico Laboratorial	11
2.6.1.	O método directo	11
2.6.2.	Técnica de sedimentação espontânea	11
2.6.3.	Técnica de centrifugo-sedimentação	12
2.6.4.	Técnica de flutuação	12
2.6.5.	Método Kato-Katz	12
2.6.6.	Técnicas de Baermann-Moraes e Harada-Mori	12
2.6.7.	Método de Graham	12
2.7.	Tratamento	13
2.8.	Prevenção e Controlo	13
3.	Objectivos	15
3.1.	Objectivo Geral	15
3.2.	Objectivos Específicos	15
4.	Actividades desenvolvidas no período de estágio	16
4.1.	Materiais, Equipamentos e Reagentes	16

4.1.1.	Materiais	16
4.1.2.	Reagentes	16
4.1.3.	Equipamentos.....	16
4.2.	Recepção das amostras.....	17
4.2.1.	Critérios de aceitação e rejeição das amostras de fezes	18
4.3.	Acondicionamento e transporte das amostras	18
4.4.	Exame Macroscópico	19
4.5.	Processamento das amostras	19
4.5.1.	Exame a fresco (pesquisa de amido).....	20
4.5.2.	Exame a fresco (pesquisa de gordura)	20
4.5.3.	Exame Parasitológico de fezes por método de Ritchie	21
4.6.	Emissão dos Resultados	22
4.7.	Conservação e descarte das amostras de fezes.....	23
5.	Apresentação dos resultados e discussão.....	24
5.1.	Frequência de Infecção por parasitas intestinais	25
5.2.	Principais parasitas intestinais identificados	26
6.	Discussão de resultados	27
7.	Limitações durante o Estágio	30
8.	Análise crítica da unidade de estágio	31
9.	Conclusão	32
10.	Recomendações.....	33
11.	Referências Bibliográficas	34

Lista de Tabelas

Tabela 1: Programa das actividades do estágio.	3
Tabela 2: Principais patógenos e as respectivas manifestações clínicas.....	10
Tabela 3: Tratamento de parasitoses intestinais.....	13
Tabela 4: Tabela de referência para a interpretação dos resultados de pesquisa de amido.. ..	20
Tabela 5: Tabela de referência para a interpretação dos resultados de pesquisa de gordura nas fezes.. ..	21
Tabela 6: Tabela de referência para a interpretação dos resultados de Exame Parasitológico por método de Ritchie.....	22
Tabela 7: Distribuição dos pacientes por faixa etária e sexo.	24
Tabela 8: Distribuição de amostras positivas por faixa etária e sexo.	26

Lista de Figuras

Figura 1: Mapa ilustrativo da localização do HCM.....	1
Figura 2: Protozoários intestinais.. ..	6
Figura 3: Helmintos intestinais.....	8
Figura 4: Frequência de infecção por parasitas intestinais.	25
Figura 5: Frequência das amostras negativas e positivas por sexo.....	25
Figura 6: Frequência dos parasitas intestinais.	27

1. Apresentação e Caracterização da Unidade de Estágio

O estágio teve lugar no Laboratório de Análises Clínicas (LAC) do Hospital Central de Maputo (HCM), repartição de Parasitologia, o qual é parte integrante do respectivo Hospital, localizado no distrito urbano de KaMpfumu. Limitado ao Sul pela Av. Eduardo Mondlane, e a Norte pela Av. Agostinho Neto, a Este pela Av. Tomás Ndunda e a Oeste pela Av. Salvador Allende (figura 1) (INE, 2020).

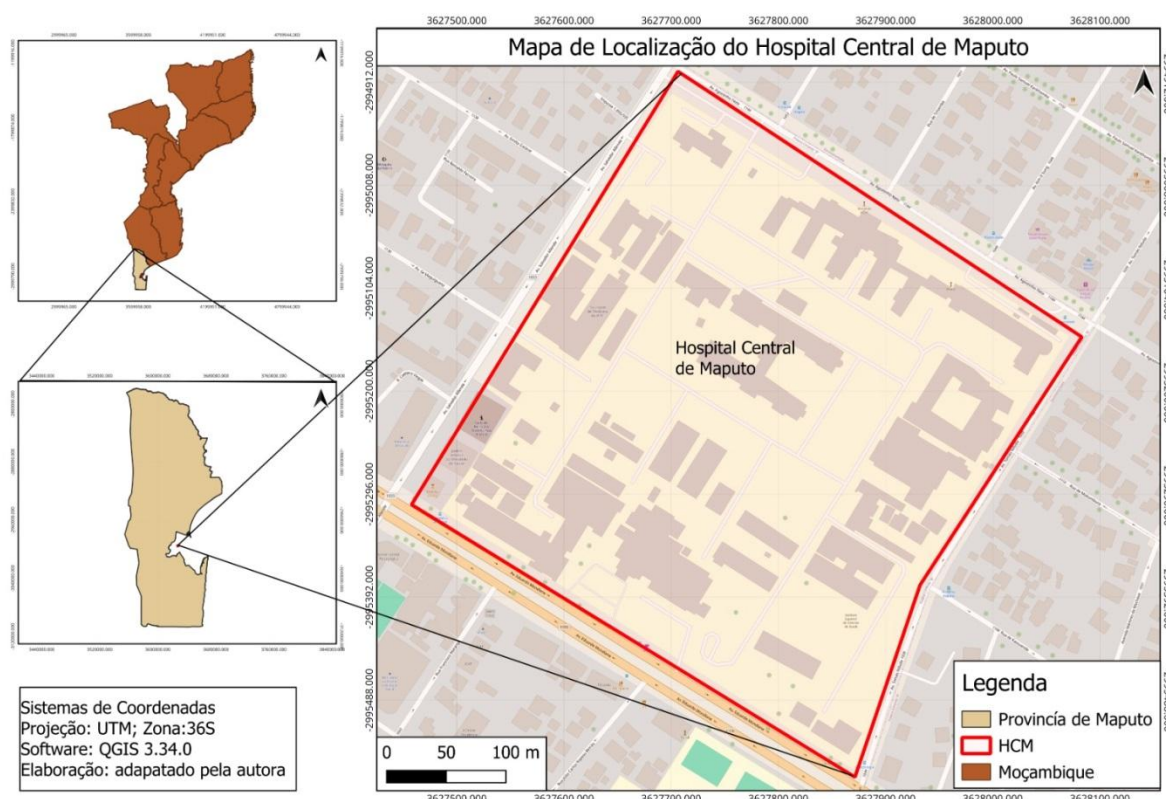


Figura 1: Mapa ilustrativo da localização do HCM (elaborado por ArcGIS, 2025) Criado pela autora.

O HCM é a maior unidade sanitária do país, representando um nível hospitalar quaternário. É composto por 4 Direcções, nomeadamente, Direcção geral, administrativa, de enfermagem e Direcção científica e pedagógica. Possui também os Departamentos de Pediatria, Ortopedia, Cirurgia, Medicina física e reabilitação, Medicina, Ginecologia e Obstetrícia que são por sua vez constituídos por diversos serviços (Buque, 2024).

De acordo com o Decreto n.º 31/2018 de 25 de Maio, compete ao HCM prover cuidados de diagnóstico, curativos, paliativos, de reabilitação e preventivos aos utentes, oferecendo cuidados de saúde a todos os doentes referidos de outras unidades sanitárias do Serviço Nacional de Saúde.

A nível das competências do HCM, acrescenta-se ainda o tratamento e controlo das principais doenças endémicas e outras, e também a participação nas actividades de ensino e aprendizagem dos profissionais de saúde, bem como a realização de investigação científica em saúde e outras áreas afins (Decreto n.º 31/2018 de 25 de Maio).

O LAC do HCM foi criado em 1908, em Lourenço Marques (actualmente Cidade de Maputo), embora sem carácter oficial, que só lhe foi conferido em 1914. Inicialmente designado de Gabinete de Bacteriologia e de Parasitologia, que só mais tarde passou a funcionar de forma integrada ao Hospital Central Miguel Bombarda (actualmente Hospital Central de Maputo) (Langa, 2007).

O LAC do HCM encontra-se subdividido em três sectores, nomeadamente: Sector de Bioquímica, Hematologia e Microbiologia, contando ainda com a sala de colheitas de amostras. Por sua vez, o sector de Microbiologia subdivide-se em duas secções: Bacteriologia e Parasitologia (Langa, 2007).

A secção de Parasitologia é responsável pela análise de amostras de fezes e urina. Com base nos livros de registo são processadas, mensalmente, uma média de 1800 amostras de urina e 200 amostras de fezes, de pacientes provenientes das enfermarias e consultas externas. Nas amostras de fezes são feitos testes para a identificação de ovos, larvas ou cistos de parasitas, e para a pesquisa de amido e gorduras. E nas amostras de urina são feitos testes para a detecção de microrganismos, e também substâncias como proteínas e glicose, além de células e cristais que podem indicar distúrbios metabólicos, renais ou infecções (INS, 2022).

1.1. Programa do Estágio

O estágio decorreu entre os meses de Junho à Outubro de 2024, com duração de três meses e duas semanas, de segunda à sexta-feira no horário das 7h-15h, com uma carga horária diária de 8h, carga horária semanal de 40h e carga horária total de 480h.

A primeira fase do estágio consistiu na apresentação da Instituição, laboratórios, salas de reuniões, refeitório e sala de lavagem. Na fase seguinte, foram realizadas as actividades do preenchimento do formulário da temperatura e ambiente (laboratórios, geleiras, congeladores e estufas), desinfecção das bancadas, recepção das amostras, registo no livro e processamento das amostras.

Por último, a terceira fase consistiu na realização de actividades como a leitura das lâminas com amostras já processadas e registo dos resultados no livro, descarte das amostras já processadas, entrega dos resultados e desinfecção das bancadas (ver tabela 1).

Tabela 1: Programa das actividades do estágio.

Actividades	Período de 2024
Normas de Biossegurança laboratorial	De 21 de Junho à 5 de Julho
Recepção, registo e transporte das amostras	De 8 de Julho à 2 de Agosto
Processamento de amostras pela técnica Ritchie; Leitura das lâminas com amostras já processadas; Registo e emissão dos resultados.	De 5 de Agosto à 8 de Outubro

1.2. Apoio concedido

O estágio foi orientado pela Lic. Camélia Boa, contando com o apoio dos demais profissionais do laboratório, que garantiram um suporte contínuo e disponibilidade para auxiliar nas diversas tarefas. Esse acompanhamento incluiu assistência directa, supervisão e orientação técnica, elementos fundamentais para o desenvolvimento das actividades e para o processo de consolidação do aprendizado. Além disso, proporcionou, ainda, a oportunidade de integrar a prática laboratorial ao conhecimento teórico adquirido durante a formação académica, favorecendo a articulação entre a teoria e a prática no processo formativo.

2. Revisão Bibliográfica

2.1. Parasitoses intestinais

Segundo Sena *et al.*, (2020), as parasitoses intestinais são doenças endémicas que acometem populações de baixa renda e são consideradas doenças negligenciadas devido ao investimento limitado em seu controle, pesquisa e desenvolvimento de medicamentos.

As parasitoses intestinais constituem sérios problemas de saúde para Moçambique e estão intimamente relacionadas com condições de saneamento básico e higiene pessoal. Por esse motivo, a prevalência maior desses acometimentos é vista nas comunidades mais pobres, onde faltam recursos de saneamento e higiene para as pessoas (Rodrigues *et al.*, 2018).

As doenças parasitárias podem comprometer o bom desempenho físico e mental do indivíduo, o que interfere no desenvolvimento de suas actividades, abrangendo principalmente as faixas etárias mais jovens da população (Sousa *et al.*, 2019).

Segundo Zanotto (2015), para que ocorram as doenças parasitárias é essencial que haja elementos básicos expostos e adaptados às condições do meio (a clássica tríade epidemiológica das doenças parasitárias), tais como:

- a) *As condições do hospedeiro*: nomeadamente o seu estado nutricional, idade, factores genéticos, comportamentais, profissionais e culturais;
- b) *O agente etiológico*: a resistência do parasita ao sistema imune do hospedeiro e os mecanismos de escape acoplados às transformações bioquímicas e imunológicas verificadas ao longo do ciclo de cada agente.
- c) *O meio ambiente*: as condições ambientais favorecem e determinam a ocorrência de infecção e doença.

2.2. Agentes etiológicos das parasitoses intestinais

De acordo com Maia e Hassum (2016), as infecções parasitárias são causadas por parasitas que vivem no tracto gastrointestinal dos humanos, constituindo uma relação de endoparasitismo. Neves *et al.*, (2016) definem o parasitismo como a associação entre seres vivos, na qual existe uma dependência metabólica do ser parasita em relação ao parasitado.

Deste modo, estão envolvidos neste complexo de infecções parasitárias intestinais dois grupos, os protozoários e helmintos, assim classificados de acordo com a sua organização celular (Moiane *et al.*, 2021).

De acordo com Caldeira *et al.*, (2019), os protozoários mais frequentes em parasitoses intestinais são: *Entamoeba histolytica* e *Giardia lamblia*. E os helmintos mais frequentes são: *Ascaris lumbricoides*, *Strongyloides stercoralis*, *Ancylostoma duodenale*, *Schistosoma mansoni*, *Trichuris trichiura* e *Enterobius vermicularis* (Teixeira, 2016).

2.2.1. Protozoários Intestinais

Os protozoários são organismos unicelulares, eucariontes, pertencentes ao reino protista. Essa única célula que forma estes parasitas têm o papel de realizar todas as funções necessárias para a vida como alimentação, respiração, reprodução, excreção e locomoção além de possuir uma molécula de DNA contida em seu núcleo (Neves *et al.*, 2016).

À medida que os protozoários e o meio de adaptação que estão presentes co-evoluem, apresentam morfologias diferentes podendo ser esféricos, ovais ou alongadas. De acordo com seu funcionamento são classificadas em três fases: trofozoíto (forma activa do protozoário), cisto ou oocisto (formas de resistências) e gâmeta (forma sexuada) (Siqueira, 2019).

a) *Giardia lamblia*

É o agente etiológico da giardíase, pertence ao Reino Protista, Filo Sarcomastigophora, Classe Zoomastigophora, Ordem Diplomonadida, Família Hexamitidae, Género *Giardia* e Espécie *Giardia lamblia* (ou *duodenalis*, *intestinalis*). O seu trofozoíto possui formato piriforme, com simetria bilateral medindo 20µm por 10µm e apresenta quatro pares de flagelos: anterior, ventral, posterior e caudal (figura 2-A). O cisto apresenta formato oval, com tamanho 12µm por 8µm e possui uma parede externa glicoproteica (Neves *et al.*, 2016).

b) *Entamoeba histolytica*

É o agente etiológico da amebíase, pertence ao Reino Protista, Filo Sarcomastigophora, Classe Lobosea, Ordem Amoebida, Família Entamoebidae, Género *Entamoeba* e Espécie *Entamoeba histolytica* (Neves *et al.*, 2016). Na forma cística apresenta um tamanho entre 5 a 20 µm, um núcleo esférico, cromatina periférica e central (figura 2-B). Na forma de trofozoíto são irregulares, com membrana citoplasmática delicada, presença de um núcleo puntiforme com tamanho de 10 µm a 60 µm (Almeida e Leite, 2020).

c) *Entamoeba coli*

É um protozoário não patogénico, pertence ao Reino Protista, Filo Sarcomastigophora, Classe Lobosea, Ordem Amoebida, Família Entamoebidae, Género *Entamoeba* e Espécie *Entamoeba coli* (Neves *et al.*, 2016). O cisto de forma arredondada, contendo até oito núcleos, com

cariossoma central, tamanho de 15 µm a 25 µm. O trofozoíto de forma irregular, com membrana citoplasmática delicada e tamanho de 18 µm a 28 µm (figura 2-C) (Munareto *et al.*, 2021).

Apesar deste parasita não ser patogénico e não representar nenhum problema para a saúde, a sua presença é um indicativo epidemiológico de ocorrência de contaminação fecal, como consequência da deficiência nas questões higiénicas, o que deixa as pessoas mais susceptíveis a agentes patogénicos (Moiane *et al.*, 2021).



Figura 2: Protozoários intestinais. 2A- Trofozoíto de *Giardia lamblia*; 2B- Cisto de *Entamoeba histolytica*; 2C- Cisto de *Entamoeba coli*. Fonte: OPAS (2020).

2.2.2. Helmintos Intestinais

Os helmintos são parasitas pluricelulares eucariontes de vida livre ou parasitária, com um ciclo evolutivo que compreende a fase adulta (fase de reprodução), ovo e fase larval, também denominada miracídio (fase de vida livre) (Neves *et al.*, 2016).

De acordo com Melo (2018), as ocorrências de infecções provocadas por helmintos no ser humano são muito comuns e grande parte da população está infectada por geo-helmintos. As espécies de helmintos classificados como geo-helmintos possuem, obrigatoriamente, ciclo evolutivo no solo no qual torna-se fonte de infecção contendo larvas e ovos (Holanda e Vasconcellos, 2015).

a) *Ancylostoma duodenale*

É o agente etiológico da ancilostomíase, pertence ao Reino Animalia, Filo Nematoda, Classe Chromadorea, Ordem Rhabditida, Família Ancylostomatidae e Género *Ancylostoma* e Espécie

Ancylostoma duodenale. O seu ovo apresenta tamanho entre 0,8 cm a 1,3 cm e com forma ovalada (figura 3-A); apresenta uma cápsula bucal, o seu dimorfismo sexual é evidenciado pelo maior tamanho da fêmea e pela presença de uma bolsa copuladora nos machos (Neves *et al.*, 2016).

b) *Ascaris lumbricoides*

É o agente etiológico da ascardíase, pertence ao Reino Animalia, Filo Nematoda, Classe Chromadorea, Ordem Rhabditida, Família Ascarididae e Género *Ascaris* e Espécie *Ascaris lumbricoides* (Neves *et al.*, 2016). O seu ovo fértil apresenta formato oval ou quase esférico, formada por três camadas com 60 µm (figura 3-B); o ovo infértil de formato alongado, com 80 µm a 90 µm e casca mais delgada; as formas adultas são longas, robustas, cilíndricas e afiladas nas extremidades (Teixeira, 2016).

c) *Enterobius vermicularis*

É o agente etiológico da enterobíase, pertence ao Reino Animalia, Filo Nematoda, Classe Chromadorea, Ordem Rhabditida, Família Oxyuridae e Género *Enterobius* e Espécie *Enterobius vermicularis* (Neves *et al.*, 2016). Apresentam cor branca, corpo filiforme e cutícula finamente estriada em sentido transversal, com cerca de 1 cm de comprimento. Na extremidade anterior, existem extensões conhecidas como "asas cefálicas". Os seus ovos com formato da letra "D", com 55 µm x 25 µm de tamanho (figura 3-C) (Lins *et al.*, 2016).

d) *Taenia spp.*

É o agente etiológico da teníase, pertence ao Reino Animalia, Filo Platyhelminthes, Classe Cestoda, Ordem Cyclophyllidea, Família Taeniidae e Género *Taenia* e Espécie *Taenia spp.* Possuem corpo achatado, dorsoventral em forma de fita e com uma extremidade frontal afilada. Possuem ovos esféricos com cerca de 30 mm de diâmetro (figura 3-D). Internamente, encontra-se o embrião hexacanto ou oncosfera, provido de três pares de ganchos e dupla membrana (Neves *et al.*, 2016).

e) *Trichuris trichiura*

É o agente etiológico da tricuriase, pertence ao Reino Animalia, Filo Nematoda, Classe Enoplea, Ordem Trichocephalida, Família Trichuridae e Género *Trichuris* e Espécie *Trichuris trichiura*. Os machos são sempre menores que as fêmeas. Os vermes adultos são parasitas do intestino humano, preferindo o ceco e o cólon ascendente. Os seus ovos medem 50 µm x 22

µm, têm formato elíptico, poros salientes e transparentes em forma de barril alongado (figura 3-E) (Neves *et al.*, 2016).

f) *Strongyloides stercoralis*

É o agente etiológico da estrongiloidíase, pertence ao Reino Animalia, Filo Nematoda, Classe Chromadorea, Ordem Rhabditida, Família Strongyloididae e Gênero *Strongyloides* e Espécie *Strongyloides stercoralis*. A larva rabditóide (0,25 mm) possui primórdio genital visível; a larva filarióide (0,5 mm) contém esôfago cilíndrico que se estende até a metade do corpo da larva, a fêmea é maior (1,5 mm) e possui extremidade posterior delgada e voltada ventralmente (figura 3-F) (Neves *et al.*, 2016).

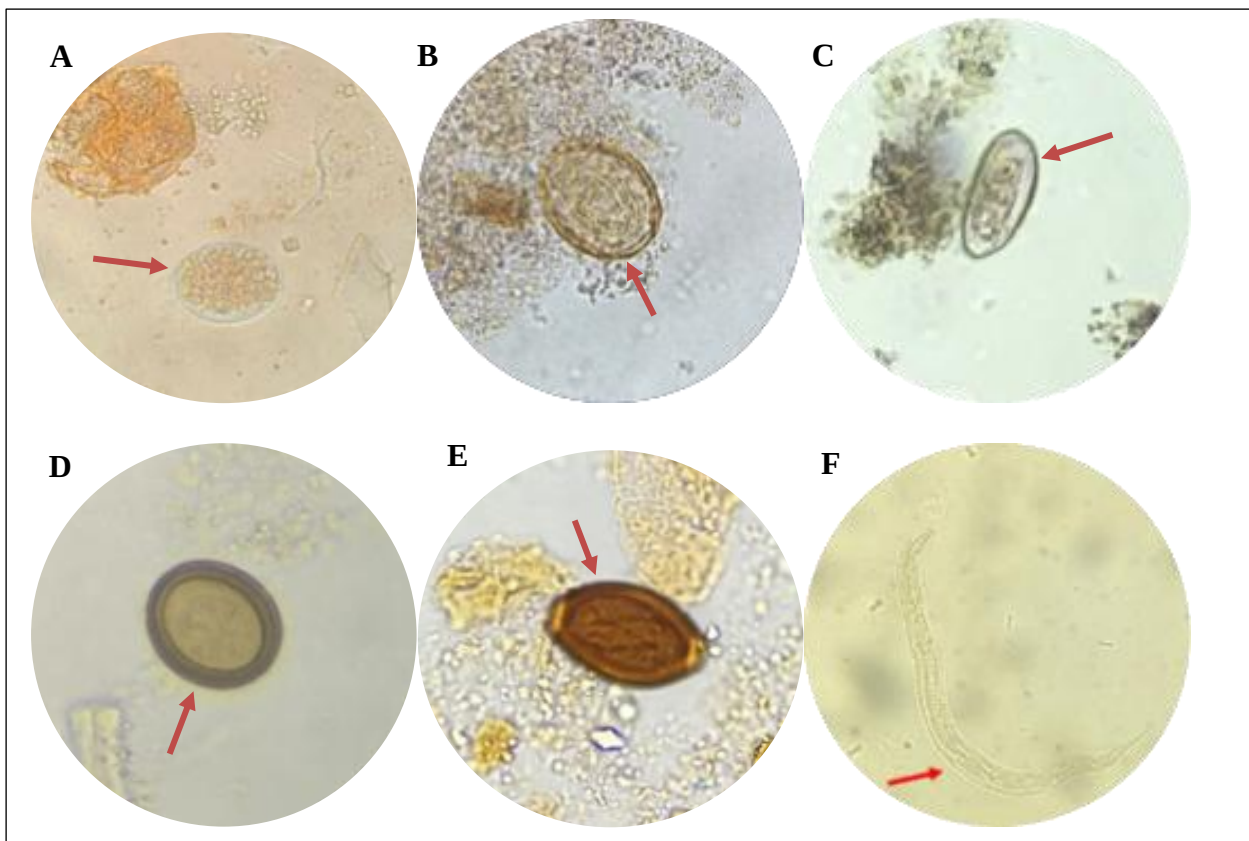


Figura 3: Helmintos intestinais. 3A- Ovo de *Ancylostoma duodenale*; 3B- Ovo de *Ascaris lumbricoides*; 3C- Ovo de *Enterobius vermicularis*; 3D- Ovo de *Taenia spp.*; 3E- Ovo de *Trichuris trichiura*; 3F- Larva de *Strongyloides stercoralis*. Fonte: Vianna *et al.*, (2020).

2.3. Epidemiologia das parasitoses intestinais

De acordo com a Organização Mundial de Saúde (2020), estima-se que no mundo 820 milhões de indivíduos estão infectados por *Ascaris lumbricoides*, 460 milhões por *Trichuris trichiura* e 440 milhões por Ancilostomídeos. Além disso, relatos apontam a existência de cerca de 370

milhões infectados por *Strongyloides stercoralis*, 500 milhões por *Entamoeba histolytica* e 280 milhões por *Giardia duodenalis* (OPAS, 2020).

Estas infecções apresentam maior prevalência na África, Ásia e América Latina (Maia e Hassum, 2016). Apesar de estarem presentes em todas faixas etárias, elas afectam maioritariamente crianças em idade escolar e pré-escolar (Vilar *et al.*, 2021).

Em Moçambique, num estudo realizado por Escola (2023), sobre a prevalência da infecção por geohelmintos em crianças escolares no distrito de Manhica, constatou-se uma prevalência de geohelmintos de 17.6%, onde *T. trichiura* foi a espécie mais frequente com 9.6%, seguida por *A. lumbricoides* 6.3%, *S. stercoralis* 2.6% e *S. mansoni* com 0.3%.

Por sua vez, Wilson (2021) efectuou um estudo referente ao parasitismo intestinal e sua relação com a desnutrição em crianças dos 5 aos 14 anos de idade, na Cidade de Tete, onde observou que 31% das crianças estavam infectadas por parasitas patogénicos, das quais 92,6% das infecções foram causadas por protozoários e 7,4% por helmintos.

Moiane *et al.*, (2021) identificaram em seu estudo, que 19,2% das crianças até 14 anos, nas regiões Sul, Centro e Norte de Moçambique, estavam infectadas por parasitas intestinais. O *Cryptosporidium spp.* foi o mais prevalente (8,1%), seguido por *T. trichiura* (3,8%).

Manuel e Lázaro (2022) realizaram uma pesquisa com o objectivo de descrever as parasitoses intestinais em pacientes do Hospital Distrital de Manica, pela técnica de sedimentação por centrifugação, onde observou maior frequência de *S. mansoni* (15%), *S. stercoralis* (6%), *F. hepática* (3%) e *T. trichiura* (4%) e por sedimentação espontânea *S. mansoni* (14%) e *T. trichiura* (2%).

2.4. Disseminação de Parasitoses Intestinais

De acordo com Silva *et al.*, (2022), as comunidades que não dispõem de recursos e apoio das autoridades sanitárias caracterizam-se como locais propícios à disseminação das parasitoses intestinais. A ausência de acesso à água potável e o desconhecimento sobre os mecanismos de transmissão e dos princípios básicos de higiene são factores que intensificam as chances de infecção e reinfecção em locais endémicos.

A transmissão de parasitas intestinais ocorre predominantemente por via fecal-oral, tanto pela ingestão de água como pelo consumo de alimentos contaminados com as formas infectantes dos parasitas, principalmente aqueles consumidos crus, como os vegetais e algumas carnes,

bem como pela higienização incorrecta das mãos, deixando resíduos fecais que são levados à boca (Vilar *et al.*, 2021).

Maia e Hassum (2016) e Zanotto (2015) destacam como factores de risco às infecções parasitárias, as precárias condições educacionais, sociais, económicas e sanitárias, o elevado índice de aglomeração populacional, o tratamento de água insuficiente e inadequado e a contaminação do solo e de alimentos.

2.5. Sintomatologia e manifestações clínicas

As parasitoses intestinais, de uma forma geral, podem provocar manifestações clínicas como má absorção intestinal, obstrução intestinal, diarreia, colites, anemia, náuseas, vômitos, constipação e desnutrição, além de serem responsáveis por *déficit* no aprendizado e no desenvolvimento físico das crianças (ver tabela 2) (Zanotto, 2015).

Tabela 2: Principais patógenos e as respectivas manifestações clínicas. Fonte: Adaptado de Silva (2020).

Patógeno	Doença	Apresentação clínica
<i>Giardia lamblia</i>	Giardíase	Diarreia aguda com ou sem vômitos e diarreia crónica associada a sintomas de má absorção intestinal, anorexia, perda de peso e anemia.
<i>Entamoeba histolytica</i>	Amebíase	A forma aguda cursa com diarreia sanguinolenta, dor abdominal, tenesmo e desidratação. As formas crónicas manifestam-se por dor abdominal, diarreia não sanguinolenta e perda de peso.
<i>Enterobius vermicularis</i>	Enterobiase	Predomina o prurido anal nocturno. São causa frequente de vulvovaginite.
<i>Ascaris lumbricoides</i>	Ascardíase	Dor abdominal. Pneumonite como consequência da migração larvar, com febre e eosinofilia, colecistite, pancreatite e peritonite.
<i>Trichuris trichiura</i>	Tricuríase	Os indivíduos afectados podem manter-se assintomáticos, ou com um quadro disentérico (dor abdominal, tenesmo, diarreia muco sanguinolenta) e colite crónica com prolapso rectal.
<i>Taenia spp.</i>	Teníase	Frequentemente assintomática, podendo cursar com náuseas, diarreia e dor abdominal. A passagem das proglótides através do ânus, pode originar desconforto e sensação de tenesmo.
<i>Ancylostoma duodenale</i>	Ancilostomose	Pneumonite, dor abdominal, úlceras, anemia microcítica hipocrómica moderada a grave. Pode também associar-se a hipoproteínemia e edema.
<i>Strongyloides stercoralis</i>	Estrongiloidíase	Síndrome do cólon irritável, diarreia crónica associada a sintomas de má-absorção, obstipação e dor abdominal.

2.6. Diagnóstico Laboratorial

Segundo Santos *et al.*, (2019), o diagnóstico preciso das parasitoses intestinais é fundamental para o tratamento adequado e controlo epidemiológico dessas infecções. Diversos métodos de diagnóstico são empregues laboratorialmente, cada um com suas indicações, vantagens e limitações, e são seleccionados de acordo com a solicitação médica ou suspeita clínica (Arantes *et al.*, 2016; Neves *et al.*, 2016).

A fase analítica do exame parasitológico de fezes se inicia com o exame macroscópico, feito com as fezes frescas, onde são caracterizadas da seguinte maneira (INS, 2022):

- a) Cor: podem ser pretas (indicativo de sangue oculto), castanho (cor normal), amarelo claro (presença de gordura) ou brancas (icterícia obstrutiva);
- b) Consistência: formadas (forma normal) também designadas de moldadas, semi-formadas também designadas de semi-moldadas ou ainda pastosas e moles ou líquidas ou ainda diarreicas;
- c) Presença de sangue ou muco, geralmente visto como listras vermelhas ou brancas, deve ser observada.

De acordo com Neves *et al.*, (2016), após a verificação macroscópica, uma parte da amostra é processada por diferentes métodos e submetida ao exame microscópico. Estes métodos visam identificar ovos, cistos, larvas ou formas adultas dos parasitas em amostras fecais. Alguns deles baseiam-se em processos de enriquecimento que, além de concentrarem as formas parasitárias, aumentam as chances de detecção (Vieira *et al.*, 2019).

2.6.1. O método directo

É mais apropriado para a triagem. No exame a fresco, a amostra fecal é analisada imediatamente após a colheita, permitindo a visualização de formas móveis, como trofozoítos e larvas. Este exame, embora simples, é limitado pela necessidade de rapidez na análise e pela baixa sensibilidade para parasitas em estágios menos móveis (Santos *et al.*, 2017).

Para melhorar a visualização, utiliza-se frequentemente o exame corado com solução de Lugol, que tinge os componentes celulares, facilitando a identificação morfológica de cistos de protozoários como *Giardia lamblia* e *Entamoeba histolytica* (Almeida e Barbosa, 2021).

2.6.2. Técnica de sedimentação espontânea

Esta técnica baseia-se na separação dos parasitas pelo peso específico, onde a amostra é diluída em água e filtrada com gaze cirúrgica em um cálice, e em seguida deixa-se decantar por duas

horas. Posteriormente analisa-se uma porção da amostra sedimentada. Sendo eficaz para a pesquisa de ovos pesados (Pereira, 2015).

2.6.3. Técnica de centrifugo-sedimentação

Também designada de método de Ritchie, esta técnica é amplamente utilizada por sua simplicidade e capacidade de recuperar uma grande variedade de ovos e cistos, embora possa apresentar interferências por detritos fecais. Consiste no uso da centrifugação para concentrar as formas parasitárias. Assim como a sedimentação espontânea, viabilizam a pesquisa de ovos e larvas de helmintos, cistos e alguns oócitos de protozoários (Neves *et al.*, 2016).

2.6.4. Técnica de flutuação

Exemplificada pelo método de Faust, ela explora o princípio da diferença de densidade, onde os ovos e cistos flutuam em soluções saturadas (como sulfato de zinco), sendo então colectados na superfície para análise. A flutuação é particularmente eficaz na recuperação de ovos de helmintos com baixa densidade, aumentando a sensibilidade diagnóstica em comparação ao exame directo (Garcia *et al.*, 2025).

2.6.5. Método Kato-Katz

É um exame padronizado que permite a quantificação dos ovos de helmintos em fezes, sua sensibilidade é maior para cargas parasitárias moderadas a altas, mas apresenta limitações em amostras com baixa infestação. Consiste no exame de um esfregaço fecal sob uma lamínula de celofane com solução de glicerina e verde malaquita, promovendo a clarificação do material para permitir melhor visualização de ovos de casca grossa (Pessoa *et al.*, 2015).

2.6.6. Técnicas de Baermann-Moraes e Harada-Mori

São empregues para a detecção de larvas de nematódeos, especialmente *Strongyloides stercoralis*. A técnica Baermann baseia-se na migração activa das larvas para um meio aquoso, enquanto a Harada-Mori utiliza um papel de filtro para estimular a eclosão e migração das larvas, facilitando sua visualização microscópica (Santos *et al.*, 2019).

2.6.7. Método de Graham

Consiste em colar um pedaço de fita em um tubo com o colante voltado para fora e prender a fita algumas vezes na região anal. Em seguida, a fita é presa a uma lâmina e examinada ao microscópio (Neves *et al.*, 2016).

2.7. Tratamento

A abordagem terapêutica das parasitoses intestinais se baseia na administração dos antiparasitários (ver tabela 3) e em medidas de educação e prevenção na comunidade. Além dessas medidas, ações governamentais que promovam saneamento básico também são imprescindíveis para melhorar do quadro de prevalência desses agravos (Gomes *et al.*, 2020).

Tabela 3: Tratamento de parasitoses intestinais. Fonte: adaptado de Munareto *et al.*, (2021).

Parasitose intestinal	Tratamento	
	Medicamento	Dose
Amebíase	Metronidazol	500 a 750mg, 3x/dia, 10 dias.
	Tinidazol	>3anos: 2g ou 50mg/kg, dose única.
	Etofamida	500mg, 2x/dia, 3 dias.
Giardíase	Metronidazol	15mg/kg/dia, 3x/dia, por 5 a 7 dias.
	Albendazol	400mg/dia, 5 dias.
	Secnidazol	30mg/kg, dose única.
Ascaridíase	Mebendazol	100mg, VO, 1x/dia, por 3 dias.
	Albendazol	400mg (200mg em <2anos), dose única.
Tricuríase	Mebendazol	100mg, VO, 1x/dia, por 3 a 7 dias.
	Albendazol	400mg, VO, 1x/dia, por 3 a 7 dias.
Ancilostomoses	Mebendazol	100mg, VO, 1x/dia, por 3 dias.
	Albendazol	400mg (200mg em <2anos), VO, dose única.
Enterobíase	Mebendazol	100mg, VO, dose única, repetir em 2 semanas.
	Albendazol	400mg, VO, dose única, repetir em 2 semanas.
Teníase	Albendazol	400mg, VO, 1x/dia, por 3 dias.

2.8. Prevenção e Controle

As medidas de educação em saúde, por serem de menos custos para o sistema nacional de saúde em relação ao tratamento de doenças, torna-se numa das ferramentas imprescindíveis para o profissional de saúde, propagando informações e promovendo o desenvolvimento e melhoria na qualidade de vida de toda a comunidade (Melo e Cordova, 2022).

Como medidas preventivas contra as parasitoses intestinais destacam-se as seguintes (Melo e Cordova, 2022):

- ✓ Higienização das mãos após a defecação e antes do manuseio de alimentos;
- ✓ Lavagem de frutas e vegetais antes do consumo;
- ✓ Melhoria das condições de saneamento básico e tratamento da água potável;

- ✓ Evitar consumir carne crua ou defumadas e verificar a procedência destes alimentos;
- ✓ Evitar o contacto íntimo com terra contaminada com fezes humanas ou de animais;
- ✓ No caso da amebíase, a transmissão sexual pode ser evitada pelo uso de preservativos e evitar práticas sexuais que podem permitir a transmissão fecal-oral.

Nelson (2018) acrescenta ainda como pilares de intervenção na prevenção e controlo das parasitoses intestinais, a quimioterapia preventiva, a gestão intensiva dos casos, o controlo vectorial e malacológico e a Saúde pública a nível animal.

3. Objectivos

3.1. Objectivo Geral

- Desenvolver competências e práticas laboratoriais de diagnóstico das infecções intestinais parasitárias realizadas no Laboratório de Parasitologia do Hospital Central de Maputo.

3.2. Objectivos Específicos

- Adquirir habilidades técnicas para o processamento do exame parasitológico de fezes;
- Descrever os principais métodos de diagnóstico de parasitoses intestinais usados no Laboratório de Parasitologia do Hospital Central de Maputo;
- Descrever as características demográficas dos pacientes atendidos no Hospital Central de Maputo;
- Identificar os parasitas mais frequentes das infecções intestinais do Laboratório de Parasitologia do Hospital Central de Maputo, no período de Junho à Outubro de 2024.

4. Actividades desenvolvidas no período de estágio

Durante o período de estágio as actividades realizadas incluíram: recepção, transporte e processamento das amostras.

4.1. Materiais, Equipamentos e Reagentes

4.1.1. Materiais

- ✓ Amostras de fezes;
- ✓ Bata;
- ✓ Touca;
- ✓ Máscaras de protecção KN95;
- ✓ Vareta;
- ✓ Dispensador;
- ✓ Gaze;
- ✓ Zaragatoa;
- ✓ Lâminas microscópicas;
- ✓ Lamelas;
- ✓ Pipetas de Pasteur a 30ml;
- ✓ Frasco colector universal (80ml);
- ✓ Tubos de ensaio (15ml);
- ✓ Funil de vidro ou plástico;
- ✓ Luvas de procedimento de latéx (tamanho médio);
- ✓ Suporte para os tubos.

4.1.2. Reagentes

- ✓ Éter a 100%;
- ✓ Formol a 10%;
- ✓ Solução salina a 10%;
- ✓ Lugol a 2%;
- ✓ Sudan III;
- ✓ Ácido acético (0,85% - 0,90%).

4.1.3. Equipamentos

- ✓ Microscópio óptico;
- ✓ Centrífuga (2500 rpm);

✓ Vórtex.

4.2.Recepção das amostras

As amostras eram colhidas ao domicílio e transportadas pelos pacientes até ao HCM, sala de recepção e colheita de amostras do laboratório. A recepção das mesmas decorria diariamente, no período da manhã, no horário compreendido entre às 7h e 10h.

A recepção das amostras até às 10h possibilita sua análise ainda no período da manhã, minimizando o risco de alterações físico-químicas, como ressecamento ou fermentação, que poderiam comprometer a detecção de parasitas (INS, 2022).

O paciente recebia, um dia antes, orientações e instruções claras do técnico de laboratório, que enfatizavam a necessidade de evacuar (nas primeiras horas da manhã) em recipiente limpo e seco, evitar contaminação com urina, colher porções representativas (o equivalente a uma colher de chá), conservar no devido frasco com a identificação correcta, envolve-lo com um papel absorvente e colocar em um saco plástico. Estas medidas, de acordo com INS (2022), minimizam os riscos de contaminação, conter vazamentos e garante a protecção do frasco durante o transporte.

Além disso, era reforçada a obrigatoriedade da entrega da amostra ao laboratório em até duas horas após a colheita, uma vez que a deterioração dos parasitas ocorre rapidamente após a evacuação, especialmente em ambientes quentes e húmidos, o que compromete a integridade morfológica de estruturas sensíveis como trofozoítos (Neves *et al.*, 2016).

As amostras recebidas eram previamente identificadas e registadas no livro de registo de exames parasitológicos. O registo consistia no nome, idade, sexo, proveniência, código do paciente, aspecto da amostra e o tipo de exame a ser realizado. Era atribuído e marcado o número de ordem de chegada de cada paciente no frasco contendo a amostra e posteriormente nas respectivas requisições.

O registo da amostra é crucial para a rastreabilidade e identificação correcta do paciente, evitando erros de identificação do material biológico. Garante que a amostra de fezes analisada pertença ao indivíduo correcto, assegurando a precisão do exame e a fiabilidade do diagnóstico (ANVISA, 2015).

Durante a recepção de amostras de fezes conferia-se a identificação do frasco com os dados do paciente, verificando-se também a integridade do recipiente e se a quantidade da amostra é adequada. Após essa etapa, realizava-se o registo da entrada no sistema informatizado (Apolo)

e o frasco era colocado em bandejas específicas na recepção, permanecendo até que o técnico de laboratório realize o transporte em caixas térmicas (conservando temporariamente entre 2 e 8 °C) para o Laboratório de Parasitologia, em conformidade com as orientações da ANVISA (2015), de modo a preservar as características necessárias para a análise. Todo o processo seguia rigorosamente as normas de biossegurança, garantindo que os frascos permanecessem organizados, higienizados e devidamente separados, prevenindo riscos de contaminação cruzada ou trocas indevidas (INS, 2022).

4.2.1. Critérios de aceitação e rejeição das amostras de fezes

- ✓ Eram aceites todas as amostras de fezes com requisição, frasco devidamente identificado, quantidades aceitáveis para realização dos exames, entre 0.5-2g, correspondente a uma colher de chá, principalmente das porções purulentas sanguinolentas e mucosas.
- ✓ Não eram aceites fezes mal conservadas e inferiores a 0.5g.
- ✓ Eram rejeitadas todas as amostras sem requisição, sem identificação, com quantidade insuficiente, frascos partidos e amostras contaminadas (com urina, areia, etc.).

As amostras de fezes rejeitadas por não cumprir os critérios de aceitação eram registadas como não conformidade, em seguida comunicava-se ao paciente ou a unidade solicitante. Posteriormente eram descartadas de forma segura conforme as normas de biossegurança e era solicitada uma nova colheita com orientações claras.

A rejeição de amostras de fezes que não cumprem os critérios de aceitação é fundamental para garantir a precisão e a fiabilidade do diagnóstico, uma vez que falhas na colheita podem não reflectir a condição real do paciente, levando a falsos negativos ou positivos e também a quantidade insuficiente dificulta a identificação de parasitas (ANVISA, 2015).

4.3. Acondicionamento e transporte das amostras

Dentro da unidade sanitária, as amostras eram transportadas da Recepção ao Laboratório de Parasitologia, no período das 9h às 10h, em um percurso que durava de 5 a 10 minutos devido à proximidade entre os sectores.

O transporte era realizado em caixas térmicas contendo acumuladores de frio, para manter a temperatura entre 2°C e 8°C, e sempre mantendo o cuidado na colocação da amostra, de forma que se mantivessem na posição vertical, o que garante a manutenção da integridade do material e evita riscos de contaminação ou perda por vazamentos (INS, 2022).

Segundo a ANVISA (2015), o transporte de amostras com caixas térmicas é um método comum para manter a temperatura estável durante o transporte, garantindo isolamento térmico, que ajuda a preservar a qualidade das amostras, protegendo-as de variações de temperatura.

4.4.Exame Macroscópico

O exame macroscópico correspondia a uma análise preliminar das amostras de fezes, que incluía a análise da cor, da consistência das fezes e da presença de sangue ou muco.

De acordo com o INS (2022), a caracterização é feita avaliando (1) a cor, que pode variar de preto (indicativo de sangue oculto), castanho (cor normal), amarelo claro (presença de gordura) ou brancas (icterícia obstrutiva); (2) a consistência: formadas/moldadas (forma normal), semi-formadas, pastosas/moles ou diarreicas; e (3) a presença de sangue ou muco, geralmente visto como listras vermelhas ou brancas.

De uma forma geral, as amostras fecais devem ser examinadas macroscopicamente para determinar as características físicas das fezes, que para além da consistência, avalia-se ainda o aspecto, forma, odor, cor, viscosidade, elementos anormais, resíduos alimentares e a verificação da presença de vermes adultos e proglotes (Cordeiro, 2021).

A consistência das fezes reflecte o equilíbrio fisiológico e pode indicar diferentes distúrbios gastrointestinais, além disso, influencia directamente a análise parasitológica, pois amostras líquidas exigem processamento rápido para preservar protozoários, enquanto amostras sólidas favorecem a observação de ovos e cistos (INS, 2022).

Quanto ao sangue pode estar associado a hemorragias de diferentes segmentos do tubo digestivo, enquanto o muco reflecte alterações inflamatórias ou irritativas da mucosa intestinal (Cordeiro, 2021).

Os resultados da análise macroscópica, eram registados como diagnóstico presuntivo, servindo de guia para a análise microscópica, enriquecendo a interpretação clínica e contribuindo para maior precisão diagnóstica.

4.5.Processamento das amostras

As amostras de fezes recebidas no laboratório de parasitologia do HCM eram processadas no mesmo dia, para evitar a degradação de algumas estruturas que pode ocorrer ao longo do tempo, o que comprometeria a precisão dos resultados (INS, 2022). E estas amostras eram analisadas por meio do exame a fresco, pesquisa de amido, pesquisa de gorduras e pelo método de Ritchie.

4.5.1. Exame a fresco (pesquisa de amido)

A presença de amido nas fezes é um indicador de problemas digestivos, como a má digestão ou má absorção de alimentos, frequentemente associados a uma insuficiência do pâncreas ou a problemas no fígado e intestinos que afectam a digestão de carboidratos. Esta pesquisa é importante para avaliar o processo de ingestão e digestão dos alimentos (Barone *et al.*, 2024).

Para a realização deste exame efectuou-se os seguintes procedimentos (INS, 2022):

- Colocou-se cerca de 1g de amostras de fezes na lâmina com ajuda de uma zaragatoa;
- Adicionou-se uma a duas gotas de *lugol* e cobriu-se a preparação com lamela;
- Observou-se ao microscópio óptico com a objectiva de 10x e de 40x e emitiu-se os resultados (ver tabela 4).

Tabela 4: Tabela de referência para a interpretação dos resultados de pesquisa de amido. Fonte: INS (2022).

Cor	Resultados	
Amarela	Negativo	–
Castanha clara	Positivo	+
Castanha		++
Castanha escura		+++
Preta		++++

4.5.2. Exame a fresco (pesquisa de gordura)

O exame de pesquisa de gorduras nas fezes tem o objectivo de investigar a má absorção de gorduras, que pode ser causada por problemas no pâncreas, fígado, vesícula biliar ou no intestino delgado (Neves *et al.*, 2016).

Para a realização deste exame efectuou-se os seguintes passos (INS, 2022):

- ✓ Colocou-se cerca de 1g de amostras de fezes na lâmina com ajuda de uma zaragatoa;
- ✓ Adicionou-se duas gotas de Sudan III e adicionou-se uma gota de Ácido acético;
- ✓ Cobriu-se a preparação com uma lamela e observou-se ao microscópio com objectiva de 10x e depois com a de 40x em 100 campos e emitiu-se os resultados (ver tabela 5).

Tabela 5: Tabela de referência para a interpretação dos resultados de pesquisa de gordura nas fezes. Fonte: INS (2022).

Número de bolhas	Resultados	
Zero bolhas vermelhas circulares	Negativo	–
5 bolhas vermelhas circulares grandes	Positivo	+
6-10 bolhas vermelhas circulares grandes		++
11-15 bolhas vermelhas circulares grandes		+++
Mais de 15 bolhas vermelhas circulares grandes		++++

4.5.3. Exame Parasitológico de fezes por método de Ritchie

A principal vantagem do método de Ritchie para o diagnóstico parasitológico é a sua boa capacidade de concentração de cistos, ovos e larvas de parasitas, o que facilita a sua visualização microscópica, além da remoção de gordura e outros detritos da amostra fecal, resultando numa preparação mais limpa para a análise (Neves *et al.*, 2016).

Para a realização deste exame efectuou-se os seguintes procedimentos (INS, 2022):

- Colocou-se 2mL de formaldeído (10%) e 2mL de solução salina no frasco colector universal limpo, e misturou-se com uma vareta de 1-2g de amostra de fezes, até homogeneizar;
- Filtrou-se com uma gaze dobrada por 4 vezes através de um funil de plástico para tubo de ensaio e em seguida adicionou-se 2mL de Éter, fechou-se o tubo com a rolha de borracha, agitou-se o preparado durante 30s;
- Centrifugou-se o preparado durante 3min a 2500rpm;
- Decantou-se o sobrenadante e limpou-se com uma zaragatoa os resíduos das paredes do tubo;
- Adicionou-se 2 gotas de solução de lugol (3%) e agitou-se o preparado com a ajuda do Vortex;
- Com ajuda de uma pipeta tirou-se uma gota do preparado colocou-se na lâmina e cobriu-se com a lamela;
- Observou-se ao microscópio óptico com a objectiva de 10x depois com a de 40x em 100 campos e emitiu-se os resultados (ver tabela 6).

Tabela 6: Tabela de referência para a interpretação dos resultados de Exame Parasitológico por método de Ritchie.
Fonte: INS (2022).

Número de ovos por campo	Resultados	
Zero ovos/ campo de observação	Negativo	—
1-2 ovos/ campo de observação	Positivo	+
3-5 ovos/ campo de observação		++
6-12 ovos / campo de observação		+++
Mais de 12 ovos / campo de observação		++++

Durante a interpretação dos resultados, as infecções foram classificadas de acordo com a contagem de ovos observados por campo microscópico, parâmetro que permite classificar o grau de parasitismo e orientar tanto a interpretação clínica quanto a conduta terapêutica (OMS, 2019):

- ✓ Infecção leve: com 1 a 5 ovos por campo microscópico;
- ✓ Infecção moderada: com 6 a 12 ovos por campo microscópico;
- ✓ Infecção grave: mais de 12 ovos por campo microscópico.

4.6.Emissão dos Resultados

Após o processamento das amostras de fezes dava-se início à fase de apresentação e emissão dos resultados, onde partia-se do registo nas respectivas requisições para que fossem enviadas ao médico para interpretação e tomada de decisão clínica. O registo abrangia também ao livro interno de resultados e em seguida estas informações eram cadastradas na base do sistema informático, designado Apolo.

No livro interno de resultados de exames de fezes registava-se informações essenciais, como a data, os dados do paciente/amostra e os resultados do exame, descritos pela espécie identificada, a quantidade de parasitas ou outros achados.

Para a emissão de resultados eram relatadas as informações referentes a cor e a consistência das fezes, e também, em casos positivos, tinham que ser citadas as formas parasitárias observadas (ovo, larva, cisto, trofozoíto, oocisto, verme adulto) e o nome da espécie do parasita intestinal. Importa referir que todos parasitas encontrados no exame de fezes tinham que ser relatados, sejam patogénicos ou não.

A razão de ter que se relatar a presença de parasitas não patogénicos, justifica-se pelo facto dos mesmos reflectirem o contacto do indivíduo com alimentos, água e outros artigos contaminados e indicam uma maior possibilidade de infecção futura (Lessa das Neves, 2023).

Por fim, os resultados dos pacientes provenientes das enfermarias eram encaminhados à recepção do laboratório, onde eram devidamente organizados de acordo com o departamento de origem e a data de entrada da requisição de análises, permanecendo disponíveis até serem recolhidos pelos responsáveis de cada sector. No caso dos pacientes provenientes de consultas externas, os resultados eram igualmente entregues à recepção do laboratório, sendo organizados conforme a ordem alfabética, cronológica de entrada das requisições e disponibilizados para o levantamento directo pelos próprios pacientes ou os seus respectivos acompanhantes.

4.7.Conservação e descarte das amostras de fezes

Após a análise, algumas amostras de fezes positivas eram armazenadas na geleira, à temperatura de 2°C e 8°C, por um período de uma semana, com o intuito de se preservar as formas parasitárias para servir de estudo ou material de consulta.

As demais amostras de fezes eram embaladas em sacos plásticos resistentes, que eram bem selados e devidamente identificados como lixo biológico (Grupo A), para que fossem encaminhados a etapa final do processo de descarte, por meio da esterilização ou incineração, garantindo a eliminação segura dos resíduos e a protecção ambiental.

O descarte correcto das amostras de fezes é crucial para a segurança dos profissionais de saúde, a protecção do meio ambiente e o cumprimento das regulamentações de saúde, prevenindo a contaminação por patógenos e evitando a disseminação de doenças (INS, 2022).

Quanto as lâminas microscópicas, após o uso na análise parasitológica eram submetidas a um processo de descontaminação, em recipientes com solução de hipoclorito de sódio a 1%, por um período mínimo de 30 minutos. Segundo Neves *et al.*, (2016), a imersão imediata das lâminas em solução desinfectante é eficaz na inactivação de agentes patogénicos.

Após este processo, as lâminas eram descartadas como resíduo perfurocortante (Grupo E), em caixas rígidas apropriadas, conforme as normas de biossegurança.

5. Apresentação dos resultados e discussão

Durante o período de estágio (Junho à Outubro de 2024), registou-se a entrada de 490 amostras de fezes, das quais 7 amostras (1,4%) foram rejeitadas devido a identificação incorrecta, em alguns casos com rótulo ilegível e noutros casos com discrepância de dados entre a amostra e a requisição, não cumprindo deste modo com os critérios de aceitação de amostras pré-estabelecidos.

Das 483 amostras aceites, 250 (51,8%) correspondiam a indivíduos do sexo masculino e 233 (48,2%) referentes ao sexo feminino. A idade variou entre 3 e os 72 anos de idade, com uma média de idade de 26,56 anos, mediana de 15,50 anos e uma moda de 9,83 anos.

A categorização das faixas etárias foi baseada em OMS (2019), de forma a padronizar a análise dos dados populacionais, reflectindo nas diferenças biológicas, sociais e de risco em saúde que variam ao longo do ciclo de vida. Sendo assim, observou-se a maior predominância de amostras em pacientes na faixa etária dos 6 aos 10 anos de idade (19,3%) e com menor registo para a faixa acima dos 60 anos (6,4%) (tabela 7).

Tabela 7: Distribuição dos pacientes por faixa etária e sexo.

Faixa etária	Sexo				Total	
	Masculino		Feminino			
	f _i	fr (%)	f _i	fr (%)	f _i	fr (%)
0 – 5 anos	34	7,0%	36	7,5%	70	14,5%
6 – 10 anos	43	8,9%	50	10,4%	93	19,3%
11 – 20 anos	46	9,5%	34	7,0%	80	16,6%
21 – 30 anos	19	3,9%	26	5,4%	45	9,3%
31 – 40 anos	31	6,4%	18	3,7%	49	10,1%
41 – 50 anos	26	5,4%	35	7,2%	61	12,6%
51 – 60 anos	33	6,8%	21	4,4%	54	11,2%
> 60 anos	18	3,7%	13	2,7%	31	6,4%
Total	250	51,8%	233	48,2%	483	100,0%

Em relação à faixa etária observou-se maior predominância de indivíduos do sexo feminino na faixa etária dos 6 à 10 anos (10,4%) e para o sexo masculino na faixa etária dos 11 a 20 anos (9,5%). Por outro lado, as percentagens mínimas em cada sexo concentram-se na faixa acima de 60 anos, com 3,7% para o sexo masculino e 2,7% para o feminino (ver tabela 7).

5.1.Frequência de Infecção por parasitas intestinais

Das 483 amostras examinadas, 8,1% (39) mostraram-se positivas à infecção por parasitas intestinais e 91,9% (444) foram negativas (figura 4).

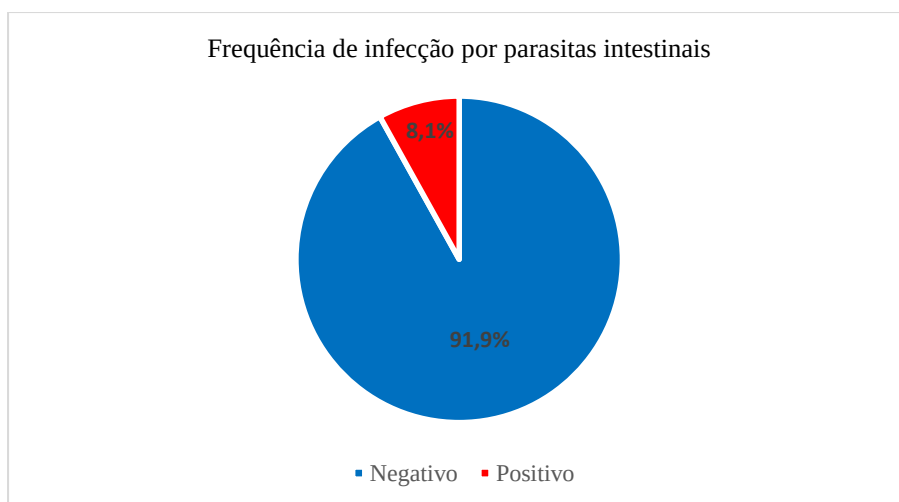


Figura 4: Frequência de infecção por parasitas intestinais.

Quanto ao sexo, os indivíduos do sexo feminino apresentaram maior frequência de infecção por parasitas intestinais 4,3% (21/483) (figura 5).

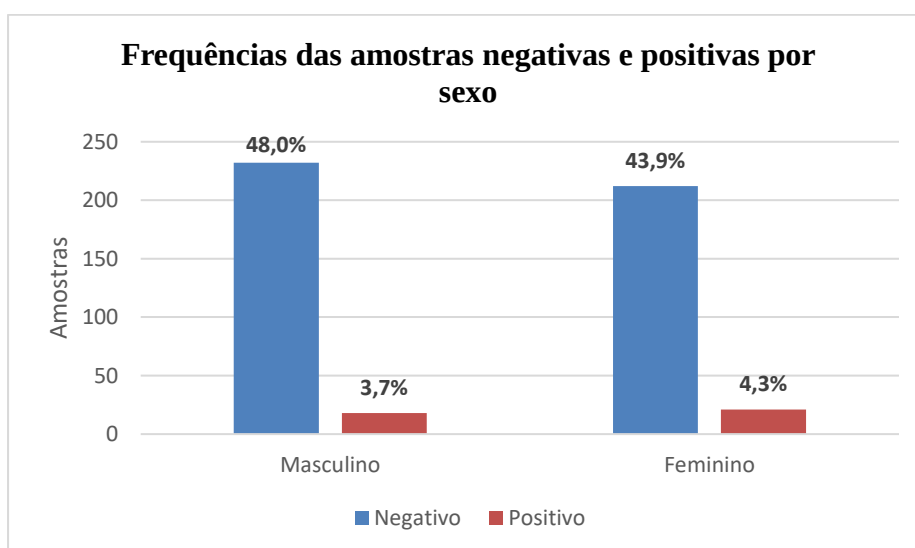


Figura 5: Frequência das amostras negativas e positivas por sexo.

No que se refere à faixa etária, entre os 39 indivíduos com amostras positivas, a maior frequência de infecção foi observada no grupo de crianças entre zero e cinco anos de idade, com 1,9% (n=9) de amostras positivas (ver tabela 8).

Tabela 8: Distribuição de amostras positivas por faixa etária e sexo.

Faixa etária	Sexo				Total	
	Masculino		Feminino			
	f _i	f _r (%)	f _i	f _r (%)	f _i	f _r (%)
0 – 5 anos	4	0,8%	5	1,0%	9	1,9%
6 – 10 anos	3	0,6%	4	0,8%	7	1,4%
11 – 20 anos	3	0,6%	3	0,6%	6	1,2%
21 – 30 anos	4	0,8%	1	0,2%	5	1,0%
31 – 40 anos	2	0,4%	4	0,8%	6	1,2%
41 – 50 anos	1	0,2%	1	0,2%	2	0,4%
51 – 60 anos	1	0,2%	2	0,4%	3	0,6%
> 60 anos	0	0,0%	1	0,2%	1	0,2%
Total	18	3,7%	21	4,3%	39	8,1%

Observou-se uma redução progressiva na taxa de positividade conforme o avanço da idade, atingindo seu valor mais baixo entre os indivíduos com mais de 60 anos, grupo que apresentou apenas uma amostra positiva (0,2%).

5.2.Principais parasitas intestinais identificados

Das 39 amostras positivas, 87,2% (34/39) correspondiam a protozoários intestinais e 12,8% (5/39) a helmintos intestinais. Dentre os protozoários intestinais identificados, o mais frequente foi *Entamoeba coli*, representando 41,0% (16/39), seguido de *Entamoeba histolytica* com 35,9% (14/39), e por último *Giardia lamblia* com 10,3% (4/39). E quanto aos helmintos intestinais, o mais frequente foi *Ascaris lumbricoides* contando com uma percentagem de 7,7% (3/39), e finalizando com *Trichuris trichiura* (5,1%; 2/39) (figura 6).

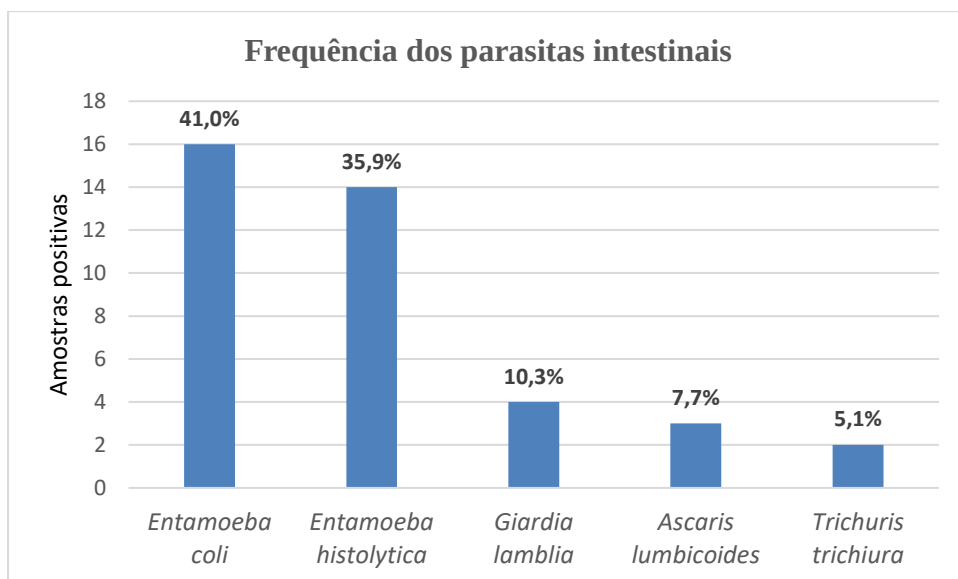


Figura 6: Frequência dos parasitas intestinais.

6. Discussão de resultados

A distribuição das 483 amostras de fezes analisadas revelou uma predominância de pacientes do sexo masculino (51,8%), em relação ao sexo feminino (48,2%), que pode estar associada à maior exposição ocupacional de indivíduos do sexo masculino a ambientes de risco. Resultados semelhantes foram observados por Chissaque *et al.*, (2018), em um estudo sobre a epidemiologia da diarreia e infecções por protozoários intestinais em crianças menores de 5 anos em Moçambique, cuja amostra foi composta por crianças atendidas em unidades de saúde entre 2014 e 2018, com predominância de pacientes do sexo masculino (53%), em relação ao sexo feminino (47%), justificando-se por factores relacionados a hábitos de higiene e condições de saneamento.

De forma contrária, Nhacule (2020) relatou, em um estudo voltado para a avaliação epidemiológica de parasitoses intestinais em populações atendidas em contexto hospitalar e comunitário em Moçambique, uma composição amostral de 56,1% do sexo feminino e 43,9% do masculino, evidenciando que a composição amostral pode variar conforme o contexto epidemiológico e social. Por outro lado, essa divergência na composição amostral pode estar relacionada a factores demográficos, socioeconômicos e contextos epidemiológicos específicos.

Ao analisar os dados por faixa etária dos indivíduos parasitados, observou-se que a faixa etária mais afectada foi a de 0 a 5 anos com 1,9% de casos positivos. Este resultado, está de acordo

com o estudo de Oliveira e Cardoso (2024), realizado com base numa revisão narrativa e integrativa da literatura, com o objectivo de identificar as principais enteroparasitoses que afectam crianças na faixa etária de 0 a 12 anos de idade, revelando uma prevalência de 2,3% para a faixa etária de 0 a 5 anos. Justifica-se por detrás deste facto, a imaturidade imunológica das crianças, o contacto directo com solo e a ingestão accidental de partículas infectantes (Silva *et al.*, 2022). E acrescenta-se ainda, o facto de as crianças em idade pré-escolar serem mais vulneráveis às parasitoses intestinais, em grande parte, devido ao desconhecimento dos princípios básicos de higiene (Munareto *et al.*, 2021).

Em contrapartida, a menor frequência foi observada na faixa etária acima de 60 anos (0,2%), que pode ser explicada pela redução da exposição a ambientes de risco e pela adopção de hábitos de higiene mais consolidados ao longo da vida, ou também como explicado por Neves *et al.*, (2016), a prevalência tende a diminuir progressivamente com o avanço da idade, devido ao desenvolvimento imunológico progressivo contra os parasitas.

Estes dados divergem de Moiane *et al.*, (2022), em um estudo sobre a prevalência de parasitoses intestinais em pacientes atendidos em hospitais da cidade de Maputo, cuja amostra incluiu indivíduos de diferentes faixas etárias, que identificaram uma prevalência de 1,5% na população acima de 60 anos. Essa diferença, para a mesma faixa etária, pode ser atribuída ao perfil epidemiológico distinto da população estudada e ainda à sazonalidade da colheita, que influencia a transmissão de parasitoses.

Os resultados revelaram ainda uma predominância de protozoários intestinais sobre helmintos, com destaque para *Entamoeba coli* (41%). Antunes *et al.*, (2020), em estudo sobre a prevalência de protozoários intestinais realizado em amostras populacionais de contextos com condições sanitárias menos adequadas, comprovam indicando uma prevalência de *Entamoeba coli* em 38%. Essa proximidade entre os resultados pode ser justificada pelo facto de que a presença de protozoários intestinais, como *Entamoeba coli*, está fortemente associada a factores ambientais e socioeconômicos, como saneamento básico precário, abastecimento de água não tratada e hábitos de higiene insuficientes, que favorecem a transmissão fecal-oral.

Contrariamente, Balsalobre (2021), ao investigar a ocorrência de protozoários intestinais em populações sob maior controlo sanitário, obteve uma prevalência de *Entamoeba coli* de 12%, sugerindo que em contextos com maior controlo sanitário, a presença deste protozoário é

menos expressiva. Essa discrepância observada pode ser atribuída à elevada capacidade de disseminação deste parasita em ambientes com condições sanitárias inadequadas.

A baixa ocorrência de helmintos, como *Ascaris lumbricoides* (7,7%), pode reflectir o impacto positivo dos programas de desparasitação ou pela natureza intermitente da eliminação de ovos. Em comparação, Moiane *et al.* (2022) relataram prevalência próxima (6%), reforçando a hipótese de que factores como boas práticas de higiene e ampla cobertura dos programas de desparasitação influenciam directamente os resultados obtidos.

Facitela (2024), ao analisar mulheres grávidas atendidas nos centros de saúde dos distritos de KaTembe e Moamba, identificou uma prevalência superior (12%). Essa discrepância pode ser explicada por diferenças no perfil populacional estudado, nas condições ambientais locais e na vulnerabilidade fisiológica das gestantes, que podem aumentar a vulnerabilidade às infecções parasitárias.

7. Limitações durante o Estágio

Uma das principais limitações constatadas durante o estágio foi a carência de material em determinados momentos, o que condicionava o processamento das amostras e comprometia a realização, na íntegra, de todos procedimentos metodológicos destacados pelo POP. A insuficiência de materiais como luvas, reagentes e soluções conservantes, resultava em atrasos na análise e por vezes, na impossibilidade de realizar determinadas técnicas de concentração ou coloração fundamentais para a identificação precisa das formas parasitárias.

Também destacar o número de amostras fecais colhidas. Devido a natureza intermitente da eliminação de ovos, cistos ou larvas por parte dos parasitas, a análise de apenas uma amostra pode não ser suficiente para identificar infecções, especialmente aquelas de baixa carga parasitária. Nesses casos, a colheita de pelo menos três amostras em dias alternados, aumentaria significativamente a sensibilidade dos métodos de detecção.

Importa referir que o Laboratório de Parasitologia do HCM, emprega exclusivamente o exame directo a fresco e o método de Ritchie para a identificação dos parasitas intestinais, o que põe em causa a identificação de certos parasitas, que necessitam de métodos específicos, como o caso de *Strongyloides stercoralis*, que elimina larvas em vez de ovos, e o método padrão baseado em sedimentos fecais pode não ser eficaz, sendo necessária a adopção de técnicas específicas, como o método de Baermann-Moraes. De modo semelhante, parasitas como *Enterobius vermicularis* depositam seus ovos na região perianal, e não nas fezes, o que requer o uso da fita gomada para colecta (Dąbrowska *et al.*, 2024).

Acrescenta-se ainda, como uma das limitações, a ausência de exames complementares. Testes imunológicos, como ELISA ou imunofluorescência, auxiliam na detecção de antígenos específicos, mesmo na ausência de parasitas visíveis no exame directo.

8. Análise crítica da unidade de estágio

O sector de parasitologia não dispõe de uma cabine de biossegurança, o que representa uma falha grave nas normas de biossegurança, expondo estagiários e profissionais a riscos biológicos significativos, especialmente durante a manipulação de amostras potencialmente infectantes que podem gerar aerossóis. Essa lacuna compromete não apenas a integridade física dos envolvidos, mas também a qualidade dos procedimentos laboratoriais, uma vez que a falta de contenção adequada pode levar à contaminação cruzada, erros nos resultados e descarte incorrecto de resíduos (ANVISA, 2015).

Notou-se, também, durante o período de estágio, atrasos frequentes para o início do processamento das amostras, o que pode influenciar nos resultados do diagnóstico, especialmente no caso de trofozoítos de protozoários, cuja análise tardia afecta a integridade morfológica e a precisão diagnóstica. Esses atrasos deviam-se, em muitos casos, ao facto de que os técnicos escalados para a colheita de amostras (sangue) eram os mesmos responsáveis pelo processamento.

Importa destacar as limitações dos métodos empregados no sector de parasitologia, especialmente no que diz respeito à baixa sensibilidade em situações de carga parasitária reduzida. Nesses casos, os exames convencionais podem não detectar a presença de parasitas, exigindo a realização de testes complementares (técnicas moleculares ou imunológicas) e a repetição da colheita de amostras em pacientes com suspeita clínica, mesmo diante de resultados laboratoriais inicialmente negativos.

9. Conclusão

O estágio permitiu aperfeiçoar e enriquecer o conhecimento teórico por meio da interação com actividades práticas de rotina. Estabeleceu-se um terreno fértil para o cultivo de habilidades técnicas e profissionais, bem como a responsabilidade e capacidade de executar múltiplas tarefas e de trabalhar em equipa.

Os objectivos do estágio foram alcançados na íntegra, com ênfase as experiências práticas desde a recepção das amostras, conservação, transporte e processamento de acordo com as normas de biossegurança, assim como a execução de testes de diagnósticos laboratoriais de parasitoses intestinais, a respectiva interpretação e análise crítica dos resultados.

Durante o estágio, o método de Ritchie (formol-éter) foi fundamental para a análise e diagnóstico das parasitoses intestinais, sendo uma das técnicas mais acessíveis e de fácil execução empregue para o processamento de amostras de fezes. Por meio da qual permitiu a identificação de parasitas intestinais como: *Entamoeba coli* (41,0%; 16/39), *Entamoeba histolytica* (35,9%; 14/39), *Giardia lamblia* (10,3%; 4/39), *Ascaris lumbricoides* (7,7%; 3/39) e *Trichuris trichiura* (5,1%; 2/39).

A taxa de positividade foi de 8,1% (moderada), refletindo avanços em medidas de controlo, como programas de desparasitação comunitária, melhorias no saneamento básico, a intensificação de acções de educação em saúde e a sensibilização populacional que contribui para reduzir práticas de risco relacionadas à transmissão fecal-oral, conforme relatado pelo MISAU (2021).

10. Recomendações

A partir das observações feitas durante o estágio, torna-se evidente a necessidade de ajustes em determinadas práticas laboratoriais. As recomendações propostas têm carácter construtivo e visam promover avanços significativos na rotina do laboratório de parasitologia, das quais destacam-se:

- ✓ Diversificação de métodos diagnósticos, incluir técnicas complementares como ELISA, PCR ou imunofluorescência para ampliar a sensibilidade e especificidade dos testes.
- ✓ Actualização de protocolos laboratoriais, rever periodicamente os procedimentos operacionais padrão (POPs) com base em directrizes internacionais e literatura científica recente.
- ✓ Capacitação contínua da equipe, através da promoção de treinamentos regulares sobre novas técnicas, biossegurança e interpretação de resultados laboratoriais.
- ✓ Monitoramento do uso de EPIs, incluindo a supervisão para garantir o uso correcto e constante dos equipamentos de protecção individual.
- ✓ Controlo de qualidade interno, por meio da implementação de rotinas de verificação da precisão dos resultados, com amostras-controle e reprodutibilidade dos testes.

11. Referências Bibliográficas

1. Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) (2015). *Manual de Vigilância Sanitária sobre o Transporte de Material Biológico Humano para Fins de Diagnóstico Clínico*. Brasília: ANVISA.
2. Almeida, A. e L. Barbosa (2021). Giardíase: epidemiologia, manifestações clínicas e diagnóstico. *Brazilian Journal of Surgery and Clinical Research – BJSCR*, 36(1): 101–105.
3. Almeida, A.A. e T.S.A. Leite (2020). *Entamoeba histolytica* como causa da amebíase. *Revista Saúde e Meio Ambiente*.
4. Antunes, R.S, A.P.F. Souza, E.F.P. Xavier, P.R. Borges (2020). Parasitoses intestinais: prevalência e aspectos epidemiológicos em moradores de rua da cidade de Anápolis-GO. *RBAC*, 52 (1): 22–30.
5. Arantes, L., H. Shimizu e E. Merchán-Hamann (2016). Contribuições e desafios da Estratégia Saúde da Família na Atenção Primária à Saúde no Brasil: revisão da literatura. *Ciência & Saúde Coletiva*, 21: 1499–1510.
6. Ardenghi, B.B., M.M. Olimpio, I.R. David, M.C.F. Melo, J.L. Resende, G.G.P.L. Coutinho, A.F. Lacotis e L.A. Matiazzi (2020). Gastroenterite aguda com piora do estado geral por foco infeccioso extraintestinal. *5º Congresso Internacional Sabará de Saúde Infantil*. 6(4): 3.
7. Balsalobre, N. (2021). Análise de *Entamoeba* na água: importância, métodos e segurança sanitária. *Lab2Bio*.
8. Barone, A. C. de C., M. da C.S. da Silva, I. P.P. Oliveira e F. P. de Araújo (2024). Intolerância à lactose e má absorção: manifestações clínicas, diagnóstico e tratamento. *Brazilian Journal of Implantology and Health Sciences*. 6(10): 707–720.
9. Buque, Helena (2024). *Circuito intra-hospitalar dos doentes com acidente vascular cerebral - AVC e proposta de fluxograma de atendimento, no serviço de urgência do Hospital Central de Maputo, Moçambique*. Tese de Mestrado. 53pp. Maputo, Universidade Eduardo Mondlane.
10. Chissaque, A.H., N.O.R. de Deus, D. Vubil e I. Mandomando (2018). The epidemiology of diarrhea in children under five in Mozambique: a systematic review. *Journal of Infection in Developing Countries*, 12(5): 289–297.
11. Cominali, E.L.B. (2020). *Teníase humana diagnosticada em laboratório de análises clínicas em Birigui, SP*. Tese de Mestrado. 48pp. Araçatuba, Universidade Estadual Paulista “Júlio Mesquita Filho”.
12. Cordeiro, C.A. (2021). *Exame parasitológico de fezes: Métodos e técnicas mais eficientes para o diagnóstico de enteroparasitoses*. Tese de Licenciatura. 29pp. Tangará da Serra, Universidade de Cuiabá Campus Tangará da Serra (UNIC).
13. Decreto n.º 31/2018 de 25 de Maio (Redefinição do regime jurídico previsto no Decreto-Lei n.º 8/75, de 18 de Janeiro, que cria o Hospital Central de Maputo).

14. Dulgheroff, A.C.B., R. de S. Almeida, M.D.M. dos S. Souza, L.M. Damasceno e Z. dos S. Paz (2015). Amebíase intestinal: diagnóstico clínico e laboratorial. *Revista Científica do Itpac*, v. 8, n. 2.
15. Escola, V. (2023). Prevalência e intensidade da infecção por geohelminthos em crianças escolares no distrito de Manhiça. XII Conferência Científica da UEM: Investigação, Extensão e Inovação no Contexto das Mudanças Climáticas. *Centro de Investigação de Manhiça*.
16. Facitela, M.R. (2024). Ocorrência de *Ascaris lumbricoides* em Mulheres Grávidas Atendidas nos Centros de Saúde dos Distritos de KaTembe e Moamba. Tese de licenciatura, 56pp. Maputo, Universidade Eduardo Mondlane.
17. Francisco, C. e L. Constantino (2022). Avaliação epidemiológica das parasitoses intestinais em utentes assintomáticos na Cidade da Beira. Universidade Jean Piaget de Moçambique. *Revista Moçambicana de Ciências de Saúde*, vol.8, no1.
18. Garcia, I.A.A., B.E.R. Paiva, N.P. da Silva, A.C.B. Lustosa, H.G. de Oliveira e A.B. da Silva (2025). Revisão integrativa: parasitoses intestinais em pacientes portadores de HIV. *Revista Delos: Desenvolvimento Local Sustentável*, 18(64): 01-13.
19. Gomes, D.C. de S., S.K.O. Silva, M.A.C. Lemos e K.W.L. da Silva (2020). A ocorrência de enteroparasitos em escolares na Região Nordeste: uma revisão integrativa. *Diversitas Journal*, 5(1): 34-43.
20. Holanda, T.B. e M.C. Vasconcelos (2015). Geo-helminthos: análise e sua relação com saneamento - uma revisão integrativa. *Hygeia: Revista Brasileira de Geografia Médica e da Saúde*, 11(20).
21. Instituto Nacional de Estatística (INE). (2020). *Anuário Estatístico-Maputo Cidade*.
22. Instituto Nacional de Saúde. (2022). *Manual de Técnicas de Diagnóstico Microscópico de Parasitas Intestinais e Urinários / Vesicais*, vol. 1, nº1.
23. Lamas, J.M.M.A.C, C.D. Michels, I.J. Ferreira, L.F. de S. Santos, L.L.F. Azara, Y.R.S.R. Rodrigues e W.S.S. Júnior (2021). Gastroenterite Aguda em Pacientes Pediátricos. *Brazilian Journal of Health Review*, 4(5): 21569-21576.
24. Langa, Ilda Paulino (2007). *Técnicas de diagnóstico de enterobactérias patogênicas isoladas em material biológico no laboratório de análises clínicas do Hospital Central de Maputo*. Tese de Licenciatura. 51pp. Maputo, Universidade Eduardo Mondlane.
25. Lessa das Neves, I. (2023). *Positividade do exame parasitológico de fezes em adultos numa cidade do interior do nordeste*. Tese de Licenciatura. Lagarto, Universidade federal de sergipe.
26. Lins, Í. V. F., C.V.D. Soares, R. Costa, G.V.D. Soares, A.B.S. Duarte e J. dos S. Medeiros (2016). Comparação entre o método da fita adesiva e o método de sedimentação espontânea para o diagnóstico de *Enterobius vermicularis*. *Journal of Biology & Pharmacy and Agricultural Management*.

27. Mahaluça, F. (2019). *Perfil da Resistência Antibacteriana na Unidade de Cuidados Intensivos Pediátricos e Cuidados Intermédios dos Adultos do Hospital Central de Maputo*. Tese de Mestrado. Maputo, Instituto Superior de Ciências de Saúde.
28. Maia, C.V. de A. e I.C. Hassum (2016). Parasitoses intestinais e aspectos socio sanitários no nordeste brasileiro no século XXI: uma revisão de literatura. *Hygeia-Revista Brasileira de Geografia Médica e Da Saúde*, 12(23): 20-30.
29. Manuel, T. e C.T. Lázaro (2022). Parasitoses intestinais em amostras colhidas em pacientes atendidos no hospital distrital de Manica. *Serviço Provincial de Saúde de Manica*.
30. Melo, R.P. e R.S. Cordova (2022). Principais Parasitas Intestinais e seus efeitos Patológicos à Saúde Humana. *Centro Universitário Internacional UNINTER*.
31. Melo, Z.F.M. de (2018). *Complicações da ascaridíase em crianças: uma revisão literária*. Tese de Licenciatura. 23pp. Brasília, Centro Universitário de Brasília.
32. Moiane, I.C., A. Bauhofer, A. Chissaque, M. Lobo, O. Matos e N. de Deus (2021). Parasitas intestinais em crianças até 14 anos hospitalizadas com diarreia entre 2014-2019. *Instituto Nacional de Saúde*.
33. Moiane, I.C., A. Sabonete, G. Augusto, V. Casmo e R. Nalá. (2022). Prevalência de parasitoses intestinais em diferentes faixas etárias na província de Sofala, Moçambique. *Boletim do Instituto Nacional de Saúde*, 14(2): 22–30.
34. Munareto, D. da S., A.P.S. de Lima, G. Zardeto-Sabec e S.L.V. Vieira (2021). Parasitoses em crianças na fase pré-escolar no Brasil: revisão bibliográfica. *Research, Society and Development*, v. 10, n. 1.
35. Nelson, Olga Maria da Conceição (2018). *Avaliação do tratamento massivo no controlo da Filaríase Linfática, Schistosomíase e das Geohelmintíases no distrito de Murrupula e cidade de Nampula*. Tese de doutoramento. Lisboa, Universidade Nova de Lisboa.
36. Neves, D.P., A.L. Melo, P.M. Linardi e R.W.A. Vitor (2016). *Parasitologia Humana*. 13. ed. São Paulo: Atheneu.
37. Nhacule, R. (2020). Factores associados à ocorrência de Parasitoses Intestinais em Adolescentes escolares da Província de Gaza. *Revista Médica de Moçambique*, 5(1): 33–40.
38. Nunes, J.E.F. (2015). *Terapia Anti-Helmíntica em Gestantes*. Tese de licenciatura 40pp. Palmas, Centro Universitário Luterano de Palmas.
39. Oliveira, H.C.S. e Cardoso, S.R.A. (2024). Prevalência de enteroparasitoses em crianças de 0 a 12 anos em áreas urbanas com saneamento precário. *Scientia Generalis*, 10(1): 45–52.
40. Organização Mundial da Saúde (OMS) (2019). *Guias de Bancada para o Diagnóstico de Parasitas Intestinais*. Genebra: OMS.
41. Organização Mundial de Saúde (OMS) (2020). *Infecções por helmintos transmitidos pelo solo*. Geneva: OMS.

42. Organização Pan-Americana da Saúde (OPAS) (2020). *Pranchas para o diagnóstico de parasitos intestinais*. 2ª ed. Washington, D.C.: OPAS.
43. Pereira, N.G. (2015). Diagnóstico e tratamento das principais parasitoses intestinais do Brasil. *Acta MSM: Periódico da Escola de Medicina Souza Marques*, 2(4): 223-257.
44. Pessoa, J., T.M. dos S. Fernandes e D.A. de M. Ferro (2015). Levantamento epidemiológico das parasitoses intestinais humanas em alunos das escolas municipais de Rubinéia e Esmeralda-SP. *Revista da Faculdade de Ciências da UNIFUNECS*, 3(5): 74–89.
45. Rodrigues, S.R., S.C.S. Gomes, R.J.C.P. Lima e J.X.P.T. Nascimento (2018). Projeto Parasitoses Intestinais em crianças: prevalência e fatores associados. *Revista Ciência em Extensão*, 14(3): 64-78.
46. Rosa, J.D. (2015). *Prevalência de Enteroparasitoses e ações Educativas em Escolares do Município de Santo Amaro da Imperatriz*. Tese de Licenciatura. 62pp. Florianópolis, Universidade Federal de Santa Catarina.
47. Santos, P.H.S., R. de C.S. Barros, K.V.G. Gomes, A.A. Nery e C.A. Casotti (2017). Prevalência de parasitoses intestinais e fatores associados em idosos. *Revista Brasileira de Geriatria e Gerontologia*, 20(2): 244–254.
48. Santos, T. das V., R. de C.M. Santos, V.H. da S. Martins, S.A. Martins e N.C. Bezerra (2019). Prevalência e aspectos epidemiológicos de enteroparasitoses em crianças no Brasil. *Research, Society and Development*, v. 8, n. 6.
49. Sena, L.W.P. de, C. de S.C. Pantoja, D.A.S. de Souza, S.S.R. Palheta, A.G.N.C. Mello, J.L.F. Vieira, J.E.G. Arruda e M.P. Moreira (2020). Prevalência de enteroparasitoses em comunidade ribeirinha do estado do Pará, Brasil. *Revista Eletrônica Acervo Saúde*, 12(11): 4710.
50. Silva, J.P. (2020). Parasitose intestinal humana: estudo narrativo acerca das publicações científicas. *Scire Salutis*. 10(3):1-11.
51. Silva, S.F., Viana, D.J. Silva, A.P.A. Seabra, P.A.S.A. Santos e R.A. Barata. (2022). Frequência de parasitoses intestinais em pacientes atendidos nos anos de 2016 e 2020 em um laboratório privado da cidade de Diamantina (Minas Gerais, Brasil). *Health and Biosciences*, v.3, n.1.
52. Silva, T. e D. de Almeida (2022). Principais parasitoses intestinais em crianças escolares: revisão integrativa. *Diversitas Journal*.
53. SOUZA, M.E.B. e R.C.S. MORAIS (2022). Parasitoses intestinais na infância: revisão de literatura. Vitória de Santo Antão, *Univisa*.
54. Teixeira, P.A. (2016). *Conhecimentos sobre parasitoses intestinais como estratégia para subsidiar ferramentas de educação em saúde*. Tese de Mestrado. 106pp. Rio de Janeiro, Instituto Oswaldo Cruz.
55. Vianna, M.H., M.M. Baptista e P.G. Garcia (2020). *Texto & Atlas de Parasitologia*. V-1. Juiz de Fora: Suprema.

56. Vieira, J.L.B, M.A.F. Barreto, J.B. de Q. Neto, F.C.C. de Oliveira e E.G.C. do Nascimento (2019). Ocorrência de parasitoses intestinais em crianças no município de Pau dos Ferros/RN. *Publicatio UEPG: Ciências Biológicas e da Saúde*, 25(2): 6–15.
57. Vilar, M.E.M., N.M.P.V. Barreto, N.M. Soares, M.C.A. Teixeira; C.M.C. Mendes (2021). Perfil epidemiológico das parasitoses intestinais em moradores de uma comunidade da Ilha de Boipeba, Bahia, Brasil. *Revista de Ciências Médicas e Biológicas*, 20(1): 14-21.
58. Wilson, V. (2021). *Parasitismo intestinal e sua relação á desnutrição em crianças dos 5 aos 14 anos de idade da Escola Primaria Completa de Nhambira da Cidade de Tete*. XI Conferência Científica da UEM: Investigação, Extensão e Inovação no Contexto das Mudanças Climáticas. Universidade Zambeze.
59. Zanotto, J. (2015). *Ocorrência de Parasitoses Intestinais em Pacientes Atendidos em Laboratório Privado Cidade de Cascavel*. Tese de bacharel. 7pp. Paraná, Faculdade Assis Gurdacz.