



REVISTA CIENTÍFICA ACERTTE

ISSN 2763-8928

ESTUDO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EM INDIVÍDUOS INTERNADOS NO HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO

COMPARATIVE STUDY OF 5 PARASITOLOGICAL DIAGNOSTIC TECHNIQUES IN INDIVIDUALS ADMITTED TO THE SANATORIO DO HUAMBO HOSPITAL

ESTUDIO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EN INDIVIDUOS INTERNADOS EN EL HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO

Daniel Joaquim Chipassa¹, Feliciano Muto Tito Canjinji², Álvaro Ernesto Chipepe³

e61290

<https://doi.org/10.63026/acertte.v6i1.290>

PUBLICADO: 01/2026

RESUMO

Introdução: As Técnicas de Diagnósticos parasitológicos de fezes podem ser classificados de três formas: qualitativos, quantitativos e especiais. Normalmente quando se examina diferentes técnicas as mostras fecais vão apresentar sensibilidade variada na deteção de ovos e larvas de helmintas e cistos de protozoários. O Trabalho teve como objetivo em realizar uma análise comparativa de 5 Técnicas de diagnósticos parasitológicos de fezes. Direto, Willis, Hoffman, Kato Katz e Ziehl Neelsen. **Metodologia:** O estudo foi realizado na Província do Huambo, Município do Huambo. Tratou-se de um estudo descritivo, transversal, utilizando amostras fecais recolhidas durante 3 meses efetivos, de janeiro a março de 2025, amostras de 212 indivíduos de ambos, ambos sexos, com as idades compreendidas entre 18 a 50 anos. **Resultados:** Foi realizado um estudo de campo do tipo qualitativo e quantitativo, na qual foram estudadas 212 amostras, constatou-se que a Técnica de Willis foi a que mais se apresentou sensível com 93,9% (199) de Positivos e 6,1% (13) de Negativos, se comparando com as de mais técnicas. **Considerações finais:** Através deste estudo, verificou-se que a sensibilidade de cada técnica foi possível observar que todas amostras deram positivas. Dessa forma podemos afirmar que as prevalências de parasitos intestinais em doentes são altas.

PALAVRAS-CHAVE: Estudo Comparativo. Diferentes técnicas. Diagnósticos. Parasitoses.

ABSTRACT

Introduction: Feces parasitological diagnostic techniques can be classified in three ways: qualitative, quantitative and special. Usually when examining different techniques, fecal displays will present varied sensitivity in the detection of helminth eggs and larvae and protozoan cysts. The study aimed to perform a comparative analysis of 5 techniques of parasitological diagnoses of feces. Straight, Willis, Hoffman, Kato Katz and Ziehl Neelsen. **Methodology:** The study was conducted in Huambo Province, Huambo Municipality. This was a descriptive, cross-sectional study using fecal samples collected for 3 effective months, from January to March 2025, samples of 212 individuals of both sexes, aged between 18 and 50. **Results:** A qualitative and quantitative field study was conducted, in which 212 samples were studied, it was found that the Willis Technique was the most sensitive with 93.9% (199) of Positives and 6.1% (13) of Negatives, compared with the most technical ones. **Final considerations:** Through this study, it was found that the sensitivity of each technique was observed that all samples were positive. Thus, we can state that the prevalence of intestinal parasites in patients is high.

KEYWORDS: Comparative Study. Different techniques. Diagnostics. Parasites.

¹ Professor universitário do Instituto Superior Politécnico Sol Nascente do Huambo. Licenciado em Medicina Veterinária pela Universidade José Eduardo dos Santos e mestre em Parasitologia Médica pela Universidade Katyavala Bwila, Benguela, Angola.

² Professor universitário da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade José Eduardo dos Santos (Huambo). Licenciado em Medicina Veterinária pela Universidade José Eduardo dos Santos e mestre em Medicina Preventiva Veterinária pela Universidad Austral de Chile.

³ Professor universitário na Faculdade de Medicina Humana da Universidade José Eduardo dos Santos, Huambo. É licenciado em Medicina Veterinária pela Universidade José Eduardo dos Santos.



REVISTA CIENTÍFICA ACERTTE

ISSN 2763-8928

ESTUDO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EM INDIVÍDUOS

INTERNADOS NO HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO

Daniel Joaquim Chipassa, Feliciano Muto Tito Canjinji, Álvaro Ernesto Chipepe

RESUMEN

Introducción: Las Técnicas de Diagnósticos parasitológicos de heces pueden clasificarse de tres formas: cualitativos, cuantitativos y especiales. Normalmente cuando se examina diferentes técnicas las muestras fecales presentarán sensibilidad variada en la detección de huevos y larvas de helmintas y quistes de protozoarios. El trabajo tuvo como objetivo realizar un análisis comparativo de 5 Técnicas de diagnósticos parasitológicos de heces. Directo, Willis, Hoffman, Kato Katz y Ziehl Neelsen. *Metodología:* El estudio fue realizado en la provincia del Huambo, Municipio del Huambo. Se trató de un estudio descriptivo, transversal, utilizando muestras fecales recogidas durante 3 meses efectivos, de enero a marzo de 2025, muestras de 212 individuos de ambos, ambos sexos, con las edades comprendidas entre 18 a 50. *Resultados:* Fue realizado un estudio de campo del tipo cualitativo y cuantitativo, en la cual fueron estudiadas 212 muestras, se constató que la Técnica de Willis fue la que más se presentó sensible con 93,9% (199) de Positivos y 6,1% (13) de Negativos, se comparó con las de más técnicas. *Consideraciones finales:* A través de este estudio, se verificó que la sensibilidad de cada técnica fue posible observar que todas las muestras dieron positivas. De esa forma podemos afirmar que las prevalencias de parásitos intestinales en pacientes son altas.

PALABRAS CLAVE: Estudio comparativo. Diferentes técnicas. Diagnósticos. Parasitos.

1 INTRODUÇÃO

Em parasitologia médica considera-se que os exames parasitológicos de fezes podem ser classificados de três formas: qualitativos, quantitativos e especiais. Porem dentre os qualitativos temos os exames que utilizam concentração e os que não utilizam. A utilização peculiar dos diferentes métodos de diagnósticos parasitológicos, é porque apresentam sensibilidade variada na detecção de ovos e larvas de helmintas e quistos de protozoários (SEIDLOVA et al., 2021; TSUKANOV et al., 2024; VALE, 2022).

Nesse âmbito, é importante destacar que a microscopia não é a única maneira de diagnosticar os Ovos e quistos de parasitas. Tem técnicas mais modernas como Exames Moleculares (PCR), Exames Imunológicos e TDR (WINTERFELD et al., 2024). Neste caso, o sucesso do diagnóstico Parasitológico fecal depende da qualidade da coleta das fezes e do número de amostras analisadas (SEIDLOVA et al., 2021; SHAMBHU et al., 2022).

Vários fatores devem ser considerados para uma coleta adequada do material fecal: tipo de recipiente, volume, idade da amostra, drogas e compostos químicos que podem interferir no resultado do exame (OLIE et al., 2024; VALE, 2022)

A identificação desses parasitas é feita por critérios morfológicos, que podem ser afetados por vários fatores como colheita mal feita e má preservação da amostra. Um material fecal inadequadamente colhido, velho ou mal preservado, será de pequeno valor para o diagnóstico (ASCANIO et al., 2024)

É necessária uma boa experiência do microscopista porque frequentemente fragmentos de alimentos, células vegetais, grãos de pólen, leucócitos, células de tecido animal e outros artefatos presentes nas fezes, podem assemelhar-se a certos estágios dos parasitos intestinais (DOĞAN et al., 2023)



REVISTA CIENTÍFICA ACERTTE

ISSN 2763-8928

ESTUDO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EM INDIVÍDUOS

INTERNADOS NO HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO

Daniel Joaquim Chipassa, Feliciano Muto Tito Canjinji, Álvaro Ernesto Chipepe

A pesquisa parasitológica deve ser realizada antes do paciente ser submetido a um exame radiológico com administração do contraste sulfato de bário. Nesse caso, a coleta deve ser retardada por um período de 7 a 10 dias (WINTERFELD et al., 2024)

A possibilidade de encontrarmos organismos parasitários no Exame parasitológico de fezes (EPF) aumenta pelo exame de amostras múltiplas, devido a vários fatores como: 1. Intermitência da eliminação de certos parasitas, principalmente protozoários; 2. Distribuição não uniforme dos ovos dos helmintas nas fezes; 3. Estágio dos protozoários; 4. Limitação das técnicas (STEFANO et al., 2023).

Para preservar a morfologia dos protozoários e prevenir um contínuo desenvolvimento de alguns ovos e larvas de helmintas, as amostras fecais que não forem enviadas imediatamente ao laboratório, deverão ser fixadas. Refrigeração: a preservação das amostras poderá ser temporariamente feita por refrigeração (3 a 5 graus Centígrados) em recipiente hermeticamente fechado, para evitar o dessecamento (ORREGO et al., 2021). Nessas temperaturas os ovos e as larvas dos helmintos se manterão viáveis por vários dias. Fixadores: a preservação permanente poderá ser conseguida com a utilização de vários fixadores como: 1. solução de formaldeído 5% ou 10%; 2. mertiolato-iodo-formaldeído (MIF); 3. acetato de sódio-ácido acético-formaldeído (SAF); 4. fixador de Schaudinn (ÖZKAN-AHMETOĞLU et al., 2023)

Vários autores como: Faust e Col. (1936), Ferreira (1966), Katz e Chaia (1968), Kato e Miura (1954), Maldonado e Col. (1953), Mello e Col. (1977), têm-se ocupado em estudar comparativamente a eficácia dos diferentes métodos até hoje descritos para o diagnóstico parasitológico de fezes (VALE, 2022).

O artigo visa realizar a análise comparativa 5 cinco métodos parasitológicos de fezes, nos doentes internados do Hospital Geral, e Sanatório do Huambo, assim como, analisar a sensibilidade de quantificação entre 5 cinco métodos parasitológicos laboratoriais de fezes e Identificar a prevalência de parasitos intestinais.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

De acordo com a OMS, estima-se que cerca 3,5 bilhões de pessoas no mundo estão infetadas com parasitas intestinais. Contudo, o aumento da mobilidade de grandes segmentos da população para as regiões tropicais e subtropicais como locais de férias, expõe essas pessoas a uma ameaça significativamente aumentada de infecções parasitárias (NTONIFOR et al., 2022; PAES et al., 2020).

Em África, estudos demonstraram que os parasitos intestinais causadores de amebíase, ascaridíase e ancilostomíase, estão entre as 20 maiores causas de infecções parasitárias mais importantes associados à alta taxa de morbidade e de mortalidade (PAES et al., 2020 a).

Em Angola, o Ministério de Saúde (MINSA) tem notificado uma prevalência de infecções parasitárias elevada em média 31,6%. Supõem-se que isto se deve às péssimas condições de higiene e ao baixo nível económico da população (SOUSA-FIGUEIREDO, 2014)

Estes parasitas consomem continuamente os nutrientes essenciais do hospedeiro através da extração de grandes quantidades de sangue, levando a quadros de obstrução mecânica, perfuração



REVISTA CIENTÍFICA ACERTTE

ISSN 2763-8928

ESTUDO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EM INDIVÍDUOS INTERNADOS NO HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO

Daniel Joaquim Chipassa, Feliciano Muto Tito Canjinji, Álvaro Ernesto Chipepe

do tubo digestivo, processos inflamatórios e reações de hipersensibilidade que evoluem para cronificação (TEIXEIRA et al., 2020)

A maioria destes parasitas, possui carácter oportunista. O que não causa consideráveis problemas em hospedeiros sadios, poderá provocar alterações patológicas graves e com diferentes formas de manifestações nos pacientes imunodeprimidos (LEBU et al., 2023). Ainda assim, as enteroparasitoses são vistas como “doenças negligenciadas” pois verifica-se falta de programas de saúde pública e de ações concretas para a seu controlo (SOUZA et al., 2016)

De acordo com Sousa-Figueiredo, 2014, no Huambo, a prevalência das parasitoses oportunistas por protozoários e helmintas é relativamente baixa exceto a parasitose por *Schistosoma* spp que é de alta prevalência, tendo este estudo mencionado também a falta de higiene, nível socioeconómico baixo e saneamento básico precário. Desse modo, o diagnóstico coprológico e sorológico são necessários para possibilitar o tratamento farmacológico mais adequado naquela população (DURO, 2016).

A coprologia parasitária põe em evidência e identifica parasitas que vivem no tubo digestivo do homem ou outros hospedeiros, ou aqueles para os quais as fezes constituem o veículo normal das suas formas de disseminação no meio exterior.

No que diz respeitos entre os determinantes de haver falsos resultados negativos, alguns são atribuíveis aos próprios métodos ou técnicas que são utilizadas e outros devido ao ciclo de vida dos parasitas, cuja deteção está relacionada ao tipo de forma presente na amostra analisada: que podem estar em forma de quisto ou trofozoítos no caso dos protozoários, ovos ou larvas para o caso das helmintas (TEIXEIRA et al., 2020).

De modo geral, as principais causas de erro são geralmente:

1. Quando se coleta mal uma amostra e se conserva: Muitas formas parasitárias sobre a qual iria basear o diagnóstico são extremamente lábeis fora do organismo hospedeiro. Isto faz com que a conservação inadequada da amostra afeta, deforme ou destrua as formas biológicas dos Quistos ou ovos (SOUZA-FIGUEIREDO, 2014).

2. Escasso número de quistos e ovos nas amostras. Quando o número de elementos de parasitas nestes resíduos é muito baixo, a sua presença não pode ser detetada durante o estudo coprológico .

3. Ciclo de vida do parasita. Existem espécies de parasitas intestinais humanos que geralmente não eliminam seus elementos de dispersão misturados com fezes do hospedeiro, em tais circunstâncias, a análise de uma amostra de fezes quase sempre levaria a um resultado falso negativo (SOUZA-FIGUEIREDO, 2014).

Diagnóstico Laboratorial das parasitoses

O diagnóstico laboratorial em saúde exige não apenas conhecimento técnico, mas também organização, padronização de procedimentos e gestão adequada dos recursos envolvidos no processo assistencial. Nesse contexto, a literatura destaca que a eficiência dos serviços de saúde está



REVISTA CIENTÍFICA ACERTTE

ISSN 2763-8928

ESTUDO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EM INDIVÍDUOS INTERNADOS NO HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO

Daniel Joaquim Chipassa, Feliciano Muto Tito Canjinji, Álvaro Ernesto Chipepe

diretamente relacionada à gestão dos insumos, à racionalização dos métodos utilizados e à adoção de práticas sistematizadas, fatores que impactam diretamente a qualidade dos exames laboratoriais e a confiabilidade dos resultados (Orfale et al., 2025).

Para diagnosticar parasitas intestinais é fundamental a utilização de diferentes técnicas a fim de detetar as infecções com mais sensibilidade. Dessa forma, existem diferentes métodos diagnóstico de parasitoses intestinais, entre os quais podem-se destacar a microscopia direta, métodos sorológicos e moleculares (DACAL et al., 2020).

Em caso de análise laboratorial fecal, parte do grupo de exames complementares de diagnóstico conhecido como análises clínicas ou análises laboratoriais, quando o médico solicita, em caso de uma investigação clínica. Existem vários tipos de exames laboratoriais com diferentes métodos usados, que se podem fazer nas fezes como a pesquisa de sangue, pesquisa de ovos,quistos e parasitas, coproculturas, medição do PH ou osmolaridade ou a quantificação da calprotectina fecal (MUSSIE et al., 2022).

De acordo com a faixa etária, alguns exames de fezes podem ser pedidos por rotina, outros são prescritos quando há suspeita de alguma questão que se possa refletir em alterações das fezes. Em exames de fezes faz-se análise macroscópica das fezes, trata-se de uma avaliação do aspetto das fezes e diz respeito, principalmente, ao aspetto, cor, presença de muco, sangue ou outras substâncias estranhas, consistência e forma (GABRIELLI et al., 2024).

Dependendo do tipo de microrganismo pesquisado, a análise pode envolver observação direta das fezes, observação do microscópio, culturas e pesquisa de DNA (PCR) do microrganismo isto para casos mais avançado (WINTERFELD et al., 2024).

Faz-se também uma avaliação microscópica com a finalidade de identificar quisto, ovos, larvas e formas. Os exames de fezes compreendem diversos testes laboratoriais que podem auxiliar o diagnóstico de doenças gastrointestinais (KIM et al., 2021).

Cada exame de fezes tem uma orientação específica e um frasco apropriado para coleta. Seguir adequadamente as orientações é muito importante, os exames de fezes são capazes de ajudar no diagnóstico de uma variedade de doenças (TSUKANOV et al., 2024). Além disso, há diversos outros exames realizados em fezes, como a pesquisa de leucócitos e hemácias no material fecal (DACAL et al., 2020).

A nível dos diagnósticos parasitológicos existe de maneira coesa dois tipos de métodos para identificação dos parasitas, o quantitativo e o qualitativo. Os quantitativos tem a capacidade de avaliar o grau de intensidade da infecção, através da contagem de ovos que o parasita produz nas fezes, e os qualitativos que tem a capacidade de contar e identificar com nitidez o formato do ovo (FIGUEIREDO, 2007).

Em caso de análise laboratorial fecal, parte do grupo de exames complementares de diagnóstico conhecido como análises clínicas ou análises laboratoriais, quando o médico solicita, em caso de uma investigação clínica (JULIANI, 2023). De acordo com a faixa etaria, alguns exames de fezes podem ser pedidos por rotina, outros são prescritos quando há suspeita de alguma questão que



REVISTA CIENTÍFICA ACERTTE

ISSN 2763-8928

ESTUDO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EM INDIVÍDUOS INTERNADOS NO HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO

Daniel Joaquim Chipassa, Feliciano Muto Tito Canjinji, Álvaro Ernesto Chipepe

se possa refletir em alterações das fezes. Em exames de fezes faz-se análise macroscópica das fezes, trata-se de uma avaliação do aspetto das fezes e diz respeito, principalmente, ao aspetto, cor, presença de muco, sangue ou outras substâncias estranhas, consistência e forma (LAGATIE et al., 2020).

Dependendo do tipo de microrganismo pesquisado, a análise pode envolver observação direta das fezes, observação do microscópio, culturas e pesquisa de DNA (PCR) do microrganismo. Faz-se também uma avaliação microscópica com a finalidade de identificar quisto, ovos, larvas e formas (HAUCK & PACHECO, 2021a).

Os exames de fezes compreendem diversos testes laboratoriais que podem auxiliar o diagnóstico de doenças gastrointestinais e infeciosas, como as de parasitas, muitos são os sinais e sintomas que podem levar à solicitação de algum tipo de exame de fezes, a exemplo de diarreia persistente, dor abdominal ou perda de peso inexplicável. Tanto a solicitação quanto a interpretação do exame deve ser sempre feita por um médico (AHMAD et al., 2020; HAUCK & PACHECO, 2021b). Cada exame de fezes tem uma orientação específica e um frasco apropriado para coleta. Seguir adequadamente as orientações é muito importante, os exames de fezes são capazes de ajudar no diagnóstico de uma variedade de doenças (VEROCAI et al., 2020).

Além disso, há diversos outros exames realizados em fezes, como a pesquisa de leucócitos e hemácias, no material ou de sangue oculto, que sugerem a presença de alguma lesão, inflamação ou processo infecioso que precisa ser investigado. Também há testes que avaliam a capacidade de absorção do intestino (PAGE et al., 2021).

Exame direto a fresco: é o método mais simples, em que uma pequena porção de fezes recém-eliminadas é colocada sobre uma lâmina e emulsificada em solução salina. Ao microscópio, se pode verificar a motilidade de trofozoítos e de flagelados intestinais em amostras com consistência pastosa ou líquida, por exemplo: Pode-se ainda corar o material com lugol ou azul de metileno para melhor análise de características morfológicas dequistos de protozoários, porém às custas da perda da mobilidade dos trofozoítos (VEROCAI et al., 2020).

A Técnica de Hoffman: possibilitam a deteção de elementos parasitários que podem não ser detetados ao exame direto a fresco do esfregaço, se valendo das propriedades físicas dos elementos parasitários, como sua massa e seu tamanho (JULIANI, 2023). Assim, aumenta a sensibilidade diagnóstica em relação ao exame direto, separando os elementos parasitários dos demais interferentes nas fezes com o emprego de etapas adicionais, como sedimentação, flutuação e centrifugação (BALATBAT et al., 1996; UDEH et al., 2019).

A Técnica de Willis: consiste em dissolver pequenas amostras de fezes (cerca de 1 g) em solução saturada de cloreto de sódio (mais densa que a água), que faz com que os ovos de helmintas equistos de protozoários passem pelo processo de flutuação. A solução é transferida para um recipiente de modo que a superfície do líquido atinja a borda do recipiente. Para a recuperação dos ovos equistos, mantém-se uma lâmina de microscopia sobre a boca do recipiente, em contato com o menisco do líquido. A amostra aderida à lâmina, coberta com uma lamínula, é examinada em seguida, sem coloração (JULIANI, 2023a).



REVISTA CIENTÍFICA ACERTTE

ISSN 2763-8928

ESTUDO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EM INDIVÍDUOS

INTERNADOS NO HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO

Daniel Joaquim Chipassa, Feliciano Muto Tito Canjinji, Álvaro Ernesto Chipepe

Técnica quantitativa Kato-Katz: baseia-se na definição de determinada massa da amostra fecal a ser examinada, seguida da contagem dos ovos nela encontrados. Os resultados são normalmente expressos em número de ovos por grama de fezes. Normalmente ocorre a passagem da amostra fecal por uma malha metálica ou de náilon, para a retirada de detritos, seguido do uso de verde malaquita para a coloração de fundo da amostra.(BERNARDES, 2001)

A Técnica de Ziehl-Neelsen foi desenvolvida por Franz Ziehl e posteriormente melhorada por Friedrich Neelsen, no final do século 19. Essa técnica de coloração é mais agressiva que a Técnica de Gram, sendo usada em bactérias que são má coradas pela coloração de Gram, como por exemplo as bactérias do gênero *Mycobacterium* e *Nocardia*, pois embora foi adaptada para corar alguns parasitas como *Cryptosporidium* spp e *Microsporidium* spp, *Cystoisospora* spp e *Cyclopora* spp (Tarafder et al., 2010). Dentre os métodos qualitativos mais utilizados e conhecidos estão as Técnicas de Stoll-Hausheer, Kato-Katz e Coprotest. Por outro lado, os métodos qualitativos são utilizados para a demonstração da presença das formas parasitárias, e entre eles podemos citar o método de sedimentação espontânea ou Técnica de Hoffman, Pons e Janer, Sedimentação por centrifugação ou Técnica de Ritchie, Centrífugo-flutuação em sulfato de zinco ou Técnica de Faust (CASTILHO et al., 1984).

A Técnica de Kato foi modificada por Katz et al., (1972), podendo ser utilizada com duas abordagens - quantitativo e qualitativo. É frequentemente utilizado como método qualitativo para a identificação de ovos *S. mansoni*, *A. lumbricoides*, *T. trichiura* e *Ancilostomídeos* (DE ANDRADE et al., 2010).

3 METODOLOGIA

O estudo foi realizado na Província do Huambo, Município do Huambo. Tratou-se de um estudo descritivo, transversal, utilizando amostras fecais recolhidas durante 3 meses efetivos, de Janeiro a Março de 2025, de 212 indivíduos de ambos sexos, com as idades compreendidas entre 18 a 50 anos, todos internados na mesma unidade sanitária.

Este estudo foi aprovado pelo Comitê de Ética em Pesquisas da Faculdade de Medicina da Universidade Katyavala Bwila, e todos os participantes do estudo foram responsáveis por si mesmo, assinaram o Termo de Consentimento Livre e Esclarecido (TCLE). Todos os voluntários foram submetidos a duas coletas de amostra de fezes cada, para uma análise comparativa de 5 cinco métodos laboratoriais (Direto, Willis, Hoffmann, Kato katz e Ziehl Nelseen), visando identificar entre os métodos qual possuir a maior sensibilidade de quantificar as parasitoses intestinais independentemente da forma em que ela se encontre.

Realizaram-se análises laboratoriais com o uso do microscópio ótico, tendo sido usados os materiais e reagentes de laboratório específicos tais como: lâminas microscópicas, lamelas, espátulas, alças de esfregaços, funil, Beker, potes, tubo de centrifugas, cones, pipetas, suporte, luvas, batas descartáveis, gazes, guardanapos, canetas de apontamento caderno fichas de resultados, lugol, óleo



REVISTA CIENTÍFICA ACERTTE

ISSN 2763-8928

ESTUDO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EM INDIVÍDUOS INTERNADOS NO HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO

Daniel Joaquim Chipassa, Feliciano Muto Tito Canjinji, Álvaro Ernesto Chipepe

de emersão, sal, água destilada, soro fisiológico, azul de metileno, fucsina básica, álcool ácido, e placas.

A população do estudo, foi de adultos com idades compreendidas entre os 18 a 50 anos de idade. O universo da população total a qual representa a amostra da investigação, foi de N=880 indivíduos.

Para o cálculo da amostra, foi usada a seguinte fórmula matemática:

$$n = \frac{N \cdot p \cdot q \cdot (Z^2)}{p \cdot q \cdot (Z^2) + (N - 1) \cdot e^2}$$

Onde n = Tamanho da amostra, p e q = Percentagem em que o fenômeno se verifica (na maioria dos casos 50 % e 50%); N = Tamanho da população e= Erro percentual máximo permitido (5%) e Z= quantil de uma distribuição normal para um intervalo de confiança de 95% = 1,96.

Portanto, o tamanho mínimo da amostra foi de n= 216 indivíduos. Devido ao facto de que (4) quatro desistiram, considerou apenas 212 amostras biológicas dos indivíduos que participaram.

Realizaram-se cinco Técnicas laboratoriais diferente como Exame Directo, Técnica de Willis, Técnica de Hoffman, Técnica de Kato-Katz e Técnica de Ziehl-Nelseen, com os seguintes procedimentos:

Exame direto

1. Tomar uma pequena porção do material a examinar e misturar, se necessário, com pequena quantidade de solução salina a 9 % sobre uma lâmina.
2. Cobrir com lamínula e examinar.

Técnica de Hoffman

1. Preparar uma suspensão de 1 parte de fezes, para aproximadamente 10 partes de água.
2. Filtrar para cálice de sedimentação, usando gaze dobrada 4 vezes e acrescentar mais água até que o nível líquido fique a aproximadamente 2 cm da borda do cálice.
3. Deixar sedimentar, no mínimo, por 2 horas. Executar a leitura do sedimento entre lâmina e lamínula.

Técnica de Willis (flutuação)

1. Preparar uma suspensão de fezes em solução saturada de cloreto de sódio. 2) Filtrar em gaze dobrada 4 vezes, para um tubo de Wassermann, até bem próximo da borda. Com uma pipeta ou contagotas, acrescentar mais solução até a formação de um menisco positivo.3) Colocar uma lamínula sobre o tubo, de forma que entre em contato com o líquido. Deixar em repouso por 5 a 10 minutos. 4) Transferir a lamínula para uma lâmina com uma gota de lugol e examinar.



REVISTA CIENTÍFICA ACERTTE

ISSN 2763-8928

ESTUDO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EM INDIVÍDUOS
INTERNADOS NO HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO

Daniel Joaquim Chipassa, Feliciano Muto Tito Canjinji, Álvaro Ernesto Chipepe

Técnica de Kato-Katz (quantitativo)

1. Colocar a tela sobre as fezes e pressioná-la com a espátula. 2) Colocar a placa perfurada sobre uma lamínula e depositar no orifício da placa as fezes que passaram pelas malhas da tela. 3) Comprimir as fezes no orifício da placa até que esteja completamente preenchido. Retirar a placa. 4) Colocar a "lamínula" de celofane sobre o cilindro de fezes e inverter a preparação sobre uma superfície lisa, espalhando o material uniformemente entre lâmina e a lamínula de celofane. 5) Deixar a preparação em repouso durante 60 minutos, à temperatura ambiente. Contar todos os ovos e calcular o número por gr. de fezes x 24.

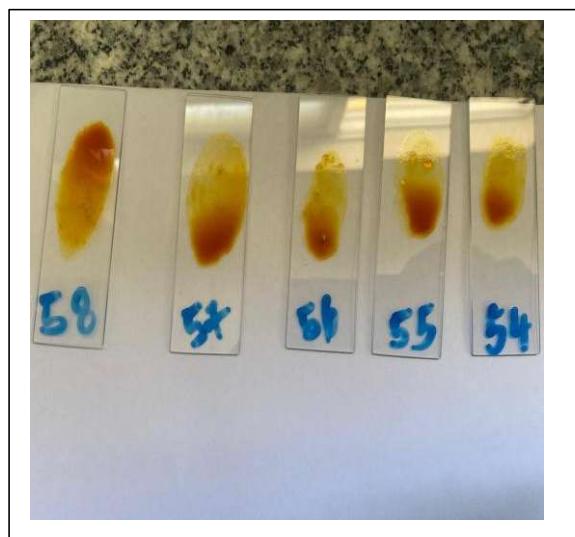


Figura 1. Ilustração mostrando o processamento das amostras pelos métodos direto e o método de Willis para o diagnóstico de parasitas nas fezes (da esquerda para a direita: sedimentação e esfregaço)

Coloração

- 1 - Fazer um esfregaço das fezes brutas em cada uma das lâminas com auxílio de uma zaragatão ou pipeta de Pasteur (fezes muito líquidas) e ou a partir do sedimento de concentração através da Técnica de Ritchie
- 2 - Colocar as lâminas sobre a grelha com o esfregaço virado para cima, sem encostar umas as outras; deixar o esfregaço secar a temperatura ambiente
- 3 - Fixar em metanol por três minutos
- 4 - Corar com Fuscina Fenicida durante 15-20 minutos; Encher o copo com água corrente e deitar por cima das lâminas iniciando da parte de identificação de cada lâmina, para que escorra suavemente sobre o esfregaço até eliminar todo o corante
- 5 - Cobrir completamente a lâmina com a Solução descolorante de Álcool-Ácido a 3% e deixar atuar 15-20 segundos; inclinar a lâmina e retirar a solução descolorante, lavar a lâmina. Verificar se os esfregaços ficaram descolorados. Considera-se descolorado o esfregaço que apresentar coloração esbranquiçada ou levemente corada. Se necessário repetir o processo de descoloração



REVISTA CIENTÍFICA ACERTTE

ISSN 2763-8928

ESTUDO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EM INDIVÍDUOS INTERNADOS NO HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO

Daniel Joaquim Chipassa, Feliciano Muto Tito Canjinji, Álvaro Ernesto Chipepe

- 6 - Cobrir completamente a lâmina com a Solução de verde malaquita durante 30 a 60 segundos.
- 7 - Inclinar a lâmina e retirar a solução de verde malaquita, lavar a lâmina. Verificar se os esfregaços ficaram corados. Considera-se corado o esfregaço que apresentar coloração verde ou levemente corada
- 8 - Humedecer papel toalha com álcool-ácido a 3% ou álcool a 70% e limpar o verso de cada lâmina – lado oposto do esfregaço, se for necessário limpar o excesso de corante na lâmina
- 9 - Em um suporte, colocar cada uma das lâminas em pé, para secar

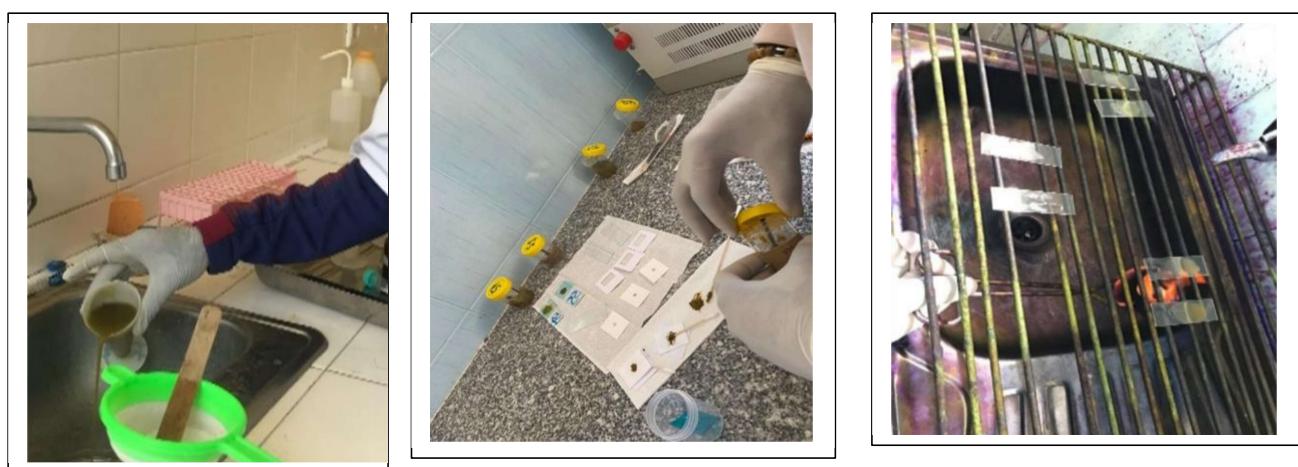


Figura 2. Ilustração mostrando a aplicação dos métodos da esquerda para a direita: i) Método de Hoffmann, ii) Método de Kato Katz e o iii) método Direto para diagnóstico de parasitas nas fezes.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

O estudo de campo decorreu durante os meses de Janeiro a março de 2025 (3 meses) no qual foram trabalhadas um total de N=212 amostras de indivíduos que estavam internados no hospital sanatório do Huambo, cujo a idade variou dos 18 aos 50 anos de ambos os sexos.

Tabela 1 - Distribuição das variáveis idades, gênero (n=2012)

Variáveis em estudo	fa (%)
Idade	
17 - 24	107 (50,5)
25 - 32	42 (19,8)
33 - 40	34 (16,0)
41 - 48	21 (9,9)
≥50	8 (3,8)
Gênero	
Feminino	131 (61,8)
Masculino	81 (38,2)
Total	212 (100)



REVISTA CIENTÍFICA ACERTTE

ISSN 2763-8928

ESTUDO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EM INDIVÍDUOS INTERNADOS NO HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO
Daniel Joaquim Chipassa, Feliciano Muto Tito Canjinji, Álvaro Ernesto Chipepe

Foram realizadas a coletas de amostras fecais e foram conduzidas entrevistas. Efetuou-se a análise laboratorial das amostras fecais, tanto amostras líquidas como sólidas, na qual utilizaram-se cinco técnicas de diagnóstico laboratorial (Exame direto, Técnica de Willis, Técnica de Hoffman, Técnica de Kato-Katz, e Técnica de Ziehl-Nelseen) permitindo assim a abrangência e a validação dos achados microscópicos.

Tabela 2. Distribuição e significância do resultado segundo os diferentes métodos de diagnóstico laboratorial (N=212)

Exame Directo			
Resultado	fa (%)	IC 95 %	P
Negativa	14 (6,6%)		
Positiva	198 (93,4%)	0 - 0,09	0,000
Total	212 (100%)		
Técnica de Willis Mollay			
Negativa	13 (6,1%)		
Positiva	199 (93,9%)	0,901 - 0,966	0,000
Total	212 (100%)		
Técnica de Kato Katz			
Negativa	14 (6,6%)		
Positiva	198 (93,4%)	0,873 - 0,948	0,000
Total	212 (100%)		
Técnica de Ziehl Nelseen			
Negativa	16 (7,5%)		
Positiva	196 (92,5%)	0,895 - 0,962	0,000
Total	212 (100%)		
Técnica de Hoffman			
Negativa	18 (8,5%)		
Positiva	194 (91,5%)	0,884 - 0,955	0,000
Total	212 (100%)		

Observou-se na tabela 2 que a Técnica de Willis, foi a que mais apresentou sensibilidade dos ovos dos parasitas a nível laboratorial 199 (93,9%).



REVISTA CIENTÍFICA ACERTTE

ISSN 2763-8928

ESTUDO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EM INDIVÍDUOS
INTERNADOS NO HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO
Daniel Joaquim Chipassa, Feliciano Muto Tito Canjinji, Álvaro Ernesto Chipepe

Tabela 3. Distribuição geral dos resultados dos métodos de diagnóstico de acordo com os agentes identificados (n=212)

	Método directo		Willis Molay		Offman		KatoKatz		ZiehlNeelsen	
	Pos fa(%)	Neg fa(%)	Pos fa(%)	Neg fa(%)	Pos fa(%)	Neg fa(%)	Pos fa(%)	Neg fa(%)	Pos fa(%)	Neg fa(%)
Protozoários										
<i>Cystoisospora</i> spp.	0 (0)	212 (100)	0 (0)	212 (100)	0 (0)	212 (100)	0 (0)	212 (100)	49 (23,1)	163 (76,9)
<i>Cycloisospora</i> spp.	0 (0)	212 (100)	0 (0)	212 (100)	0 (0)	212 (100)	0 (0)	212 (100)	15 (7,1)	197 (92,9)
<i>Cryptosporidium</i> spp	0 (0)	212 (100)	0 (0)	212 (100)	0 (0)	212 (100)	0 (0)	212 (100)	151 (71,2)	61 (28,8)
<i>Entamoeba</i> spp.	14 (6,6)	198 (93,4)	14 (6,6)	198 (93,4)	0 (0)	212 (100)	0 (0)	212 (100)	0 (0)	212 (100)
Helmintos										
<i>Taenia</i> spp.	27 (12,7)	185 (87,3)	119 (56,1)	93 (43,9)	84 (39,6)	128 (60,4)	76 (35,8)	136 (64,2)	0 (0)	212 (100)
<i>Dipylidium</i> spp.	130 (61,3)	82 (38,7)	5 (2,4)	207 (97,6)	2 (0,9)	210 (99,1)	60 (28,3)	152 (71,7)	0 (0)	212 (100)
<i>Strongyloides</i> spp.	103 (48,5)	109 (51,4)	1 (0,5)	211 (99,5)	27 (12,7)	185 (87,3)	68 (32,1)	144 (67,9)	0 (0)	212 (100)
<i>Ascaris</i> spp.	51 (24,1)	161 (75,9)	8 (3,8)	204 (96,2)	10 (4,7)	202 (95,3)	15 (7,1)	197 (92,9)	0 (0)	212 (100)
<i>Enterobius</i> spp.	17 (8)	195 (92)	2 (0,9)	210 (99,1)	0 (0)	212 (100)	0 (0)	212 (100)	0 (0)	212 (100)
<i>Ancylostoma</i> spp.	3 (1,4)	209 (98,6)	54 (25,5)	158 (74,5)	7 (3,3)	205 (96,7)	2 (0,9)	210 (99,1)	0 (0)	212 (100)
<i>Schistosoma</i> spp.	0 (0)	212 (100)	0 (0)	212 (100)	81 (38,2)	131 (61,8)	102 (48,1)	110 (51,9)	0 (0)	212 (100)
<i>Fasciola</i> spp.	0 (0)	212 (100)	0 (0)	212 (100)	14 (6,6)	198 (93,4)	6 (2,8)	206 (97,2)	0 (0)	212 (100)

No geral, foram observados diferentes estágios dos parasitas, compreendendo: Quistas de protozoários (*Entamoeba* spp, *Cryptosporidium* spp, *cyclospora* spp e *Cystoisospora* spp), ovos e larvas de helmintas (*Ascaris* spp, *Strongyloidis* spp, *Ancylostoma* spp, *Dipilidium* spp, *Enterobius* spp, *Taenia* spp, *Schistosoma* spp e *Fasciola* spp).



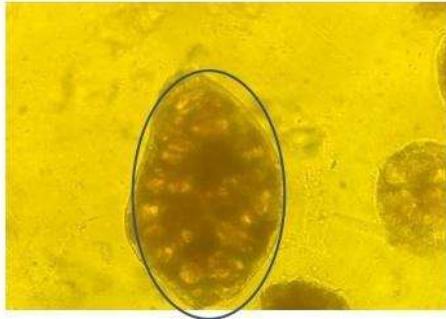


REVISTA CIENTÍFICA ACERTTE

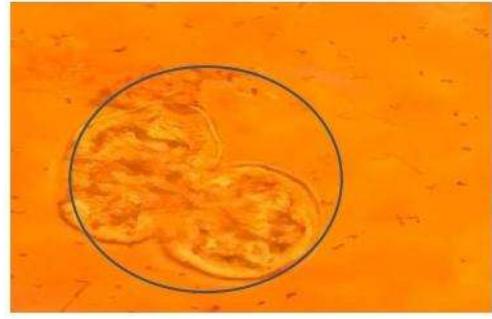
ISSN 2763-8928

ESTUDO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EM INDIVÍDUOS
INTERNADOS NO HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO
Daniel Joaquim Chipassa, Feliciano Muto Tito Canjinji, Álvaro Ernesto Chipepe

4-Ovos de *Fasciola spp.* Técnica de Kato Katz



5-Ovos de *Ancylostoma spp.*
Técnica de Hoffman



6-Ovos de *Dipylidium spp.* Exame Direto



7-Ovos de *Taenia spp.* Técnica de Willis



8-Larva de *Strongyloides spp.* Exame Direto

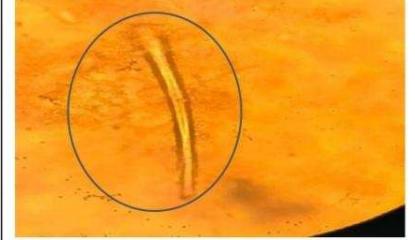


Figura 4. Fotografias tiradas pelo autor. Imagens observadas ao Microscópio ótico mostrando, Quistos de: 1- *Cryptosporidium spp.*, 2-*Cycloisospora spp.*, 3- *Entamoeba spp.*, 4-Ovos de *Fasciola spp.*, 5- Ovos de *Ancylostoma spp.*, 6-Ovos de *Dipylidium spp.*, 7-Ovos de *Taenia spp.*, 8-Larva de *Strongyloides spp.*

5 DISCUSSÃO

Foram realizados 212 exames laboratoriais de fezes utilizando cinco técnicas diagnósticas, a saber Exame direto, Técnica de Willis, Técnica de Hoffmann, Técnica de Kato-Katz e Coloração de Ziehl-Neelsen, as quais demonstraram elevada sensibilidade diagnóstica. De modo geral, essas técnicas apresentaram maior capacidade de deteção de helmintos e protozoários, respectivamente. Ressalta-se que a prevalência das parasitoses intestinais identificadas pode ser influenciada por fatores socioeconômicos relacionados ao contexto familiar dos indivíduos avaliados.

A maior incidência de parasitoses intestinais observada neste estudo foi de *Taenia spp.* entre os helmintos e *Cryptosporidium spp.* entre os protozoários, conforme apresentado na Tabela 3, que expressa de forma quantitativa os enteroparasitos encontrados nas amostras analisadas. Observou-se que a Técnica de Willis apresentou a maior sensibilidade quando comparada às demais técnicas empregadas.

De acordo com os resultados obtidos, constatou-se que a Técnica de Willis mostrou-se mais sensível do que o exame direto e a Técnica de Hoffmann, apresentando índice de positividade de 199



REVISTA CIENTÍFICA ACERTTE

ISSN 2763-8928

ESTUDO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EM INDIVÍDUOS INTERNADOS NO HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO

Daniel Joaquim Chipassa, Feliciano Muto Tito Canjinji, Álvaro Ernesto Chipepe

amostras (93,9%). Esses achados corroboram os resultados descritos por Vale (2022), em estudo realizado em Macapá, Brasil, que também evidenciou maior sensibilidade da Técnica de Willis quando comparada a outras metodologias diagnósticas.

CONSIDERAÇÕES

A partir deste estudo, verificou-se que a sensibilidade das diferentes técnicas diagnósticas permitiu observar que todas as amostras analisadas apresentaram resultado positivo. Dessa forma, pode-se afirmar que a prevalência de parasitos intestinais nos doentes avaliados é elevada. Além disso, de acordo com os resultados da pesquisa, constatou-se que a Técnica de Willis apresentou maior sensibilidade quando comparada às Técnicas de Exame direto, Hoffmann, Kato-Katz e Ziehl-Neelsen.

REFERÊNCIAS

AHMAD, H. et al. Diagnostic potential of an IgE-ELISA in detecting strongyloidiasis. **The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 103, n. 6, p. 2288–2293, 2020. DOI: <https://doi.org/10.4269/ajtmh.20-0265>.

ASCANIO, L. C. et al. In vitro diagnostic methods of Chagas disease in the clinical laboratory: a scoping review. **Frontiers in Microbiology**, v. 15, e1393992, 2024. DOI: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1393992>.

BALATBAT, A. B. et al. Detection of *Cryptosporidium parvum* DNA in human feces by nested PCR. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 34, n. 7, p. 1769–1772, 1996. DOI: <https://doi.org/10.1128/JCM.34.7.1769-1772.1996>.

BERNARDES, H. **Comparação dos métodos de Lutz, Willis e Kato-Katz no diagnóstico de helmintos intestinais** (Uberlândia, MG). 2001. Dissertação (Mestrado) — Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2001. DOI: <https://doi.org/10.14393/ufu.di.2001.16>.

CASTILHO, V. L. P. et al. Exame parasitológico quantitativo das fezes: estudo comparativo entre os métodos de McMaster, Stoll-Hausheer e Kato-Katz. **Medicina Tropical**, 1984.

DACAL, E.; KÖSTER, P. C.; CARMENA, D. Diagnóstico molecular de parasitos intestinales. **Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica**, v. 38, supl. 1, p. 24–31, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.eimc.2020.02.005>.

DE ANDRADE, E. C. et al. Parasitos intestinais: uma revisão sobre seus aspectos sociais, epidemiológicos, clínicos e terapêuticos. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**, v. 13, n. 2, 2010.

DOĞAN, S. et al. Distribution of the intestinal parasites according to species and gender in patients presented to the microbiology laboratory in a tertiary hospital in Somalia between January 2018 and October 2022. **Infection and Drug Resistance**, v. 16, p. 7007–7014, 2023. DOI: <https://doi.org/10.2147/IDR.S434214>.

DURO, M. VIH/Sida: breve história de uma nova/velha infecção. **Acta Farmacêutica Portuguesa**, v. 5, n. 1, p. 24–35, 2016.

FIGUEIREDO, M. A. S. Prevalência das enteroparasitos em pacientes HIV-positivos atendidos no Centro de Saúde do Município de Caruaru/PE. 2007. Trabalho acadêmico - Caruaru, 2007.



REVISTA CIENTÍFICA ACERTTE

ISSN 2763-8928

ESTUDO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EM INDIVÍDUOS

INTERNADOS NO HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO

Daniel Joaquim Chipassa, Feliciano Muto Tito Canjinji, Álvaro Ernesto Chipepe

GABRIELLI, S. et al. Comparative performance evaluation of four different methods for diagnosing *Giardia* infection in dogs and zoonotic assemblages' identification. **Veterinary Parasitology**, v. 329, e110192, 2024. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2024.110192>.

HAUCK, R.; PACHECO, W. J. Detection of coccidia oocysts in litter and feces of broilers in a floor pen trial. **The Journal of Parasitology**, v. 107, n. 6, p. 878–881, 2021a. DOI: <https://doi.org/10.1645/21-8>.

HAUCK, R.; PACHECO, W. J. Detection of coccidia oocysts in litter and feces of broilers in a floor pen trial. **The Journal of Parasitology**, v. 107, n. 6, p. 878–881, 2021b. DOI: <https://doi.org/10.1645/21-8>.

JULIANI, D. Mapeando os métodos diagnósticos em Parasitologia. **Blog Gran Cursos Online**, 24 abr. 2023. Disponível em: <https://blog.grancursosonline.com.br/mapeando-os-metodos-diagnosticos-em-parasitologia/>.

KIM, M. et al. Quantification of viable protozoan parasites on leafy greens using molecular methods. **Food Microbiology**, v. 99, e103816, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.fm.2021.103816>.

LAGATIE, O. et al. Detection of *Ascaris lumbricoides* infection by ABA-1 coproantigen ELISA. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 14, n. 10, e0008807, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008807>.

LEBU, S. et al. Soil-transmitted helminths: a critical review of the impact of co-infections and implications for control and elimination. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 17, n. 8, e0011496, 2023. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0011496>.

MUSSIE, K. M. et al. Bioethical implications of vulnerability and politics for healthcare in Ethiopia and the ways forward. **Journal of Bioethical Inquiry**, v. 19, n. 4, p. 667–681, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11673-022-10210-x>.

NTONIFOR, N. H. et al. Prevalence of intestinal parasites and associated risk factors in HIV positive and negative patients in Northwest Region, Cameroon. **Scientific Reports**, v. 12, n. 1, e16747, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1038/s41598-022-20570-4>.

OLIE, S. E. et al. Molecular diagnostics in cerebrospinal fluid for the diagnosis of central nervous system infections. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 37, n. 4, e00021-24, 2024. DOI: <https://doi.org/10.1128/cmr.00021-24>.

ORFALE, Adriana Garcia et al. Fundamentos da gestão logística em saúde: a assistência farmacêutica e a gestão de medicamentos. **Revista Científica ACERTTE**, v. 5, n. 12, p. e512289, 2025. DOI: 10.63026/acerette.v5i12.289.

ORREGO, L. M. et al. Methods for the isolation and study of exovesicle DNA from trypanosomatid parasites. **Methods in Molecular Biology**, v. 2369, p. 301–317, 2021. DOI: https://doi.org/10.1007/978-1-0716-1681-9_16.

ÖZKAN-AHMETOĞLU, M. et al. Investigation of intestinal parasites by conventional and molecular methods in children with gastrointestinal system complaints. **Parasitology Research**, v. 122, n. 6, p. 1361–1370, 2023. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00436-023-07836-0>.

PAES, A. L. V. et al. Enteroparasites em pacientes com HIV/AIDS: prevalência, contagem de células CD4 e perfil socioeconômico. **Brazilian Journal of Health Review**, v. 3, n. 4, p. 7532–7549, 2020. DOI: <https://doi.org/10.34119/bjhrv3n4-027>.

PAGE, B. et al. Influence of intestinal helminth burden on clinical manifestations, therapeutic response, and *Leishmania braziliensis* load in patients with new world cutaneous leishmaniasis. **The**



REVISTA CIENTÍFICA ACERTTE
ISSN 2763-8928

ESTUDO COMPARATIVO DE 5 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EM INDIVÍDUOS

INTERNADOS NO HOSPITAL SANATÓRIO DO HUAMBO

Daniel Joaquim Chipassa, Feliciano Muto Tito Canjinji, Álvaro Ernesto Chipepe

American Journal of Tropical Medicine and Hygiene, v. 105, n. 4, p. 1060–1066, 2021. DOI:
<https://doi.org/10.4269/ajtmh.20-1664>.

SEIDLOVA, V. et al. Comparison of diagnostic methods for *Tetracapsuloides bryosalmonae* detection in salmonid fish. **Journal of Fish Diseases**, v. 44, n. 8, p. 1147–1153, 2021. DOI:
<https://doi.org/10.1111/jfd.13375>.

SHAMBHU, S. et al. Computational methods for automated analysis of malaria parasite using blood smear images: recent advances. **Computational Intelligence and Neuroscience**, 2022, e3626726. DOI: <https://doi.org/10.1155/2022/3626726>.

SOUSA-FIGUEIREDO, J. C. Angola: mapeamento de esquistossomíase e de helmintíases transmitidas pelo solo – Província do Huambo. 2014.

SOUZA, A. C. et al. Perfil epidemiológico das parasitoses intestinais e avaliação dos fatores de risco em indivíduos residentes em um assentamento rural do Nordeste brasileiro. **Revista Conexão UEPG**, v. 12, n. 1, p. 26–37, 2016. DOI: <https://doi.org/10.5212/Rev.Conexao.v.12.i1.0002>.

STEFANO, V. C. et al. Effects of hypertonic solutions on two species of human intestinal parasites during fecal examination. **Future Microbiology**, v. 18, p. 197–203, 2023. DOI: <https://doi.org/10.2217/fmb-2022-0055>.

TARAFDER, M. et al. Estimating the sensitivity and specificity of Kato-Katz stool examination technique for detection of hookworms, *Ascaris lumbricoides* and *Trichuris trichiura* infections in humans in the absence of a gold standard. **International Journal for Parasitology**, v. 40, n. 4, p. 399–404, 2010. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2009.09.003>.

TEIXEIRA, P. A. et al. Parasitoses intestinais e saneamento básico no Brasil: estudo de revisão integrativa. **Brazilian Journal of Development**, v. 6, n. 5, p. 22867–22890, 2020.

TSUKANOV, V. V.; VASYUTIN, A. V.; TONKIKH, J. L. Parasites of the liver: a global problem? **World Journal of Gastroenterology**, v. 30, n. 30, p. 3554–3559, 2024. DOI: <https://doi.org/10.3748/wjg.v30.i30.3554>.

UDEH, E. O. et al. Gastrointestinal parasitic infections and immunological status of HIV/AIDS coinfected individuals in Nigeria. **Annals of Global Health**, v. 85, n. 1, p. 99, 2019. DOI: <https://doi.org/10.5334/aogh.2554>.

VALE, E. P. **Análise comparativa de três métodos parasitológicos de fezes em uma escola do município de Macapá-AP**. 2022.

VEROCAI, G. G. et al. M. Diagnostic methods for detecting internal parasites of livestock. **Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice**, v. 36, n. 1, p. 125–143, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2019.12.003>.

WINTERFELD, D. T. et al. Comparison of different diagnostic protocols for the detection of *Toxocara* spp. in faecal samples of cats and dogs. **Parasites & Vectors**, v. 17, n. 1, e436, 2024. DOI: <https://doi.org/10.1186/s13071-024-06524-x>.